

**VETAGRO SUP
CAMPUS VETERINAIRE DE LYON**

Année 2016 - Thèse n° 120

***ETUDE DU PARASITISME DIGESTIF PAR COPROSCOPIE
CHEZ LE LAPIN ET LE COBAYE DE COMPAGNIE :
ENQUÊTE DANS 10 CLIENTELES VETERINAIRES
FRANCAISES***

THESE

Présentée à l'UNIVERSITE CLAUDE-BERNARD - LYON I
(Médecine - Pharmacie)
et soutenue publiquement le 16 décembre 2016
pour obtenir le grade de Docteur Vétérinaire

par

RAUNIER Annabelle
Née le 19 décembre 1990
à *Grenoble (38)*



VetAgro Sup



**VETAGRO SUP
CAMPUS VETERINAIRE DE LYON**

Année 2016 - Thèse n° 120

***ETUDE DU PARASITISME DIGESTIF PAR COPROSCOPIE
CHEZ LE LAPIN ET LE COBAYE DE COMPAGNIE :
ENQUÊTE DANS 10 CLIENTELES VETERINAIRES
FRANCAISES***

THESE

Présentée à l'UNIVERSITE CLAUDE-BERNARD - LYON I
(Médecine - Pharmacie)
et soutenue publiquement le 16 décembre 2016
pour obtenir le grade de Docteur Vétérinaire

par

RAUNIER Annabelle
Née le 19 décembre 1990
à *Grenoble (38)*



VetAgro Sup



LISTE DES ENSEIGNANTS DU CAMPUS VÉTÉRIINAIRE DE LYON

Mise à jour le 09 juin 2015

Civilité	Nom	Prénom	Unités pédagogiques	Grade
M.	ALOGNINUWA	Théodore	UP Pathologie du bétail	Professeur
M.	ALVES-DE-OLIVEIRA	Laurent	UP Gestion des élevages	Maître de conférences
Mme	ARCANGIOLI	Marie-Anne	UP Pathologie du bétail	Maître de conférences
M.	ARTOIS	Marc	UP Santé Publique et Vétérinaire	Professeur
M.	BARTHELEMY	Anthony	UP Anatomie Chirurgie (ACSAI)	Maître de conférences Contractuel
Mme	BECKER	Claire	UP Pathologie du bétail	Maître de conférences
Mme	BELLUCO	Sara	UP Pathologie morphologique et clinique des animaux de compagnie	Maître de conférences
Mme	BENAMOU-SMITH	Agnès	UP Equine	Maître de conférences
M.	BENOIT	Etienne	UP Biologie fonctionnelle	Professeur
M.	BERNY	Philippe	UP Biologie fonctionnelle	Professeur
Mme	BERTHELET	Marie-Anne	UP Anatomie Chirurgie (ACSAI)	Maître de conférences
Mme	BONNET-GARIN	Jeanne-Marie	UP Biologie fonctionnelle	Professeur
Mme	BOULOCHER	Caroline	UP Anatomie Chirurgie (ACSAI)	Maître de conférences
M.	BOURDOISEAU	Gilles	UP Santé Publique et Vétérinaire	Professeur
M.	BOURGOIN	Gilles	UP Santé Publique et Vétérinaire	Maître de conférences
M.	BRUYERE	Pierre	UP Biotechnologies et pathologie de la reproduction	Maître de conférences
M.	BUFF	Samuel	UP Biotechnologies et pathologie de la reproduction	Maître de conférences
M.	BURONFOSSE	Thierry	UP Biologie fonctionnelle	Professeur
M.	CACHON	Thibaut	UP Anatomie Chirurgie (ACSAI)	Maître de conférences
M.	CADORE	Jean-Luc	UP Pathologie médicale des animaux de compagnie	Professeur
Mme	CALLAIT-CARDINAL	Marie-Pierre	UP Santé Publique et Vétérinaire	Maître de conférences
M.	CAROZZO	Claude	UP Anatomie Chirurgie (ACSAI)	Maître de conférences
M.	CHABANNE	Luc	UP Pathologie médicale des animaux de compagnie	Professeur
Mme	CHALVET-MONFRAY	Karine	UP Biologie fonctionnelle	Professeur
M.	COMMUN	Loic	UP Gestion des élevages	Maître de conférences
Mme	DE BOYER DES ROCHES	Alice	UP Gestion des élevages	Maître de conférences
Mme	DELIGNETTE-MULLER	Marie-Laure	UP Biologie fonctionnelle	Professeur
M.	DEMONT	Pierre	UP Santé Publique et Vétérinaire	Professeur
Mme	DESJARDINS PESSON	Isabelle	UP Equine	Maître de conférences Contractuel
Mme	DJELOUADJI	Zorée	UP Santé Publique et Vétérinaire	Maître de conférences
Mme	ESCRIOU	Catherine	UP Pathologie médicale des animaux de compagnie	Maître de conférences
M.	FAU	Didier	UP Anatomie Chirurgie (ACSAI)	Professeur
Mme	FOURNEL	Corinne	UP Pathologie morphologique et clinique des animaux de compagnie	Professeur
M.	FREYBURGER	Ludovic	UP Santé Publique et Vétérinaire	Maître de conférences
M.	FRIKHA	Mohamed-Ridha	UP Pathologie du bétail	Maître de conférences
Mme	GILOT-FROMONT	Emmanuelle	UP Santé Publique et Vétérinaire	Professeur
M.	GONTHIER	Alain	UP Santé Publique et Vétérinaire	Maître de conférences
Mme	GRATIN	Françoise	UP Gestion des élevages	Professeur
M.	GRANCHER	Denis	UP Gestion des élevages	Maître de conférences
Mme	GREZEL	Delphine	UP Santé Publique et Vétérinaire	Maître de conférences
M.	GUERIN	Pierre	UP Biotechnologies et pathologie de la reproduction	Professeur
Mme	HUGONNARD	Marine	UP Pathologie médicale des animaux de compagnie	Maître de conférences
M.	JUNOT	Stéphane	UP Anatomie Chirurgie (ACSAI)	Maître de conférences
M.	KECK	Gérard	UP Biologie fonctionnelle	Professeur
M.	KODJO	Angeli	UP Santé Publique et Vétérinaire	Professeur
Mme	LAABERKI	Maria-Halima	UP Santé Publique et Vétérinaire	Maître de conférences
M.	LACHERETZ	Antoine	UP Santé Publique et Vétérinaire	Professeur
Mme	LAMBERT	Véronique	UP Gestion des élevages	Maître de conférences
Mme	LATTARD	Virginie	UP Biologie fonctionnelle	Maître de conférences
Mme	LE GRAND	Dominique	UP Pathologie du bétail	Professeur
Mme	LEBLOND	Agnès	UP Santé Publique et Vétérinaire	Professeur
Mme	LEFRANC-POHL	Anne-Cécile	UP Equine	Maître de conférences
M.	LEPAGE	Olivier	UP Equine	Professeur
Mme	LOUZIER	Vanessa	UP Biologie fonctionnelle	Maître de conférences
M.	MARCHAL	Thierry	UP Pathologie morphologique et clinique des animaux de compagnie	Professeur
M.	MOUNIER	Luc	UP Gestion des élevages	Maître de conférences
M.	PEPIN	Michel	UP Santé Publique et Vétérinaire	Professeur
M.	PIN	Didier	UP Pathologie morphologique et clinique des animaux de compagnie	Maître de conférences
Mme	PONCE	Frédérique	UP Pathologie médicale des animaux de compagnie	Maître de conférences
Mme	PORTIER	Karine	UP Anatomie Chirurgie (ACSAI)	Maître de conférences
Mme	POUZOT-NEVORET	Céline	UP Anatomie Chirurgie (ACSAI)	Maître de conférences
Mme	PROUILLAC	Caroline	UP Biologie fonctionnelle	Maître de conférences
Mme	REMY	Denise	UP Anatomie Chirurgie (ACSAI)	Professeur
Mme	RENE MARTELLET	Magalie	UP Santé Publique et Vétérinaire	Maître de conférences stagiaire
M.	ROGER	Thierry	UP Anatomie Chirurgie (ACSAI)	Professeur
M.	SABATIER	Philippe	UP Biologie fonctionnelle	Professeur
M.	SAWAYA	Serge	UP Anatomie Chirurgie (ACSAI)	Maître de conférences
M.	SCHRAMME	Serge	UP Equine	Professeur associé
Mme	SEGARD	Emilie	UP Anatomie Chirurgie (ACSAI)	Maître de conférences Contractuel
Mme	SERGENTET	Delphine	UP Santé Publique et Vétérinaire	Maître de conférences
Mme	SONET	Juliette	UP Anatomie Chirurgie (ACSAI)	Maître de conférences Contractuel
M.	THIEBAULT	Jean-Jacques	UP Biologie fonctionnelle	Maître de conférences
M.	TORTEREAU	Antonin	UP Pathologie morphologique et clinique des animaux de compagnie	Maître de conférences stagiaire
M.	VIGUIER	Eric	UP Anatomie Chirurgie (ACSAI)	Professeur
Mme	VIRIEUX-WATRELOT	Dorothée	UP Pathologie morphologique et clinique des animaux de compagnie	Maître de conférences Contractuel
M.	ZENNER	Lionel	UP Santé Publique et Vétérinaire	Professeur

REMERCIEMENTS AU JURY

Monsieur le Professeur Olivier MONNEUSE,
de la Faculté de Médecine de Lyon,

qui nous a fait l'honneur d'accepter la présidence de notre jury de thèse.
Hommages respectueux.

Madame le Docteur Magalie RENE-MARTELLET,
de VetAgroSup, Campus Vétérinaire de Lyon,

qui nous a fait l'honneur d'encadrer ce travail.
Pour sa grande patience, son soutien et sa gentillesse tout au long de la réalisation de ce projet,
qu'elle trouve ici l'expression de mes remerciements les plus sincères.

Madame le Docteur Marie-Pierre CALLAIT-CARDINAL,
de VetAgroSup, Campus Vétérinaire de Lyon,

qui nous a fait l'honneur d'accepter de faire partie de notre jury de thèse.
Pour sa présence tout au long de notre parcours scolaire.
Sincères remerciements.

REMERCIEMENTS PERSONNELS

A ma famille,

Je ne serais pas la personne que je suis sans vous, je n'en serais également pas là sans vous, merci de votre soutien de tous instants, je sais que je pourrai toujours compter sur vous. Je ne le dis jamais, mais je vous aime.

A toi,

Pour avoir bouleversé mon cœur en si peu de temps.
A notre histoire qui commence juste et qui va durer.

A mes amis,

Merci pour ces moments partagés, passés, et à venir !
Votre amitié vaut tout l'or du monde à mes yeux.

A mes maîtres de stage,

Merci d'avoir pris le temps de me supporter et de me former.

A mes animaux,

Vous m'avez donné la passion de ce métier, le ciel sera pour moi toujours plus lumineux grâce à vous.

A Mathias,

Tu vis dans mes souvenirs où tu m'y feras toujours sourire.

« *La mort fait que l'on devient plus attentif à la vie* » Paulo Coelho

Au service de parasitologie de VetagroSup,

Madame Marie-Thérèse Poirel,
Pour votre gentillesse, votre implication et votre patience lors de mon apprentissage.

Madame Slimania Benabed,
Pour avoir repris avec beaucoup d'implication mon étude et mes analyses lors de mon absence.
Pour ta gentillesse et ta spontanéité.

Aux Docteurs Thierry Marchal et Didier Pin,
Pour le prêt de votre microscope et votre disponibilité.

Aux cliniques partenaires,
Pour votre collaboration et votre implication dans cette étude qui n'aurait pu avoir lieu sans vous.

Aux propriétaires d'animaux qui ont participé à cette étude.

TABLE DES MATIERES

Table des annexes	11
Tables des figures	12
Tables des tableaux	13
Liste des abréviations	14
Introduction	15
PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE : LES PARASITES DIGESTIFS DU COBAYE ET DU LAPIN RETROUVES PAR METHODE COPROSCOPIQUE	17
1. TAXONOMIE ET DEFINITIONS	17
2. LES PARASITES DIGESTIFS DU COBAYE	18
A. Les nématodes	18
a. <i>Paraspidodera uncinata</i>	18
b. <i>Trichuris gracilis</i>	20
B. Les trématodes	20
C. Les cestodes	22
D. Les protozoaires	24
a. Les coccidies	24
• <i>Cryptosporidium wrairi</i>	24
• <i>Eimeria caviae</i>	26
b. Les flagellés	27
• <i>Giardia duodenalis</i>	28
• <i>Tritrichomonas caviae</i>	30
• <i>Chilomastix sp.</i>	31
• Autres flagellés non pathogènes	31
c. Les amibes	37
d. Les ciliés	38
• <i>Balantidium caviae</i>	38
• Autres ciliés non pathogènes	38
3. LES PARASITES DIGESTIFS DU LAPIN	41
A. Les nématodes	41
a. Les oxyures	41
• <i>Passalurus ambiguus</i>	41
• <i>Dermatoxys veligera</i>	43
b. Les « strongles digestifs »	44
• Cycle de vie	44
• <i>Obeliscoides cuniculi</i>	45
• <i>Graphidium strigosum</i>	46
• <i>Nematodirus leporis</i>	47
• <i>Trichostrongylus sp.</i>	48
c. <i>Strongyloides papillosus</i>	50
d. <i>Trichuris leporis</i>	51
B. Les trématodes	53
a. <i>Fasciola sp.</i>	53
b. <i>Dicrocoelium lanceolatum</i>	53
C. Les cestodes	55
D. Les protozoaires	57
a. Les coccidies	57
• <i>Cryptosporidium cuniculus</i>	57
• <i>Eimeria sp.</i>	58
b. Les flagellés	66
• <i>Giardia duodenalis</i>	66
• Autres flagellés non pathogènes	66
c. Les amibes	66
4. LES PSEUDOPARASITES OU ARTEFACTS	68
5. SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE APPLIQUEE A LA PRATIQUE	69

PARTIE EXPERIMENTALE : ETUDE DE LA PREVALENCE DU PARASITISME DIGESTIF CHEZ LE LAPIN ET LE COBAYE DE COMPAGNIE EN FRANCE : ENQUETE DANS 10 CLIENTELES VETERINAIRES	71
1. PRESENTATION DE L'ETUDE ET DE SES OBJECTIFS	71
2. MATERIEL ET METHODE	71
A. <i>Echantillonnage</i>	71
a. Population cible	71
b. Sélection des cliniques partenaires	72
B. <i>Recueil des données</i>	73
C. <i>Préparation logistique</i>	73
D. <i>Analyse coproscopique des échantillons</i>	74
a. Soluté utilisé	74
b. Méthode Mac Master	74
• Protocole de préparation	75
• Lecture et interprétation	75
c. Coproscopie qualitative de contrôle	76
• Réalisation pratique	76
• Lecture et interprétation	76
• Photographie des éléments parasitaires	77
E. <i>Analyses statistiques</i>	77
3. RESULTATS	77
A. <i>Taux de réponse et répartition des échantillons</i>	77
B. <i>Analyse descriptive de la population étudiée</i>	78
a. Population de lapins	78
b. Population de cobayes	80
C. <i>Prévalence du parasitisme et parasites observés</i>	82
a. Prévalence du parasitisme	82
b. Aspect microscopique des parasites détectés	84
• <i>Passalurus ambiguus</i>	85
• <i>Trichuris leporis</i>	86
• Strongles digestifs larvés	86
• Coccidies	87
c. Répartition géographique des échantillons positifs	90
d. Signes cliniques associés au parasitisme	92
• Chez les lapins	92
• Chez les cobayes	93
e. Etude des facteurs de risque	93
4. DISCUSSION	94
Conclusion	103
Bibliographie	105
Annexes	117

TABLE DES ANNEXES

ANNEXE 1 : TAXONOMIE DES PARASITES DIGESTIFS DU LAPIN	117
ANNEXE 2 : TAXONOMIE DES PARASITES DIGESTIFS DU COBAYE	119
ANNEXE 3 : LISTE NON EXHAUSTIVE DE TRAITEMENTS ANTI-COCCIDIENS CHEZ LE LAPIN.....	121
ANNEXE 4 : QUESTIONNAIRE DE L'ETUDE	122

TABLE DES FIGURES

Figure 1 : Œuf de <i>Paraspidodera uncinata</i> ^[122]	18
Figure 2 : Œuf de <i>Fasciola hepatica</i> ^[20]	21
Figure 3 : Œufs de 1. <i>R. diminuta</i> et de 2. <i>R. nana</i> ^[139]	22
Figure 4 : Ookystes de <i>Cryptosporidium parvum</i> , coloration de Ziehl-Neelsen. ^[123]	25
Figure 5 : Ookyste de <i>Eimeria caviae</i> ^[54] (modifié)	26
Figure 6 : Schéma et photographie d'un trophozoïte de <i>Giardia</i> ^{[89], [115]}	28
Figure 7 : Schéma et photographie d'un kyste de <i>Giardia</i> ^[115]	28
Figure 8 : Schéma de trophozoïte de <i>Tritrichomonas foetus</i> ^[123]	30
Figure 9 : Schéma de trophozoïte de <i>Chilomastix mesnili</i> ^[115]	31
Figure 10 : Œuf de <i>Passalurus ambiguus</i> ^[20]	41
Figure 11 : Ver adulte de <i>Passalurus ambiguus</i> sur un excrément de lapin ^[129]	42
Figure 12 : Schémas d'œuf de <i>Dermatoxys veligera</i> ^[51]	43
Figure 13 : Œufs de <i>Obeliscoides cuniculi</i> ^[116]	45
Figure 14 : Œufs de <i>Graphidium strigosum</i> ^{[18], [20]}	46
Figure 15 : Œuf de <i>Nematodirus leporis</i> ^[41]	47
Figure 16 : A : Œuf de <i>Trichostrongylus retortaeformis</i> ^[101] B : Œuf de <i>Trichostrongylus axei</i> ^[20]	48
Figure 17 : Œuf de <i>Strongyloides sp</i> ^[20]	50
Figure 18 : Œuf de <i>Trichuris leporis</i> ^[18]	52
Figure 19 : Œuf de <i>Dicrocoelium lanceolatum</i> ^[20]	54
Figure 20 : Œuf de <i>Cittotaenia sp.</i> ^[20]	55
Figure 21 : Ookyste de <i>Cryptosporidium cuniculus</i> ^[114]	57
Figure 22 : Ookystes de (a) <i>Eimeria media</i> . (b) <i>Eimeria magna</i> . (c) <i>Eimeria perforans</i> . (d) <i>Eimeria coecicola</i> . (e) <i>Eimeria piriformis</i> . (f) <i>Eimeria exigua</i> . ^[81]	58
Figure 23 : Pseudoparasites en coproscopie. A : Spore végétale B : Grain de pollen ^[20]	68
Figure 24 : Spores de <i>Cyniclomyces guttulatus</i> ^[132]	68
Figure 25 : Localisation des structures vétérinaires partenaires en France.....	72
Figure 26 : Photographies d'une lame de Mac Master	75
Figure 27 : Parcours de la lame dans son intégralité	76
Figure 28 : Caractéristiques de la population de lapins sélectionnée.....	78
Figure 29 : Caractéristiques de la population de cobayes sélectionnée	80
Figure 30 : Répartition des <i>Eimeria</i> parmi les espèces identifiées dans les selles des lapins	83
Figure 31 : Box plot de l'excrétion d'ookystes d' <i>Eimeria</i> (toutes espèces confondues) en ookystes par grammes (opg)	84
Figure 32 : Oeufs de <i>Passalurus ambiguus</i> (Annabelle Raunier)	85
Figure 33 : Oeuf de <i>Trichuris leporis</i> (Slimania Benabed)	86
Figure 34 : Œuf larvé de strongle digestif (67 µm x 54 µm) (déformé).....	86
Figure 35 : Larve de strongle digestif, <i>Cyniclomyces guttulatus</i> et <i>Eimeria piriformis</i>	87
Figure 36 : Champs de lecture x40 avec de nombreuses coccidies	87
Figure 37 : <i>Eimeria perforans</i> (22,4 µm x 14 µm).....	88
Figure 38 : <i>Eimeria media</i> avec légendes des organites	88
Figure 39 : <i>E. intestinalis</i> (26,2 µm x 17,8 µm), <i>E. perforans</i> (20,7 µm x 14 µm), <i>E. media</i> (33,3 µm x 16,8 µm) .	89
Figure 40 : <i>E. piriformis</i> (30 µm x 18 µm) et grain de pollen.....	89
Figure 41 : Prévalence du parasitisme digestif des lapins en fonction des sites d'échantillonnage.	90
Figure 42 : Prévalence du parasitisme digestif des cobayes en fonction des sites d'échantillonnage.	91
Figure 43 : Influence de l'espèce sur le parasitisme digestif.....	94
Figure 44 : Influence du mode de vie sur le résultat aux nématodes	95
Figure 45 : Influence du type de litière sur l'infestation coccidienne	95

TABLE DES TABLEAUX

Tableau I : Traitements disponibles dans la lutte contre <i>Paraspidodera uncinata</i>	19
Tableau II : Traitements disponibles dans la lutte contre les cestodes	23
Tableau III : Taxonomie et caractéristiques morphologiques des flagellés non pathogènes présents chez le cobaye. ^{[92], [133]}	32
Tableau IV : Caractéristiques morphologiques des ciliés non pathogènes présents dans le caecum du cobaye ^{[10], [133]}	39
Tableau V : Traitements utilisables dans la lutte contre <i>Passalurus ambiguus</i>	43
Tableau VI : Particularités morphologiques et taille des œufs de quelques <i>Trichostrongylus</i> ^[123]	49
Tableau VII : Traitements utilisables dans la lutte contre <i>Trichostrongylus sp</i>	50
Tableau VIII : Caractéristiques morphologique des Anoplocéphales du lapin ^{[67], [116], [124]}	55
Tableau IX : Traitements utilisables dans la lutte contre les cestodes du lapin.....	56
Tableau X : Caractéristiques morphologiques et biologiques des différentes <i>Eimeria</i> du lapin ^{[25],[45], [80]}	60
Tableau XI : Pathogénicité des espèces d' <i>Eimeria</i> les plus courantes chez le lapin. ^{[25], [36]}	65
Tableau XII : Taxonomie et caractéristiques morphologiques des flagellés non pathogènes présents chez le lapin. ^{[100], [116], [123]}	67
Tableau XIII : Proposition de traitements dans la lutte contre les parasites du lapin et du cobaye (liste non exhaustive).....	70
Tableau XIV : Nombres de prélèvements par structure partenaire	77
Tableau XV : Résultats de prévalences obtenus lors de l'étude	82
Tableau XVI : Signes cliniques et résultats coproscopiques associés dans la population de lapins étudiée.....	92
Tableau XVII : Signes cliniques et résultats coproscopiques associés dans la population de cobayes étudiée	93
Tableau XVIII : p-value issues des tests exacts de Fisher entre les facteurs de risque et les résultats coproscopiques	94
Tableau XIX : Résultat d'enquêtes de prévalence du parasitisme digestif chez le lapin de compagnie	98
Tableau XX : Résultat d'enquêtes de prévalence du parasitisme digestif chez le cobaye de compagnie	99

LISTE DES ABREVIATIONS

AMM : Autorisation de Mise sur le Marché

BID : *Bis in die*, soit deux fois par jour

C. : *Cryptosporidium*

E. : *Eimeria*

IM : (injection) intra-musculaire

opg : œufs (ookystes) par gramme

pdt : pendant

PO : *per os*

ppm : partie par million

PV : Poids vif

q \times h : toutes les \times heures

R. : *Rodentolepis*

SC : (injection) sous-cutanée

T. : *Trichostrongylus*

INTRODUCTION

Depuis plus de dix ans les petits mammifères de compagnie occupent une place constante au sein des foyers français représentant une population d'environ 2 à 3 millions d'animaux ^{[52], [53]}. En chef de file de ces petits mammifères se trouve le lapin domestique *Oryctolagus cuniculus* détenu par environ 5% des foyers français ^[44] puis viennent ensuite les rongeurs, dont fait partie le cobaye *Cavia porcellus*.

Le lapin et le cobaye peuvent être affectés par du parasitisme digestif ; ce dernier a été beaucoup étudié dans la filière de production (lapin et cobaye de chair) car il est responsable de pertes économiques conséquentes. Toutefois le mode de vie et les conditions d'élevage entre un animal de production et un animal de compagnie sont très différents et sont susceptibles d'influencer considérablement le risque de transmission des parasites.

Peu d'études ont été réalisées chez le lapin et le cobaye de compagnie à ce jour en Europe. Aucune n'a jamais été réalisée à notre connaissance en France.

La première partie de ce travail présentera une revue des parasites digestifs détectables par coproscopie pour chacune des espèces étudiées, les répercussions cliniques et les moyens de lutte. La seconde partie présentera les résultats d'une étude visant à évaluer la prévalence du parasitisme chez le lapin et le cobaye de compagnie en France dans le but de mieux comprendre la place que ce parasitisme occupe dans la pathologie de ces espèces, et d'ainsi déterminer l'intérêt de promouvoir de mesures de prophylaxie antiparasitaire chez ces deux espèces.

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE : LES PARASITES DIGESTIFS DU COBAYE ET DU LAPIN

RETROUVES PAR METHODE COPROSCOPIQUE

Les parasites traités dans cette thèse sont des parasites dont un ou plusieurs des stades se développent dans l'appareil digestif (intestin grêle, gros intestin ou foie). Ce sont donc des parasites internes encore appelés endoparasites.

Pour plus de cohérence entre la partie bibliographique et la partie expérimentale, cette première partie se limitera aux parasites de l'appareil digestif du cobaye et du lapin détectables par coproscopie. Il existe en effet des parasites de l'appareil digestif dont le diagnostic ne peut être réalisé par coproscopie. *Capillaria hepatica* pour ne citer qu'un exemple est un parasite du foie de nombreux mammifères y compris le cobaye et le lapin dont les œufs sont pondus dans le parenchyme et donc non détectables par méthode coproscopique. ^[123]

1. TAXONOMIE ET DEFINITIONS ^{[65], [123]}

Les parasites digestifs du lapin et du cobaye sont issus de 2 règnes différents, le règne Animal et le règne des Protozoaires.

Le règne Animal est composé d'organismes eucaryotes pluricellulaires.

Deux embranchements vont particulièrement nous intéresser :

- les Nématelminthes, plus communément appelés « vers ronds » et plus particulièrement la classe de Nématodes.

- les Plathelminthes, plus communément appelés « vers plats », qui regroupent deux classes auxquelles nous nous intéresserons, les Cestodes et les Trématodes.

Le règne des Protozoaires est composé d'organismes eucaryotes unicellulaires.

La classification des parasites étudiés ne sera pas évoquée spécifiquement pour chaque parasite, mais est présentée en annexes 1 et 2 respectivement pour les lapins et les cobayes.

Le cycle évolutif décrit les étapes du développement du parasite.

Chaque parasite possède au minimum un hôte définitif, où le parasite se trouve dans sa forme adulte, mature, ou à un stade sexué et peut avoir un ou plusieurs hôtes intermédiaires, où le parasite se trouve dans une autre forme que sa forme adulte (larve, juvénile, immature, stade asexué).

Si le parasite ne possède pas d'hôte intermédiaire, le cycle est qualifié de direct. Dans le cas contraire, le cycle est qualifié d'indirect.

La période prépatente est la durée au bout de laquelle un animal infecté commence à excréter des éléments parasitaires. Elle correspond donc au temps séparant l'infection et l'excrétion d'éléments parasitaires.

La période patente correspond à la durée pendant laquelle un animal infecté excrète des éléments parasitaires.

2. LES PARASITES DIGESTIFS DU COBAYE

A. Les nématodes

a. *Paraspidodera uncinata*

Paraspidodera uncinata est un parasite du cobaye et de l'agouti, petit rongeur d'Amérique centrale. ^{[10], [123]}

Il se localise dans la lumière caecale et la muqueuse du côlon et du caecum. ^{[10], [15], [65], [123], [138]}

Sa répartition est mondiale, il infeste naturellement les cobayes sauvages d'Amérique du sud. ^[123]

Les adultes mesurent 11 à 28 mm de long et 0,3 à 0,4 mm de large. En partie antérieure se trouve une ventouse constituée de quatre lèvres égales autour de la bouche, et le mâle en partie postérieure possède deux spicules de taille similaire incurvés en forme de crochet juste crânialement à l'anus. ^{[10], [34], [65], [123], [138]}

Les œufs sont ellipsoïdes avec une coque épaisse et lisse, ils mesurent 40 à 50 µm de long et 30 à 40 µm de large ^{[65], [123], [138], [139]} (voire jusqu'à 60 à 73 µm de long et 47 à 53 µm de large ^[10]) et sont non embryonnés. (fig 1)



Figure 1 : Œuf de *Paraspidodera uncinata* ^[122]

Le cycle est direct et la contamination se fait par ingestion d'œufs dans de la nourriture ou de l'eau contaminés. ^{[10], [65], [68]}

La durée de la période prépatente varie de 37 à 66 jours ^{[10], [68], [138]} et celle de la période patente est comprise entre 12 et 39 jours. ^[10]

Les œufs rejetés dans les fèces deviennent infectants en 5 à 9 jours lorsqu'ils sont maintenus entre 22° et 24°C. ^[10]

L'infection est généralement associée à des animaux logés en enclos extérieurs. ^{[111], [123]}

La présence du parasite peut provoquer une ectasie des capillaires dans la sous muqueuse caecale, une typhlite hémorragique et la formation de structures rondes en section dans le corium muqueux laissant penser à des larves en migration. ^[34]

Paraspidodera uncinata est considéré le plus souvent comme non pathogène, mais une très forte infestation peut provoquer de l'anorexie, de la diarrhée et une perte de poids, associés à un pelage rêche. ^{[10], [15], [40], [65], [123], [138]} Un prurit rectal associé ou non à une automutilation de la zone péri-anales peut également être observé. ^[58]

Le diagnostic se fait par mise en évidence des œufs par coproscopie, ou à l'autopsie avec la présence du parasite dans le caecum. ^{[10], [65], [123]}

La prévention repose sur une bonne hygiène de la litière et du milieu. ^{[10], [40], [65], [123]} Une étude réalisée en 2002 au Brésil montre que la stérilisation du couchage et de l'auge réduit de 4 fois le taux d'infection. ^[106]

Les molécules et posologies ayant montré une efficacité pour le traitement de ce parasite chez le cobaye sont présentées dans le tableau I.

Tableau I : Traitements disponibles dans la lutte contre *Paraspidodera uncinata*.

Molécule	Posologie	Durée d'administration	Voie d'administration
Pipérazine	3 g/L ^[123]	7 jours	eau de boisson
Ivermectine	200-500 µg/kg PV ^{[40], [68], [123]}	-	SC
Lévamisole	25 mg/kg PV ^[46]	-	PO , SC
	7 mg/kg PV ^[12]	3 jours	PO
Fenbendazole	50 mg/kg PV ^{[12], [31]}	-	PO
	10-20 mg/kg PV ^{[12], [31]}	5 jours	PO
Mébendazole	50 mg/kg PV BID ^[31]	2 jours	PO
Thiabendazole	100-200 mg/kg PV ^{[12] [31], [111]}	-	PO
Pyrantel	50 mg/kg PV ^[31]	-	PO

b. *Trichuris gracilis*^[17]

Trichuris gracilis est un nématode parasite du gros intestin du cobaye.

Le ver adulte est en forme de fouet et mesure 3 à 8 cm de long. Sa partie antérieure, avec un œsophage de type trichuroïde, est plus fine que la partie postérieure.

Les œufs sont typiques d'œufs de trichures avec une forme de citron et deux bouchons polaires réfringents, ils mesurent 85 µm de long et 40 µm de large.

Le cycle est direct, et la contamination se fait par ingestion d'une larve L1 contenue dans l'œuf. Le développement s'effectue dans la muqueuse du côlon et du caecum jusqu'à l'émission des œufs dans l'environnement.

La période prépatente est d'au minimum 6 semaines.

La plupart des infections sont asymptomatiques, mais une baisse de l'état général, un amaigrissement, et de la diarrhée peuvent se déclarer en fonction du niveau d'infection.

Les molécules ayant montré une efficacité pour le traitement de ces parasites sont les benzimidazoles (flubendazole, fenbendazole, mébendazole) et les lactones macrocycliques (ivermectine, doramectine).

Le respect des mesures d'hygiène est très important dans la lutte.

Une prophylaxie médicale peut être réalisée avec de la milbémycine oxime.

B. Les trématodes

Fasciola hepatica et *Fasciola gigantica* sont des trématodes pouvant parasiter le foie de nombreux animaux ayant accès au pâturage (bovins, ovins, caprins, ...), mais également celui des cobayes.^{[10], [39], [105]}

Les adultes sont aplatis dorso-ventralement et foliacés (en forme de feuille). Ils mesurent jusqu'à 30 mm de long pour *Fasciola hepatica* et 75 mm de long pour *Fasciola gigantica*. Il semblerait cependant que les vers adultes retrouvés chez le cobaye soient légèrement plus petits.^{[10], [39]}

Les œufs de *Fasciola hepatica* sont ovales, operculés et de couleur jaune. Ils mesurent 130 à 150 µm de long et 65 à 90 µm de large. Les œufs de *Fasciola gigantica* sont légèrement plus grands : 120 à 197 µm de long et 80 à 110 µm de large.^{[39], [105]} (fig 2)

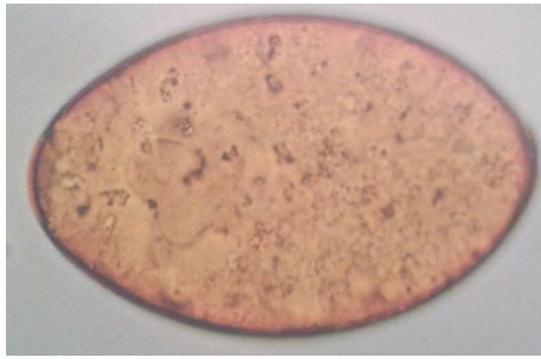


Figure 2 : Œuf de *Fasciola hepatica* [20]

Le cycle de ce parasite est indirect et nécessite le passage par un mollusque aquatique du genre *Lymnaea*. Le cobaye se contamine en ingérant des métacercaires enkystées sur de la végétation. Une fois ingérées les métacercaires sont libérées au niveau de l'intestin grêle et traversent la paroi intestinale puis la capsule du foie, où elles migrent durant 6 à 8 semaines pour rejoindre les canaux biliaires. Elles se transforment alors en adultes, et produisent des œufs rejetés dans les fèces qui éclosent en 1 à 2 semaines. Le miracidium ainsi libéré pénètre dans la limnée, s'y multiplie (multiplication asexuée) et donne naissance à des cercaires qui vont s'enkyster (métacercaires) sur la végétation. [10], [39], [105]

La période prépatente est de 8 à 12 semaines pour *Fasciola hepatica*, et de 12 à 16 semaines pour *Fasciola gigantica*, mais il semblerait que chez le cobaye cette espèce atteigne rarement le stade de la production d'œufs. [10]

Les adultes se développent dans le foie de l'hôte et sont responsables de lésions biliaires et hépatiques. [10], [39], [105]

Des infections expérimentales de cobayes avec *Fasciola hepatica* ont abouti à des modifications pathologiques significatives et de la mortalité. Une autre étude réalisée en 2002 sur des cobayes sauvages laisse penser que l'infection se limiterait à 2 vers adultes dans le foie, et alors qu'aucune modification pathologique ou signe clinique ne sont rapportés. [10]

Pour *Fasciola gigantica*, des symptômes sont possibles et liés à des migrations aberrantes des vers (parésie postérieure par exemple) ou à la formation de kystes. Des lésions hépatiques telles que congestion et hémorragie autour des vaisseaux, travées fibronécrotiques, inflammation et formation de granulomes sont présentes au niveau du parenchyme en fonction de la durée de l'infection. [10]

Le diagnostic repose sur la mise en évidence des œufs en coproscopie.

La prévention repose sur la mise à disposition d'une alimentation commerciale, et si une supplémentation avec des végétaux est réalisée, leur récolte ne doit pas être réalisée en zones humides où l'on retrouve des limnées. [10]

Peu d'information sont disponibles sur le traitement de cette parasitose chez le cobaye. L'albendazole peut être utilisé chez le cobaye à la posologie de 5mg/kg PV PO BID [28]. Par extension aux molécules utilisées sur le bétail on peut supposer que cette molécule pourrait être utilisée pour le traitement de la fasciolose chez le cobaye. [10]

C. Les cestodes

Le cobaye peut de façon rare être infecté par des cestodes du genre *Rodentolepis* : *Rodentolepis nana* et *Rodentolepis diminuta*.

Ces derniers étaient jusqu'à récemment classés dans le genre *Hymenolepis*.^{[10], [123]}

Ces cestodes parasitent l'intestin grêle de rongeurs (rat, souris, gerbille, hamster et cobaye notamment) et de primates incluant l'homme.^{[13], [63], [65], [123]}

Les vers adultes sont de petite taille et longilignes, ceux de *R. nana* mesurent 20 à 40 mm de longueur et 1 mm de largeur^{[9], [13], [63], [65], [123]} tandis que ceux de *R. diminuta* sont légèrement plus épais, mesurant 20 à 60 mm de longueur et 3 à 4 mm de largeur^{[9], [63], [65], [123]}. Leur scolex est identique et porte quatre ventouses, mais celui de *R. nana* est également armé d'un rostre rétractile composé d'une couronne de 20 à 30 crochets^{[9], [13], [65], [123]}. Les proglottis sont plus larges que longs.^[9]

Les œufs de *R. nana* sont ovales et mesurent 44 à 62 µm de long et 30 à 55 µm de large^{[9], [13], [63], [65], [123]}, ceux de *R. diminuta* sont plus sphériques et mesurent 62 à 88 µm de long et 30 à 55 µm de large^[65] (voire jusqu'à 52 à 81 µm de large^{[9], [63]}). Leur paroi est lisse et incolore, et ils contiennent un embryon hexacanthe (c'est-à-dire qu'il contient trois paires de crochets) à paroi fine en forme de citron d'une taille variant de 24 à 30 µm de long et 16 à 25 µm de large.^{[9], [65], [123]} (fig 3)



Figure 3 : Œufs de 1. *R. diminuta* et de 2. *R. nana*^[139]

Les œufs de *R. diminuta* sont plus résistants dans l'environnement que ceux de *R. nana*, et peuvent survivre dans les fèces jusqu'à 6 mois.^[9]

Le cycle de *R. nana* est direct. La contamination se fait par ingestion d'œufs directement infectants émis dans les fèces. L'embryon hexacanthe est libéré dans l'intestin grêle, et pénètre une villosité intestinale où il évolue en larve cysticercoïde. Cette larve retourne en 4 à 5 jours dans la lumière de l'intestin où elle se fixe à la muqueuse et devient un adulte en 10 à 11 jours^{[13], [63]}. La période prépatente est donc de 15 à 30 jours.^{[9], [63]}

Les œufs peuvent soit être excrétés dans les fèces de façon intermittente, soit éclore directement dans l'intestin du même hôte provoquant ainsi une auto-infection. ^{[13], [65]}

R. nana est le seul cestode connu à avoir un cycle direct possible, car les œufs émis sont directement contaminants ^{[13], [65], [123]}. Les autres cestodes, comme *R. diminuta*, ont besoin d'un hôte intermédiaire -un insecte tel qu'un scarabée ou une puce- dans lequel l'œuf éclore et se transforme en larve cysticercoïde pour réaliser leur cycle de développement. La contamination se fait par ingestion d'un hôte intermédiaire infecté. ^{[9], [63], [65]}

Des signes cliniques ne sont visibles qu'en cas de forte infection ; l'animal peut alors présenter une perte de poids associée ou non à un retard de croissance, une entérite catarrhale, et occasionnellement une obstruction intestinale. ^{[9], [63], [123]}

Le diagnostic se fait par mise en évidence des œufs ou des proglottis dans les fèces. ^{[9], [13], [123]}

Les molécules et posologies ayant montré une efficacité pour le traitement de ce parasite chez le cobaye sont présentées dans le tableau II.

Tableau II : Traitements disponibles dans la lutte contre les cestodes

Molécule	Posologie	Durée d'administration	Voie d'administration
Thiabendazole	100-200 mg/kg PV ^[31]	-	PO
Praziquantel	5-10 mg/kg PV ^{[12], [31]}	Répété 10 jours plus tard ^[123]	PO, SC, IM
Niclosamide	100-200 mg/kg ^{[12], [31]}	2 jours Répété à 15 jours ^[4]	PO

La prévention passe par des pratiques d'hygiène, et un contrôle des insectes. ^{[9], [63]}

Ces deux parasites sont des agents potentiels de zoonose pour l'homme par ingestion d'œufs contaminants (*R. nana*) ou d'insectes contaminés (*R. diminuta*). L'hyménolépiose est généralement asymptomatique chez l'homme, mais elle peut être responsable d'un retard de croissance chez les enfants. ^{[6], [9], [63]}

D. Les protozoaires

De nombreux protozoaires sont décrits chez le cobaye.

Les plus nombreux sont les flagellés et ciliés retrouvés dans le gros intestin et le caecum.

a. Les coccidies

- *Cryptosporidium wrairi*

Cryptosporidium wrairi est un protozoaire qui se développe dans la bordure épithéliale de l'intestin du cobaye. [40], [65], [133]

Les ookystes matures sont ovoïdes à sphériques, d'une taille comprise entre 4,8 à 5,6 µm de long et 4 à 5 µm de large [10], [123] avec un rapport longueur sur largeur de 1,17 [123]. Ils contiennent 4 sporozoïtes libres. [123]

Le cycle est monoxène et commence avec l'ingestion d'ookystes présents dans de l'eau ou de la nourriture contaminés. Ces derniers libèrent des sporozoïtes qui envahissent les cellules épithéliales gastro-intestinales. La reproduction est à la fois sexuée et asexuée, et aboutit à la formation d'ookystes. Certains ont une paroi mince et servent à maintenir l'infection chez l'hôte mais la majorité des oocystes (environ 80 %) développent une double paroi épaisse et sont évacués avec les selles, contaminant ainsi l'environnement. [57], [71]

Cette infection a seulement été reportée chez de jeunes cobayes (entre 200 et 300g) ou des cobayes immunodéprimés [10], [15], [57], [64], [65], [123], [134]. Le signe clinique le plus fréquemment rapporté est une diminution de croissance voire une perte de poids. Dans des cas plus sévères, de la diarrhée, un prolapsus rectal ainsi que la mort de l'animal peuvent être observés [10], [33], [40], [57], [63], [64], [65]. Les cobayes peuvent apparaître ballonnés, et avoir une fourrure rêche et grasse. [10], [33], [40]

Dans des colonies d'animaux au plus fort de la maladie, les taux de morbidité et de mortalité peuvent atteindre jusqu'à 50%. [10], [15]

Les animaux immunocompétents récupèrent en moins de 4 semaines et développent une immunité qui les protège d'une réinfection. [40], [64]

Une entérite chronique est cependant possible, selon la gravité de l'infection, et se traduit par une atrophie des villosités intestinales et un aplatissement des entérocytes ainsi qu'une infiltration de cellules inflammatoires dans la *lamina propria* [10], [15], [33]. La sévérité des lésions est proportionnelle au degré d'infection. Une atteinte de zones limitées de l'intestin se répercutera par des lésions focales. [123], [134]

Les ookystes sont difficiles à mettre en évidence avec une technique habituelle de coproscopie par flottation car ils sont de petite taille. Dans l'étude qui a mené à la découverte de cette espèce en 1971 ^[134] aucun ookyste n'a été mis en évidence par une méthode de coproscopie par flottation classique sur des animaux porteurs du parasite au niveau intestinal. En cas de suspicion, l'utilisation d'une coloration de Ziehl-Neelsen modifiée permet de les faire apparaître en rouge brillant, ce qui facilite leur visualisation. ^{[10], [123]} (fig 4)

L'application de saccharose sur la lame est également utilisée pour faciliter la mise en évidence des kystes de cryptosporidies.

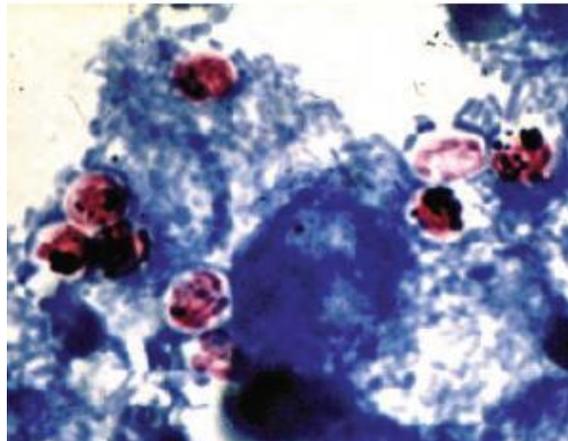


Figure 4 : Ookystes de *Cryptosporidium parvum*, coloration de Ziehl-Neelsen. ^[123]

La caractérisation de l'espèce de *Cryptosporidium* est impossible par observation microscopique et nécessite l'utilisation de techniques moléculaires ou immunologiques. ^[123]

Des solutions de sulfamides à 0,2% comme la sulfaquinoxalone ou la sulfaméthazine peuvent être incorporées à l'eau pour traiter les animaux. ^{[15], [133]}

Les ookystes peuvent être détruits dans l'environnement par une solution d'ammoniaque à 5%, par une température inférieure à 0°C ou supérieure à 65°C. ^{[40], [63], [64]}

Ce parasite est spécifique du cobaye, et n'est pas zoonotique. ^{[10], [40], [65]}

- *Eimeria caviae*

Eimeria caviae est une coccidie parasite des cellules épithéliales du gros intestin du cobaye, plus particulièrement le côlon proximal et le côlon ascendant. [65]

C'est la seule représentante du genre *Eimeria* chez le cobaye [10]. Il est cependant possible de retrouver des coccidies de lapin si le cobaye est en contact avec un lapin. [111]

Les ookystes sont ovales ou légèrement sub-sphériques, d'une taille variant de 13 à 26 µm de long par 12 à 23 µm de large [10], [22], [54], [65], [123]. Ils contiennent 4 sporocystes ellipsoïdes dont la taille varie de 7 à 13 µm de long par 4 à 9 µm de large. Chaque sporocyste contient 2 sporozoïtes. [10], [54]

La coque est brune et l'ookyste ne possède pas de micropyle. Un corps résiduel est présent dans l'ookyste, de même que dans chaque sporocyste [10], [54], [65], [123]. (fig 5)

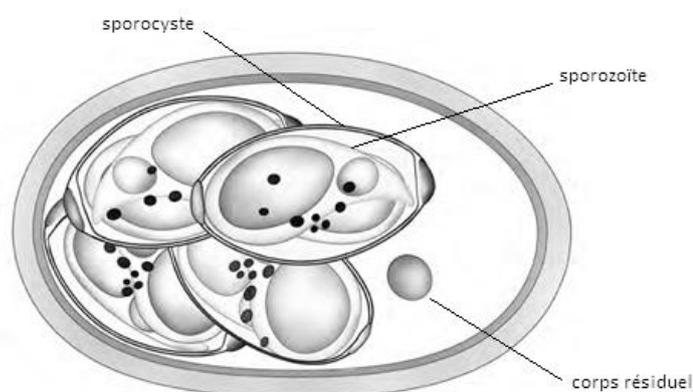


Figure 5 : Ookyste de *Eimeria caviae* [54] (modifié)

La contamination se fait par ingestion d'ookystes sporulés. La reproduction est à la fois sexuée (gamogonie) et asexuée (mérogonie ou schizogonie) au sein des cellules épithéliales du tractus intestinal. Les ookystes sont rejetés non sporulés dans les fèces et nécessitent entre 2 à 11 jours pour devenir infectants (sporogonie). [10], [15], [57], [123]

La période prépatente est de 7 à 12 jours [10], [15], [57], [123]. Dans certains cas la mort de l'animal survient avant l'excrétion des ookystes. [15]

La période patente est de 4 à 7 jours. [10], [123]

Les lésions se localisent au niveau de la muqueuse du côlon, qui est congestive et œdémateuse. Elle présente des pétéchies et des plaques blanchâtres ou jaunâtres correspondant à des zones de nécrose contenant des cellules inflammatoires et des parasites [10], [15], [48], [57], [111], [123]. En cas d'infection sévère la muqueuse peut être totalement détruite. [123]

Eimeria caviae est le plus souvent non pathogène chez les adultes. Les jeunes animaux au régime alimentaire inadapté -carencés en vitamine C par exemple [72], lors du sevrage, ou placés dans de mauvaises conditions d'entretien peuvent présenter des signes cliniques.

On peut alors observer, une anorexie associée à un retard de croissance, un tympanisme abdominal, de la diarrhée qui survient entre 10 et 13 jours après l'exposition, voire de la mortalité [10], [15], [40], [48], [57], [62], [65], [123]. Les crottes des animaux infectés sont le plus souvent de consistance diminuée recouvertes de glaires et sanguinolentes, mais une diarrhée aqueuse est également possible [40], [65], [123]. La diarrhée cesse en quelques jours si l'animal ne se réinfecte pas. [65]

Le surpeuplement et le manque d'hygiène favorisent la propagation de la coccidiose. Ainsi des établissements d'élevage ou des associations de sauvegarde des animaux peuvent être des lieux préférentiels de contamination. [40], [48], [123]

Les ookystes de *Eimeria caviae* se détectent par coproscopie par flottation. Il est préférable de répéter l'analyse à 4 ou 5 jours d'intervalle pendant 2 à 3 semaines. [57], [65], [123]

Un traitement à base de sulfadiméthoxine est envisageable [40], [123], à raison de 20 mg/kg PV PO pendant 5 jours selon certains auteurs [23] et jusqu'à 25 à 50 mg/kg PV PO chaque jour pendant 10 à 14 jours selon d'autres [57].

Du toltrazuril à 7 mg/kg PV PO pendant 2 jours peut aussi être efficace. [23]

Des mesures d'hygiène telles que le nettoyage régulier de la litière tous les 2 jours pour retirer les ookystes avant qu'ils ne deviennent infectants, et l'isolement des cobayes malades sont indispensables pour prévenir des réinfections [48], [123]. Seul un passage de tous les éléments de la cage (sol, dispositifs de boisson et d'alimentation) à l'eau bouillante et les désinfectants à base d'ammoniaque (solution à 10%) sont efficaces. Dans ce cas, il est nécessaire de rincer tous ces équipements car la solution est caustique pour la peau et les muqueuses des animaux. [48]

Eimeria caviae est spécifique du cobaye, et n'est pas zoonotique. [10], [65]

b. Les flagellés

Les flagellés intestinaux sont retrouvés dans la lumière du côlon et du caecum, où ils se nourrissent de bactéries, de contenu végétal non digéré, d'amidon, ou de nutriments solubles. Leur cycle de vie est direct.

Ils sont considérés pour la plupart comme non pathogènes et faisant partie de la faune normale du gros intestin, ainsi la question d'un traitement pour en réduire le nombre ou bien les éliminer doit être raisonnée. La transmission peut être réduite par de bonnes conditions d'hygiène pour les flagellés produisant des kystes. [10]

L'identification morphologique de la plupart des flagellés est compliquée et nécessite de l'expérience et une bonne connaissance des différentes espèces. La technique la plus couramment utilisée pour détecter les organismes mobiles est l'étalement de fèces frais. Lorsque les organismes se déplacent trop rapidement, il est possible d'augmenter la viscosité de l'eau par des agents tels que la méthylcellulose, ou bien encore d'utiliser un fixateur. [10]

- *Giardia duodenalis*

Giardia duodenalis est un protozoaire flagellé retrouvé dans l'intestin proximal de nombreuses espèces animales, y compris les cobayes. [10], [65]

Des avancées en biologie moléculaire ont changé la classification de *Giardia*, désormais désigné par des assemblages. Les cobayes sont affectés par l'assemblage G et l'assemblage B. [65], [77], [120], [140]

Le parasite se présente sous deux formes morphologiques, le trophozoïte, forme végétative motile rarement observée dans les selles, et les kystes, formes de résistance plus fréquemment observées.

Le corps des trophozoïtes est piriforme et aplati dorso-ventralement, on trouve 2 noyaux au niveau de la partie antérieure, et 4 paires de flagelles qui émergent à des points variés du corps. Les trophozoïtes mesurent 8 et 15 µm de long et 5,6 à 10,1 µm de large [10], [65], [133]. (fig 6) Les kystes sont ovales et mesurent environ la même taille [65], [133]. Ils possèdent selon leur maturité 2 ou 4 noyaux, et une coque réfringente. [65], [115], [133] (fig 7)

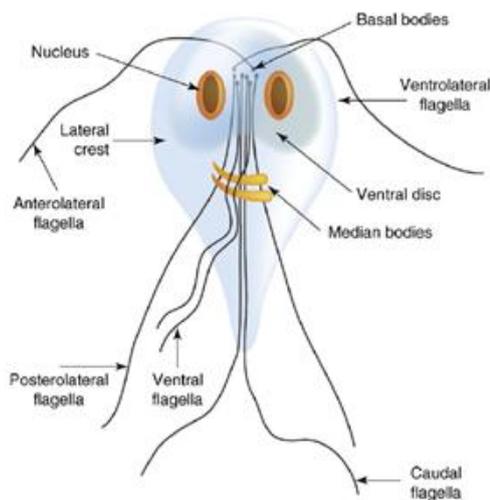


Figure 6 : Schéma et photographie d'un trophozoïte de *Giardia* [89], [115]

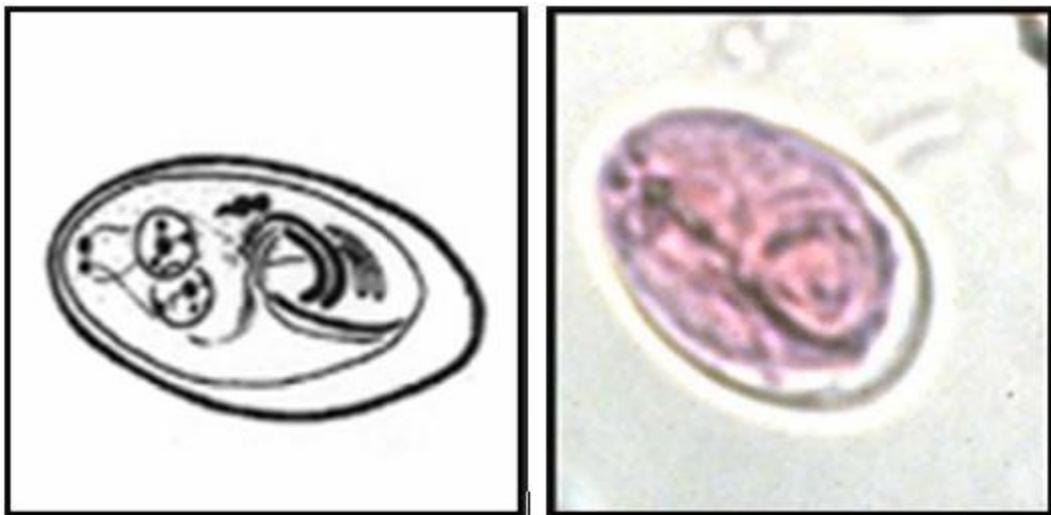


Figure 7 : Schéma et photographie d'un kyste de *Giardia* [115]

Le cycle est direct, la contamination se fait par ingestion de kystes dans l'eau ou dans un environnement souillé. Les kystes une fois dans l'intestin se transforment en trophozoïtes et se fixent à la muqueuse duodénale où le parasite se nourrit et se multiplie. De nouveaux kystes sont formés et rejetés dans les fèces. La période prépatente est comprise entre 5 à 16 jours. ^{[10], [115]}

La fixation du parasite provoque l'altération des entérocytes et une atrophie villositaire ^[10] mais l'infection ne semble pas provoquer de signes cliniques spécifiques chez le cobaye, tandis qu'une diarrhée mucoïde a été rapportée chez d'autres rongeurs. ^{[65], [133]}

Il est possible de mettre en évidence le parasite dans les fèces par une technique de flottation au sulfate de Zinc (solution qui déforme le moins les kystes qui prennent en se déformant une apparence en forme de demi-lune). Les trophozoïtes ne possédant pas de paroi rigide collapsent sous l'effet du liquide de flottation et sont très difficiles à reconnaître, il est préférable de rechercher leur présence sur un étalement frais, surtout si l'hôte est diarrhéique car il n'y a pas forcément d'émission de kystes dans ce cas ^[65]. De plus il existe une période d'une dizaine de jours au cours de laquelle la production de kystes cesse, ainsi il est recommandé d'effectuer l'analyse 3 fois à 3 jours d'intervalle ^[115]. Dans le cas d'un animal diarrhéique il peut être utile d'effectuer en sus un test immunodiagnostique sur les fèces pour augmenter les chances de détection. ^[10]

La prévention passe par l'application de règles d'hygiène de base. Les kystes survivant mieux dans un environnement humide et froid, il faut maintenir au maximum la zone de vie au sec, et la plus propre possible. Les kystes sont sensibles à de nombreux désinfectants, comme les ammoniums quaternaires, ou la javel à 1% par exemple. ^{[10], [57]}

Le métronidazole à 20-40 mg/kg PV PO toutes les 12 heures, ou encore le fenbendazole à 20-50 mg/kg PV PO tous les jours pendant 5 jours sont des traitements utilisables chez le cobaye. ^{[57], [109]}

L'assemblage B de *Giardia* est transmissible à l'homme. ^{[65], [77], [140]}

- *Tritrichomonas caviae*

Tritrichomonas caviae est l'un des flagellés les plus grands présent dans le caecum du cobaye.^{[65], [92], [133]}

Il est ovoïde, piriforme, ou en forme de haricot, mesure 10 à 22 μm de longueur et 6 à 11 μm de largeur. Il possède 3 flagelles en partie antérieure, et une longue membrane ondulatoire qui prolonge le corps.^{[65], [92], [133]} (fig 8)

La transmission se fait par ingestion de trophozoïtes libérés dans les fèces d'un cobaye porteur^[65]. La reproduction est asexuée par fission longitudinale binaire, il n'y a pas de stade sexué connu ni de kystes.

Il est non pathogène mais peut proliférer à la suite d'un dérèglement du milieu hydrique causé par de la diarrhée, secondairement à une infection par un autre pathogène.^[65]

On peut donc l'observer sur un étalement frais, surtout sur un animal qui présente de la diarrhée.^[65]

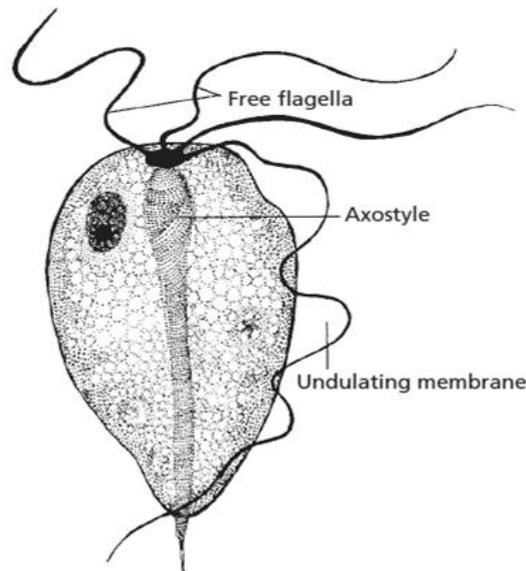


Figure 8 : Schéma de trophozoïte de *Tritrichomonas foetus*
(presque semblable à *Tritrichomonas caviae*)^[123]

- *Chilomastix sp.*

Chilomastix intestinalis et *Chilomastix wenrichi* sont des protozoaires flagellés du caecum des cobayes. ^[133]

Les trophozoïtes sont piriformes avec un large sillon cytostomal près de l'extrémité antérieure. Il y a 3 flagelles en partie antérieure et un quatrième plus petit en dehors de la fosse cytostomale. ^{[92], [123], [133]}

Les trophozoïtes de *Chilomastix intestinalis* mesurent 8,8 à 28 µm de long et 6,6 à 11 µm de large, les kystes sont ellipsoïdes ou en forme de citron et mesurent 9 à 11 µm de long et 6,6 à 9,9 µm de large. ^{[92], [133]}

Pour *Chilomastix wenrichi*, les trophozoïtes mesurent 7,5 à 12 µm de long et 4 à 5 µm de large, les kystes formés sont de taille inférieure à ceux de *Chilomastix intestinalis*. ^{[92], [123], [133]} (fig 9)

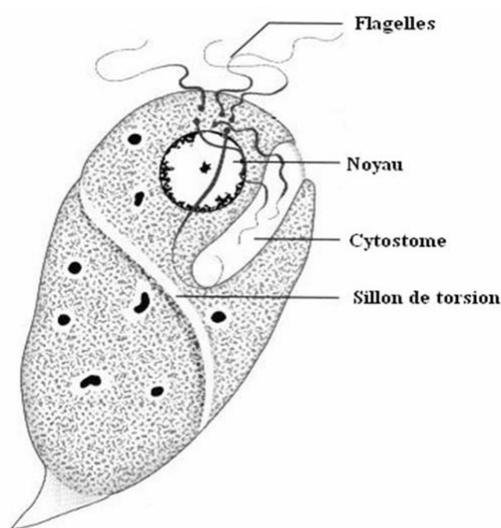


Figure 9 : Schéma de trophozoïte de *Chilomastix mesnili* ^[115]

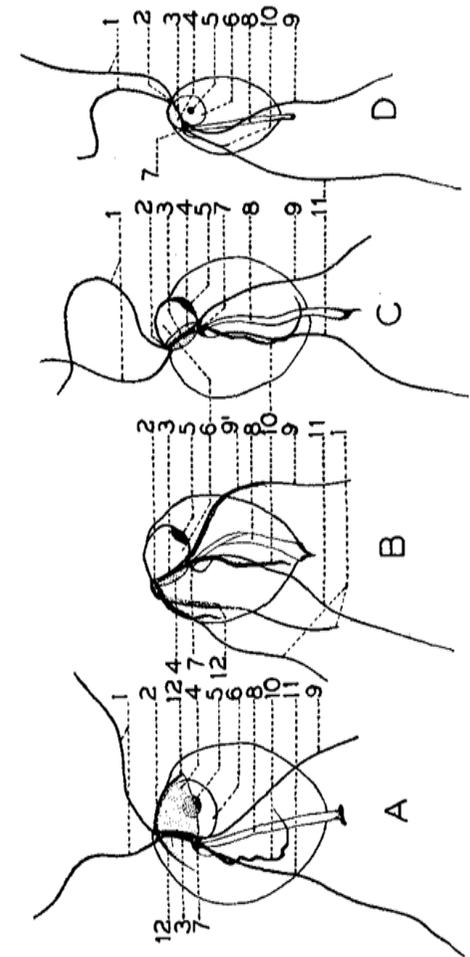
Ces parasites sont non pathogènes.

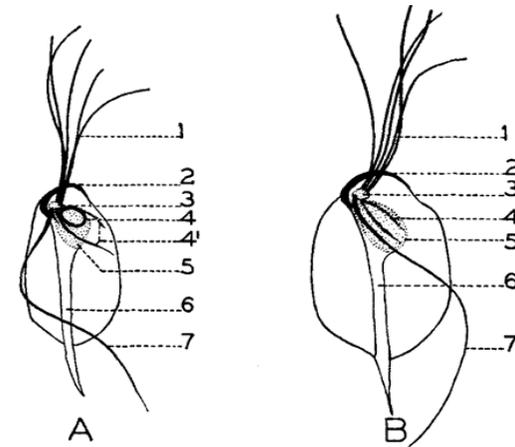
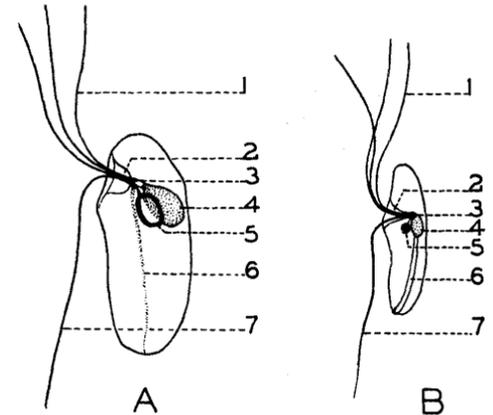
- Autres flagellés non pathogènes

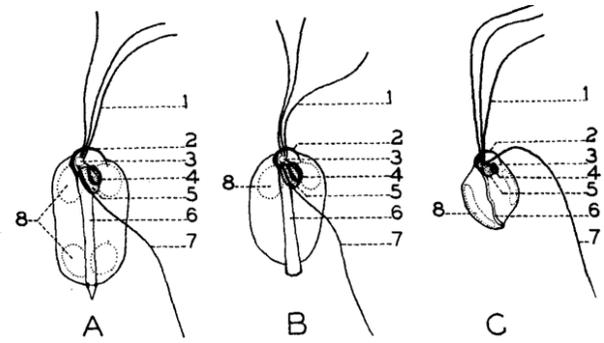
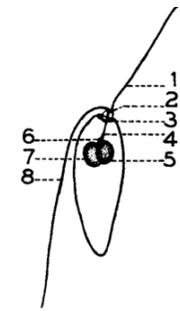
On retrouve de nombreux autres flagellés dans le caecum des cobayes, tous étant considérés comme non pathogènes.

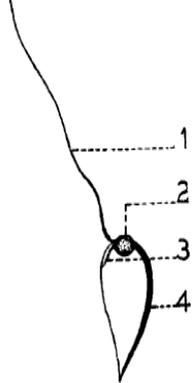
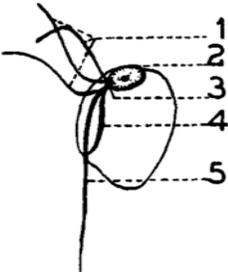
Le tableau III en dresse une liste, avec les caractéristiques morphologiques des trophozoïtes.

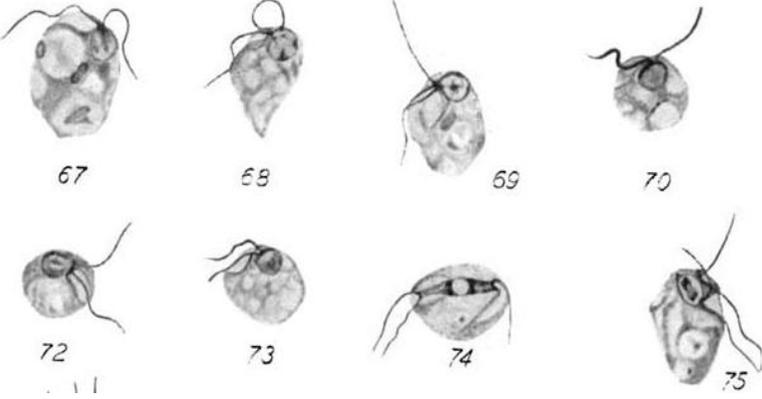
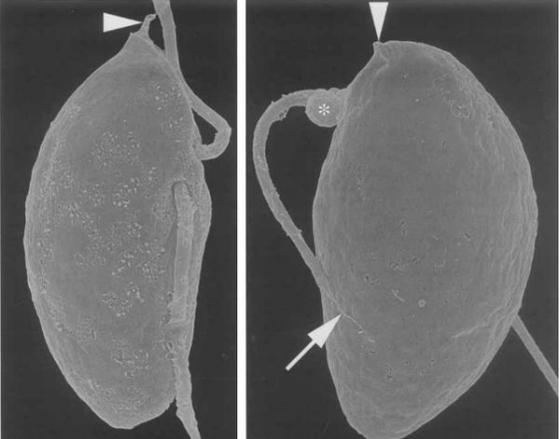
Tableau III : Taxonomie et caractéristiques morphologiques des flagellés non pathogènes présents chez le cobaye. [92], [133]

Phylum	Classe	Famille	Parasite	Caractéristiques morphologiques	Schéma du trophozoïte
Preaxostyla	Anaeromonadea	Polymastigidae	<i>Monocercomonoides caviae</i>	ovoïde 4-8 µm x 2,7-7 µm 3 flagelles	 <p>Text figure V A, <i>Monocercomonoides caviae</i> (Cunha and Muniz, 1921); B, <i>Monocercomonoides quadrifunilis</i> sp. nov.; C, <i>Monocercomonoides wenrichi</i> sp. nov.; D, <i>Monocercomonoides exilis</i> sp. nov.; (1) ventro-anterior flagella, (2) ventral blepharoplast, (3) blepharoplastic commissure, (4) pelta, (5) endosome, (6) nucleus, (7) dorsal blepharoplast, (8) axostyle, (9) antero-dorsal flagellum, and (9') its funis, (10) funis, (11) trailing flagellum, (12) funises from ventral blepharoplast.</p>
			<i>Monocercomonoides wenrichi</i>	ovoïde à globulaire 3-12 µm x 3-8,4 µm un flagelle épais et sinueux	
			<i>Monocercomonoides quadrifunilis</i>	piriforme 3-13,2 µm x 3-11 µm 4 flagelles	
			<i>Monocercomonoides exilis</i>	piriforme 3,5-9 µm x 2,5-6 µm un flagelle court	

Parabasalia	Trichomonadea	Hexamastigidae	<i>Hexamastix caviae</i>	piriforme 4-10 µm x 3-5 µm	 <p>Text figure VIII A, <i>Hexamastix caviae</i> sp. nov.; B, <i>Hexamastix robustus</i> sp. nov. (1) anterior flagella, (2) pelta, (3) blepharoplast, (4) ring of the parabasal apparatus, (4') filament of the parabasal apparatus, (5) nucleus, (6) axostyle, (7) trailing flagellum.</p>	
			<i>Hexamastix robustus</i>	7-14 µm x 3-8 µm		
		Monocercomonadidae	<i>Chilomitus caviae</i>	ellipsoïdal 6-14 µm x 3-5 µm		 <p>Text figure VI A, <i>Chilomitus caviae</i> Fonseca 1915; B, <i>Chilomitus conexus</i> sp. nov. (1) anterior flagella, (2) cytostome, (3) blepharoplast, (4) nucleus, (5) parabasal body, (6) axostyle, (7) trailing flagellum.</p>
			<i>Chilomitus conexus</i>	4-7 µm x 1-2 µm		

			<i>Monocercomonas caviae</i>	piriforme à ellipsoïde 4,4-8,5 µm x 2,2-4,3 µm	 <p>Text figure VII A, <i>Monocercomonas caviae</i> (Davaine, 1875); B, <i>Monocercomonas pistillum</i> sp. nov.; C, <i>Monocercomonas minuta</i> sp. nov. (1) anterior flagella, (2) pelta, (3) blepharoplast, (4) parabasal body, (5) nucleus, (6) axostyle, (7) trailing flagellum, (8) siderophilic body.</p>
			<i>Monocercomonas minuta</i>	piriforme à ellipsoïde 2,6-6 µm x 2-2,7 µm	
			<i>Monocercomonas pistillum</i>	piriforme à ellipsoïde 4-6,5 µm x 3-3,6 µm	
<i>Proteromonadida</i>	<i>Proteromonadidae</i>		<i>Proteromonas brevifilia</i>	fusiforme 4-9 µm x 1,6-4,4 µm	 <p>Text figure III <i>Proteromonas brevifilia</i> Alexeieff 1946. (1) Anterior flagellum, (2) blepharoplast, (3) perirhizoplastic ring or parabasal body, (4) rhizoplast, (5) nucleus, (6) centrosome, (7) paranuclear body, (8) trailing flagellum.</p>

Fornicata	Trepamondea	Hexamitidae	<i>Caviomonas mobilis</i>	<p>ovoïde à forme de carotte 2-7 μm x 2-3 μm un seul flagelle partant près du noyau à l'extrémité antérieure et s'étend postérieurement le long du corps</p>	 <p>Text figure I <i>Caviomonas mobilis</i> Gen. et sp. nov. (1) flagellum, (2) nucleus, (3) funis-like strand, (4) peristyle.</p>
		Enteromonadidae	<i>Enteromonas caviae</i>	<p>piriforme 3-5 μm x 2-4 μm forme des kystes</p>	 <p>Text figure IV <i>Enteromonas caviae</i> Lynch 1922. (1) Anterior flagella, (2) nucleus, (3) blepharoplast, (4) funis, (5) trailing flagellum.</p>

	<i>Retortamonadoriidae</i>	<i>Retortamonadoriidae</i>	<i>Retortamonas caviae</i>	<p>piriforme ou fusiforme 4-8 μm x 2,4-3,2 μm (kystes ovoïdes : 3,4-6 μm x 3-4 μm)</p>	
<i>Mizozoa</i>	<i>Apicomonadea</i>	/	<i>Colpodella edax</i>	<p>ovale et aplati en spirale 20 μm x 4 μm un axonème dont sortent deux courts flagelles</p>	<p>[76] microscope électronique à balayage</p> 

c. Les amibes

Entamoeba caviae est une amibe relativement commune retrouvée dans le caecum des cobayes. Elle est non pathogène. ^{[65], [133]}

Les kystes mesurent 11 à 17 µm de diamètre et contiennent 8 noyaux. Les trophozoïtes mesurent 10,5 à 20 µm de diamètre, leur noyau est large et excentré, avec un anneau de granules périphériques entre lesquels se placent des grains de chromatine dispersés. ^{[65], [133]}

La contamination se fait par ingestion des kystes, libérés dans l'environnement par un cobaye porteur chronique. La reproduction est asexuée par fission binaire longitudinale. ^[65]

Les kystes sont peu souvent retrouvés avec une technique de flottation au Zinc, mais les trophozoïtes mobiles sont fréquemment observés sur un étalement frais de fèces. Il est possible d'ajouter une solution de Lugol à l'étalement frais pour les mettre plus facilement en évidence. ^{[65], [133]}

Ce parasite est spécifique du cobaye, et n'est pas zoonotique. ^[65]

Il est également possible de retrouver *Endolimax caviae* dont le trophozoïte mesure 4,5 à 11 µm de long et 4,5 à 8,2 µm de large, avec un noyau vésiculaire. ^[65]

d. Les ciliés

- *Balantidium caviae* ^{[10], [133]}

Balantidium caviae est un protozoaire cilié retrouvé dans la lumière du côlon et du caecum du cobaye.

Les trophozoïtes sont ovoïdes ou ellipsoïdes, et mesurent 55 à 155 µm de long et 45 à 73 µm de large. Comme tous les organismes ciliés, *Balantidium caviae* possède un macro-noyau, petit, épais, et ovoïde à ellipsoïde, et un micro-noyau légèrement plus petit. Sa surface est recouverte de cils organisés parallèlement en rangées longitudinales ^[60]. Les kystes mesurent 40 à 50 µm de diamètre, leur paroi est assez épaisse et de couleur jaune-marron.

Le cycle est direct, la contamination se fait par ingestion des kystes.

Balantidium caviae est habituellement non pathogène, et incapable de franchir la muqueuse intestinale. Cependant si celle-ci présente déjà des lésions, ce cilié peut alors la franchir et devenir un agent pathogène secondaire, causant une entérite.

Le diagnostic peut se réaliser du vivant de l'animal par coproscopie à partir d'un étalement frais de selles diarrhéiques pour la visualisation des trophozoïtes ou de kystes ou par flottation au zinc pour la visualisation des kystes sur des selles formées ^[60]. Les kystes ne sont pas excrétés de façon continue et il est conseillé de réaliser plusieurs analyses à quelques jours d'intervalle.

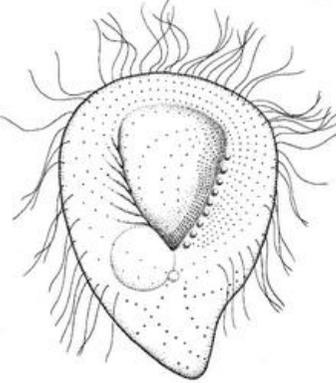
La prévention passe avant tout par des mesures d'hygiène visant à limiter l'ingestion de kystes infectants. Un nettoyage régulier de l'environnement des cobayes est donc recommandé. ^[60]

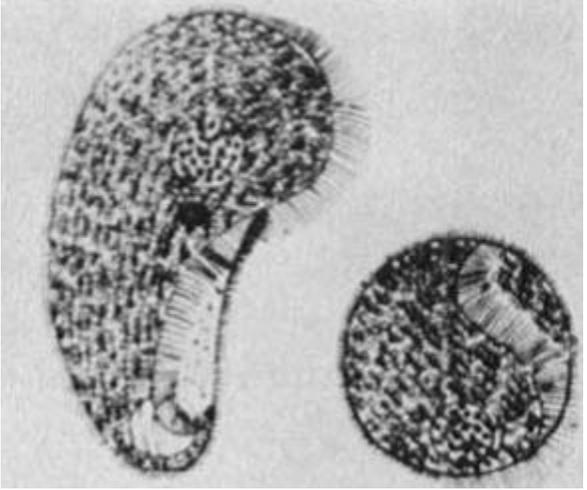
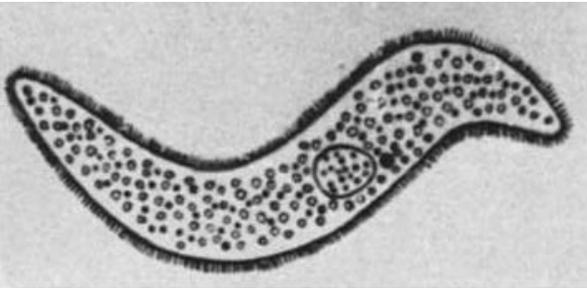
Il existe peu de données concernant le traitement des cobayes. Par analogie avec les traitements utilisés en médecine humaine contre *Balantidium coli*, des molécules faisant partie des tétracyclines pourraient être utilisées ^[60]. Leur utilisation doit être toutefois envisagée avec prudence, une toxicité ayant été occasionnellement rapportée. ^[28]

- Autres ciliés non pathogènes

Le tableau IV indique les caractéristiques des autres ciliés non pathogènes qu'il est possible de retrouver dans le caecum des cobayes.

Tableau IV : Caractéristiques morphologiques des ciliés non pathogènes présents dans le caecum du cobaye [10], [133]

Phylum	Classe	Famille	Parasite	Caractéristiques morphologiques	Schéma du trophozoïte
<i>Ciliophora</i>	<i>Phyllopharyngea</i>	<i>Cyathodiniidae</i>	<i>Cyathodinium spp</i>	<p>piriforme 10-35,5 µm x 8,8-24,4 µm une dépression entourée de 9 rangées de cils et le corps entier entouré de deux rangées de cils</p>	 <p>[84] <i>Cyathodinium</i></p>
	<i>Litostomatea</i>	<i>Buetschliidae</i>	<i>Kopperia intestinale</i>	<p>ovoïde 30-50 µm x 17-30 µm entouré de rangées de cils longitudinaux</p>	

		<i>Protocaviellidae</i>	<i>Protocaviella acuminata</i>	<p>corps rigide 30-40 μm x 12-15 μm denses rangées longitudinales de courts cils</p>	
		<i>Paraisotrichidae</i>	<i>Enterophrya elongata</i>	<p>fusiforme 15-35 μm x 3,5 μm 30-52 μm x 5-14 μm recouvert de cils</p>	

3. LES PARASITES DIGESTIFS DU LAPIN

A. Les nématodes

a. Les oxyures

- *Passalurus ambiguus*

Passalurus ambiguus est un oxyure retrouvé dans le caecum et le colon des lapins et du lièvre. ^{[65], [67], [78], [116], [139]}

On peut également retrouver moins fréquemment dans le même genre *Passalurus nonanulatus*. ^[67]

Les femelles mesurent environ 5,3 à 11 mm de long et 0,2 à 0,59 mm de large avec un corps prolongé par une longue et fine queue, les mâles sont plus courts et mesurent 3,8 à 5 mm de longueur et 0,2 à 0,6 mm de large ^{[65], [67], [116], [123]}. L'œsophage est typique des oxyures avec un bulbe œsophagien rond bien visible. ^[123]

Les œufs sont ovales avec une coque mince et des côtés asymétriques, l'un étant plus aplati. Ils mesurent 93 à 105 µm de long et 43 à 45 µm de large. ^{[20], [65], [67], [116], [123], [139]} (fig 10)



Figure 10 : Œuf de *Passalurus ambiguus* ^[20]

Le cycle de ce parasite est direct, les œufs sont directement infectants, et la contamination se fait par voie oro-fécale avec de la nourriture ou de l'eau contaminés ^{[65], [78], [116], [139]}, mais également lors du toilettage et de la caecotrophie. ^[21]

La période prépatente est de 56 à 63 jours, et la durée de vie moyenne chez l'hôte est d'une centaine de jours. ^[129]

Passalurus ambiguus est considéré comme non pathogène par de nombreux auteurs, les lapins tolérant l'infestation par un grand nombre d'adultes sans présenter de signes cliniques [65], [67], [116], [123], [139]. Il est supposé que les vers adultes se nourrissent de bactéries présentes dans le contenu intestinal et ne provoquent pas de lésions de la muqueuse. [65], [78]

Néanmoins, une infestation importante chez de très jeunes sujets pourrait être un facteur favorisant l'apparition d'entérites autour de la période de sevrage [132], et peut également occasionner une perte de poids, un prurit anal parfois associé à une dermatite, un prolapsus rectal, des performances de reproduction diminuées, voire la mort chez des adultes. [25], [38], [46], [79], [109]

Les vers adultes sont parfois retrouvés sur les crottes et peuvent ainsi être observés directement par les propriétaires (fig 11). Il est possible de mettre en évidence les œufs par l'examen microscopique d'un scotch-test de la zone péri-anale, et par coproscopie. [67], [116]

Il a été démontré que le parasite excrète les œufs de façon circadienne, avec des charges en œufs plus basses dans l'intervalle de 6 heures du matin à midi, et il est donc conseillé de privilégier la récolte des fèces émis durant l'après-midi et la soirée pour la recherche des œufs de ces parasites. [112]

Au détour d'une intervention chirurgicale abdominale, il est possible d'apercevoir les vers au travers de la paroi intestinale. [78]



Figure 11 : Ver adulte de *Passalurus ambiguus* sur un excrément de lapin [129]

La prévention repose avant tout sur des mesures d'hygiène. Il est conseillé notamment de nourrir les animaux légèrement en hauteur, pour que la nourriture ne soit pas contaminée par les fèces, de nettoyer la cage régulièrement et d'empêcher le contact avec des lapins et lièvres sauvages. [67], [116]

Compte tenu du caractère peu pathogène, le traitement n'est le plus souvent pas nécessaire. Les propriétaires, incommodés par la présence des vers, peuvent toutefois le souhaiter [78]. Le tableau V présente les traitements utilisables dans la lutte contre *Passalurus ambiguus*.

Tableau V : Traitements utilisables dans la lutte contre *Passalurus ambiguus*.

Molécule	Posologie	Durée d'administration	Voie d'administration
Thiabendazole	50 mg/kg PV ^{[96], [110]}	10 à 14 jours	PO
	50 à 100mg/kg PV ^[4]	5 jours	PO
Fenbendazole	10-20 mg/kg PV ^{[96], [110]}	10 à 14 jours	PO
	7,5-50 mg/kg PV ^{[46],[82], [123]}	5 jours	PO
Pipérazine	200 mg/kg PV ^[96]	14 jours	PO
	500-750 mg/kg PV ^{[4], [116]}	2 jours	PO

Passalurus ambiguus est spécifique et ne présente pas un risque zoonotique. ^{[65], [116]}

- *Dermatoxys veligera*

Dermatoxys veligera est un oxyure qui parasite le caecum du lapin et du lièvre.

Il est possible également de retrouver une autre espèce de *Dermatoxys* : *Dermatoxys hispaniensis* chez le lapin. ^[55]

Les vers adultes sont blanchâtres, avec de fines stries transversales ^[135]. Ils mesurent 16 à 17 mm de long et 600 µm de large pour les femelles, et 8 à 11,5 mm de long par 435 µm de large pour les mâles. ^{[51], [116], [135]}

Ils possèdent des ailes cervicales, une bouche entourée de 3 lèvres, et 3 crêtes pré-cloacales. ^{[116], [135]}

L'œuf est non embryonné et présente une légère asymétrie avec un bord légèrement plus aplati et un bouchon polaire excentré à un pôle. La coque est épaisse, striée et foncée. Il mesure 87 à 110 µm de long et 48 à 52,8 µm de large. ^{[51], [116], [135]} (fig 12)

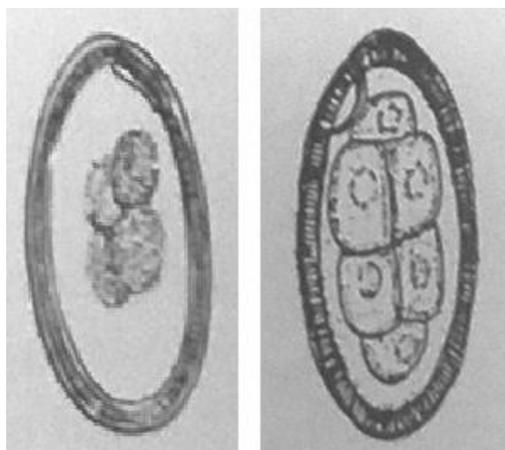


Figure 12 : Schémas d'œuf de *Dermatoxys veligera* ^[51]

Les détails du cycle ne sont pas connus, mais il est probablement direct et identique à celui d'autres oxyures. ^[123]

Les adultes ne s'attachent pas à la muqueuse contrairement aux larves L4 qui peuvent causer par endroits de petits ulcères sur la muqueuse, et déclencher une typhlite. ^{[116], [123]}

Le diagnostic se fait par coproscopie.

Il est possible de traiter ce parasite avec :

- de la pipérazine à 200mg/kg PV PO, répété à 14 jours ^[127]
- de l'ivermectine 0,2-0,4 mg/kg PV PO ou SC, répété à 14 jours. ^[127]

b. Les « strongles digestifs »

Les strongles digestifs sont des parasites de l'intestin ou de l'estomac de nombreux ruminants, mais également du lapin. ^[65]

Neuf espèces de strongles digestifs sont susceptibles d'infecter le lapin, ce sont *Obeliscoides cuniculi*, *Graphidium strigosum*, *Nematodirus leporis*, et des espèces du genre *Trichostrongylus* : *T. calcaratus*, *T. retortaeformis*, *T. axei*, *T. affinus*, *T. vitrinus*, *T. colubriformis*.

- Cycle de vie

Le cycle de vie est similaire pour la plupart des « strongles digestifs ».

Le cycle de vie est direct, les œufs sont émis dans les fèces et éclosent en larves dans le milieu extérieur où s'effectuent ensuite 2 mues. Il faut en moyenne une semaine pour obtenir le stade L3 infectant après l'émission des œufs (*T. retortaeformis* : 5 jours à 24°C ^[8], *Graphidium strigosum* : 5 à 8 jours ^[25]).

Les stades larvaires sont libres et actifs dans l'environnement. Les larves infectantes de *T. retortaeformis* migrent par exemple quotidiennement le long des brins d'herbe en fonction de la température et de l'humidité environnantes ^[66]. Ils se nourrissent de bactéries pour les stades L1 et L2, tandis que le stade L3 retenu dans l'exuvie de la larve L2 (ou dans la coque de l'œuf pour *Nematodirus leporis* ^[123]) survit sur les réserves acquises par les premiers stades larvaires.

La contamination se fait par ingestion de larves L3 infectantes présentes sur les végétaux. Après ingestion, la larve L3 se libère de l'exuvie de la larve L2 et poursuit deux mues qui la mèneront au stade adulte.

Selon le parasite les adultes sont localisés à la surface de la muqueuse gastrique (*Obeliscoides cuniculi*, *Graphidium strigosum*) ou dans l'intestin grêle (*Nematodirus leporis*, dans la lumière intestinale ou plus rarement dans la muqueuse pour *Trichostrongylus sp.*).

Pour *Obeliscoides cuniculi* la période prépatente est de 16 à 22 jours, et la période patente est de 61 à 118 jours. [3], [86], [110]

Pour *Graphidium strigosum* la durée de la période prépatente varie entre 12 jours à 6 semaines [25], [27]. D'après Cabaret, cette dernière serait influencée par la quantité de larves infectantes ingérées, leur âge ainsi que les conditions environnementales (température notamment). La période patente varie de 6 mois [25], [67] à plus de 1 an [85].

Pour *Trichostrongylus sp.* la période prépatente est de 12 à 13 jours, la période patente de 5 mois et demi. [8], [116]

Pour *Nematodirus sp.* la période prépatente est de 14 à 21 jours. [123]

Certains de ces strongles peuvent entrer en hypobiose, le stade d'arrêt du développement dépend du parasite : L3 pour *Trichostrongylus sp.* et *Graphidium strigosum* ou L4 pour *Obeliscoides cuniculi*. [8], [11], [29]

- *Obeliscoides cuniculi*

Obeliscoides cuniculi est un parasite de l'estomac du lapin et du lièvre. [3], [65], [67], [86], [116], [123]

Les adultes sont des vers de couleur brune à rougeâtre, les mâles mesurent 10 à 16 mm de longueur et 0,2mm de largeur, les femelles mesurent 15 à 18 mm de longueur et 0,5mm de largeur. [67], [116], [123]

Les œufs sont ovales avec une paroi fine et mesurent 75 à 91 µm de longueur et 42 à 53 µm de largeur. [3], [67], [116], [123] (fig 13)

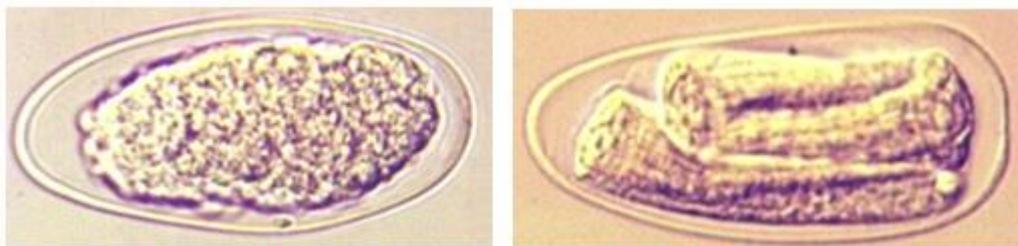


Figure 13 : Œufs de *Obeliscoides cuniculi* [116]

Les animaux sont le plus souvent asymptomatiques, mais peuvent souffrir lors d'infection sévère d'amaigrissement, anémie et diarrhée. [67], [110], [116], [117]

La muqueuse gastrique peut apparaître épaissie et granuleuse et peut présenter des pétéchies et des ulcérations [67], [116]. Ceci s'explique sur le plan histologique par une infiltration de cellules inflammatoires associée à la présence des larves de parasites. [67], [116]

Le parasite est mis en évidence par coproscopie du vivant de l'animal, ou par observation directe du parasite dans l'estomac lors d'un examen post-mortem. ^{[65], [67], [116], [123]}

La prévention passe par des mesures d'hygiène, avec un nettoyage régulier de la cage pour éliminer les stades infectants et le déplacement du parc pour les individus élevés à l'extérieur. ^[67]

Les animaux parasités peuvent être traités avec :

- du thiabendazole en administration unique à 100-250 mg/kg PV PO (efficace sur les adultes), ou un traitement avec 9 administrations successives : la première à la dose de 110 mg/kg PV PO, suivie de 8 administrations à la dose de 70 mg/kg PV q4h (efficace sur les adultes et la plupart des L4 (86%)) ^[137]

- de l'ivermectine : 0,2-0,4 mg/kg SC, pendant 10 à 14 jours. ^[110]

Obeliscoides cuniculi n'infecte pas l'homme. ^[116]

- *Graphidium strigosum*

Graphidium strigosum est un nématode parasite de l'estomac et de l'intestin grêle du lapin et du lièvre. ^{[25], [116], [123]}

Les adultes ont une couleur rougeâtre et mesurent 8 à 16 mm de longueur pour les mâles, et 11 à 20 mm de longueur pour les femelles. Ces vers sont striés longitudinalement et transversalement. Les mâles possèdent une bourse copulative bien développée et une paire de spicules fins d'environ 1,1 à 2,4 mm de long. ^{[25], [116], [123]}

Les œufs sont ovoïdes, avec une coque mince, et contiennent une morula avec de nombreux petits blastomères, ou une larve L1. Leur taille varie selon les auteurs, de 70 µm de long par 35 à 45 µm de large ^[20], à 95 à 106 µm de long par 50 à 58 µm de long. ^{[51], [116], [123]} (fig 14)



Figure 14 : Œufs de *Graphidium strigosum* ^{[18], [20]}

Graphidium strigosum est hématophage. ^[25]

L'infection se traduit sur le plan histologique par une dédifférenciation voire une destruction de l'épithélium de l'estomac et l'infiltration de cellules immunitaires. ^[87]

Le plus souvent les animaux sont asymptomatiques, mais de fortes infections peuvent induire une destruction de la muqueuse gastrique, des diarrhées, des anémies, une émaciation voire provoquer la mort si aucun traitement n'est mis en place. ^{[25], [116], [123]}

Le diagnostic peut se réaliser par coproscopie, mais également par observation directe par fibroscopie des parasites dans l'estomac. ^[25]

La prévention passe par des mesures d'hygiène pour éliminer les stades infectants, la limitation des contacts avec les lapins et lièvres sauvages, et le déplacement du parc pour les individus élevés à l'extérieur. ^[116]

Les animaux parasités peuvent être traités avec:

- du fenbendazole 10-20mg/kg PV PO ^[116]
- de l'ivermectine 0,4mg/kg PV SC. ^[116]

Graphidium strigosum ne représente pas un risque zoonotique. ^[116]

- *Nematodirus leporis*

Nematodirus leporis est un parasite de l'intestin grêle du lapin et du lièvre. ^{[67], [116], [123]}

Les vers adultes sont fins et blanchâtres et mesurent 8 à 15 mm de long pour les mâles et 16 à 20 mm pour les femelles. Les mâles possèdent des spicules de 0,65 à 1 mm de long. ^{[30], [67], [116], [123]}

Les œufs sont typiques d'œufs de strongles digestifs mais de très grande taille, mesurant 160 à 180 µm de long et 80 à 90 µm de large ^{[30], [67], [116]}, voire d'après certains auteurs jusqu'à 250 µm de long et 100 µm de large. ^[123] (fig 15)

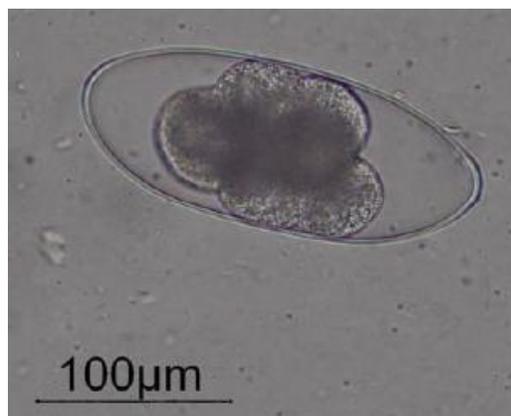


Figure 15 : Œuf de *Nematodirus leporis* ^[41]

La présence de nombreux vers agglutinés entre les vilis provoque une atrophie et une nécrose à la surface des entérocytes. ^[123]

Un amaigrissement et de la diarrhée peuvent survenir lors d'infestations sévères. ^[123]

L'infestation peut être confirmée par coproscopie.

Les animaux parasités peuvent être traités avec :

- du fenbendazole 20mg/kg PV PO, répété à 14 jours ^[128]
- de l'ivermectine 0,4mg/kg PV SC, répété à 14 jours. ^[128]

- *Trichostrongylus sp.*

Trichostrongylus sp. sont pour la plupart des vers parasites de l'intestin grêle de nombreux ruminants, mais aussi du lapin et du lièvre. *T. affinus* parasite plutôt le caecum et le gros intestin et *T. axei* l'estomac. ^{[65], [116]}

Plusieurs espèces de *Trichostrongylus* peuvent parasiter le lapin : *T. calcaratus*, *T. retortaeformis*, *T. axei*, *T. affinus*, *T. vitrinus*, *T. colubriformis*.

Les adultes sont tous de petite taille, mesurent 4 à 9 mm de long et 100 à 200 µm de large et ressemblent à de fins cheveux. Ils sont relativement difficiles à voir à l'œil nu. Les adultes de *T. retortaeformis* et *T. calcaratus* sont de couleur blanchâtre alors que les adultes des autres espèces sont plutôt de couleur brun-rouge. ^{[65], [116]}

La reconnaissance des espèces de *Trichostrongylus* repose principalement sur la morphologie des spicules chez le mâle. Ces critères sont détaillés dans le tableau VI.

Les œufs de *Trichostrongylus* sont ovoïdes avec des pôles asymétriques, l'un étant plus aplati. Leur coque est fine et lisse. Ils renferment une morula contenant 16 à 32 blastomères. ^[123]

La taille des œufs est présentée dans le tableau VI.

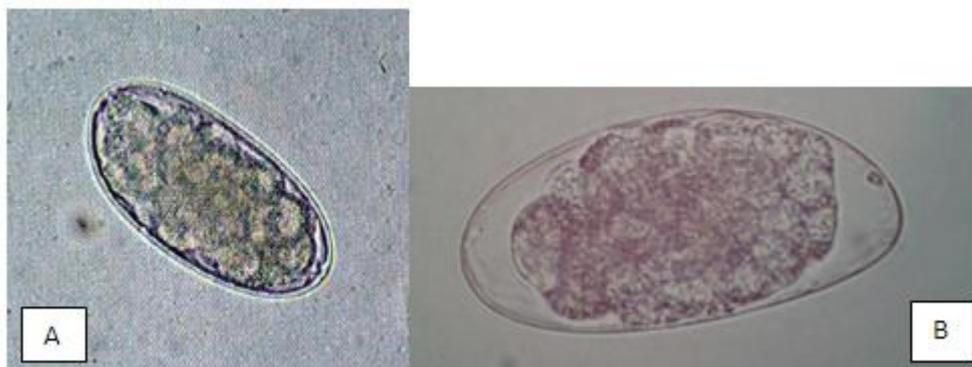


Figure 16 : A : Œuf de *Trichostrongylus retortaeformis* ^[101] B : Œuf de *Trichostrongylus axei* ^[20]

Tableau VI : Particularités morphologiques et taille des œufs de quelques *Trichostrongylus* [123]

Espèce	Morphologie des spicules	Taille des oeufs
<i>T. axei</i>	spicules dissymétriques de taille inégale, le droit est plus court que le gauche	90 -100 μm x 40-50 μm [20] (fig 16)
<i>T. colubriformis</i>	spicules épais, de couleur marron, de longueur égale extrémité en forme d'hameçon	79 -101 μm x 39-47 μm [136]
<i>T. calcaratus</i>	deux courts spicules de taille égale raie dorsale asymétrique	65 μm x 33 μm . [65]
<i>T. affinus</i>	deux courts mais larges spicules de taille égale, recourbés ventralement et qui s'affinent pour se terminer en crochets ronds dorsalement	57-66 μm x 33-40 μm [67], [116]
<i>T. retortaeformis</i>	deux spicules courts et larges, recourbés avec deux fines ramifications les mâles sont sillonnés par des raies longitudinales et transversales les femelles possèdent un double ovojecteur	80-91 μm x 40-56 μm [51], [67], [116], [123] (fig 16)

L'animal parasité développe avec le temps une réaction immunitaire contre *T. retortaeformis* [29], [35] qui peut permettre une élimination presque complète de celui-ci [90]. C'est le cas également pour *T. colubriformis*. [108]

Il est donc probable que ce soit le cas pour chaque espèce de *Trichostrongylus* sans que cela n'ait été démontré.

L'infestation provoque une atrophie des villosités intestinales, une hyperplasie des cryptes ainsi qu'une infiltration par des cellules immunitaires. [8], [11], [90]

Selon le degré d'infestation, un amaigrissement peut survenir, accompagné d'une anémie. Parfois une diarrhée modérée peut se développer. [25]

T. retortaeformis pourrait induire une baisse des performances de reproduction. [29]

De la mortalité a été également reportée suite à des infestations avec *T. calcaratus*. [5]

Les molécules et posologies ayant été testées chez le lapin pour le traitement des infestations par les Nématodes du genre *Trichostrongylus* sont présentées dans le tableau VII.

Tableau VII : Traitements utilisables dans la lutte contre *Trichostrongylus sp*

Molécule	Posologie	Durée d'administration	Voie d'administration
Fenbendazole	10-20 mg/kg PV ^[130]	Répété à 10-14 jours	PO
Thiabendazole	100-200 mg/kg PV ^[130]	-	PO
Albendazole	10 mg/kg PV ^[130]	-	PO
Ivermectine	0,2-0,4 mg/kg PV ^[130]	Répété à 10-14 jours	PO, SC
Imidaclopride et moxidectine (advocate®)	0,1 mL/kg PV ^[87]	-	Spot-on
Emodepside et praziquantel (profender®)	0,14 mL/kg PV ^[87]	-	Spot-on

c. *Strongyloides papillosus*

Strongyloides papillosus est un parasite de l'intestin grêle de nombreux ruminants (bovins, ovins, caprins et autres ruminants sauvages) mais également du lapin. ^{[65], [116], [123]}

Les vers adultes sont fins et translucides, ils mesurent 3 à 6 mm de long et 60 µm de large ^{[50], [123]}. L'œsophage est long, il occupe jusqu'à un tiers de la longueur totale et l'utérus est entrelacé avec les intestins. ^[123]

Les œufs sont quadrangulaires à bords parallèles, de coloration claire. Ils mesurent 35 à 60 µm de long et 20 à 30 µm de large ^{[20], [51], [65], [116]}. La coque est mince et ils contiennent une larve qui n'est pas toujours nettement visible. ^[20] (fig 17)



Figure 17 : Œuf de *Strongyloides sp* ^[20]

Le cycle de ce nématode est unique : seule la femelle parthénogénétique est parasite, avec également une possibilité de cycles reproductifs dans le milieu extérieur.

La phase parasitaire est composée uniquement de femelles qui produisent des œufs larvés par parthénogénèse (c'est-à-dire qui se développent à partir d'un œuf non embryonné). Les œufs sont libérés dans les fèces et le développement de la larve qui en est issue se fait dans le milieu extérieur, devenant soit un adulte libre qui pourra alors se reproduire, soit une larve L3 femelle infectante. Cette différence d'évolution repose sur un déterminisme génétique, mais également sur des facteurs extrinsèques au parasite (conditions nutritionnelles, état immunitaire de l'hôte).

La larve L3 peut contaminer l'hôte par ingestion ou par pénétration transcutanée. S'en suit une migration des larves dans le système circulatoire puis les poumons. Les larves sont ensuite expectorées et dégluties, avant de se développer en adultes hématophages dans les intestins.

Les jeunes animaux peuvent également être contaminés dès la naissance par un passage des larves dans le colostrum. ^[50]

La période prépatente est de 8 à 14 jours. ^{[65], [123]}

Chez des lapins naturellement infectés, aucun signe clinique n'a été rapporté ^[49] mais des lapins expérimentalement infectés ont présenté de l'anorexie, un amaigrissement jusqu'à un dépérissement voire la mort. ^{[74], [91], [121]}

Le diagnostic se fait par coproscopie.

Le traitement peut s'effectuer avec du fenbendazole à 350-500 mg/kg PV PO pendant 2 jours. ^[93]

La prévention passe avant tout par des mesures sanitaires consistant à empêcher le contact du lapin avec de la terre ou des fèces contaminés. ^[116]

Strongyloides papillosus ne contamine pas l'homme et ne représente donc pas un risque zoonotique. ^[116]

d. *Trichuris leporis*

Trichuris leporis est un parasite du gros intestin du lapin, du lièvre, et du ragondin. ^[123]

Les vers adultes mesurent 19 à 21 mm de long et 4,2 à 8,7 mm de large pour certains auteurs ^{[67], [116], [123]} jusqu'à 30 à 70 mm de long pour d'autres ^[51]. L'extrémité distale du mâle est enroulée en hélice, il possède un spicule unique entouré d'une gaine cylindrique et lisse ; la femelle à queue incurvée et un utérus rempli d'œufs en chapelet. ^[51]

Les œufs sont en forme de citron et de couleur orangée, avec à chaque pôle un bouchon réfringent saillant. La paroi est épaisse et les bords bombés. Ils mesurent 50 à 65 µm de long et 29 µm de large ^{[51], [67], [116]}, et peuvent atteindre 60 à 85 µm de long et 40 à 45 µm de large. ^[20] (fig 18)



Figure 18 : Œuf de *Trichuris leporis* ^[18]

Le cycle est monoxène, le stade infectant est la larve L1 contenue dans l'œuf, qui se développe en 1 à 2 mois selon les conditions climatiques. Ces œufs larvés sont relativement résistants dans le milieu extérieur, et si les conditions environnementales sont optimales, ils peuvent survivre pendant plusieurs années. ^[123]

La contamination se fait par ingestion des œufs. Les bouchons sont digérés libérant la larve L1 qui pénètre dans les glandes muqueuses de l'iléon, du caecum et du colon. Elle subit 4 mues successives qui se déroulent dans ces glandes, puis les adultes en émergent mais restent fichés dans la muqueuse par l'intermédiaire de leur extrémité proximale. ^[116]

La période prépatente est d'environ 7 à 10 semaines. ^[123]

Le ver adulte est hématophage. ^[50]

L'infestation peut être confirmée par coproscopie.

La prévention passe par des mesures sanitaires pour empêcher les lapins d'ingérer des œufs provenant de lagomorphes sauvages. ^[116]

Très peu d'informations sont disponibles pour le traitement, l'ivermectine s'est révélée inefficace sur les lièvres d'Amérique. ^[119]

Trichuris leporis n'infecte pas l'homme, et ne représente donc pas un risque zoonotique. ^[116]

B. Les trématodes

a. *Fasciola* sp.

Fasciola hepatica et *Fasciola gigantica* sont des trématodes pouvant parasiter le foie de nombreux animaux ayant accès au pâturage (bovins, ovins, caprins, ...), mais aussi celui des lapins. ^{[39], [67], [69], [116]}

La morphologie des adultes et des œufs, le cycle, le diagnostic et la prévention contre ce parasite sont identiques pour le cobaye et le lapin et ont été traités dans le chapitre des parasites digestifs du cobaye en page 21.

Les adultes de *Fasciola hepatica* peuvent survivre jusqu'à 37 mois chez le lapin. ^[67]

La présence du parasite est associée à des modifications pathologiques telles que l'observation de travées fibreuses dans le parenchyme dues à la migration des formes immatures, des ulcères de la vésicule biliaire, une cholangite et une hyperplasie des canaux biliaires, et enfin des nodules granulomateux encerclant les œufs dans le parenchyme hépatique. ^{[25], [67]}

Les connaissances sur le pouvoir pathogène de l'infection par *Fasciola hepatica* et *Fasciola gigantica* chez le lapin restent limitées. Pour certains l'infection est asymptomatique ^[116] alors que pour d'autres elle se traduit par des signes cliniques tels que ralentissement de croissance ^[25], cachexie, mauvais état général, pouvant aller jusqu'à la mort. ^{[67], [69], [94]}

Le traitement peut s'effectuer avec du praziquantel à 5-10 mg/kg PV PO, SC, IM à renouveler 10 jours plus tard. ^[26]

b. *Dicrocoelium lanceolatum*

Dicrocoelium lanceolatum est un trématode pouvant parasiter le foie de nombreux animaux ayant accès au pâturage (bovins, ovins, caprins, ...), mais aussi celui des lapins. ^{[116], [123]}

Les vers adultes sont en forme de feuille aplatie et mesurent 6 à 12 mm de long et 1,5 à 2,5 mm de large. Ils possèdent 2 ventouses, une buccale et une ventrale. ^[123]

Les œufs sont ovoïdes, brunâtres, avec une épaisse coque brune. Ils sont souvent asymétriques, avec un opercule peu visible à l'un des pôles. Ils sont embryonnés et contiennent deux masses germinatives très sombres. Leur taille varie de 36 à 46 µm de long par 10 à 30 µm de large. ^{[20], [65], [123], [139]} (fig 19)



Figure 19 : Œuf de *Dicrocoelium lanceolatum* ^[20]

Le cycle de *Dicrocoelium lanceolatum* est sensiblement le même que celui de *Fasciola hepatica*, mais comprend un passage obligatoire par un second hôte intermédiaire, une fourmi.

Le lapin infecté libère des œufs dans le milieu extérieur. Ces derniers sont ingérés par un premier hôte intermédiaire, un mollusque terrestre, dans lequel le parasite se reproduit pour former des cercaires. Les cercaires sont rejetées dans l'environnement entourées de mucus, et vont être ingérées par un second hôte intermédiaire, une fourmi. Les cercaires s'y transforment en métacercaires et occasionnent des lésions au niveau du cerveau, qui font adopter à la fourmi un comportement anormal. La fourmi reste à l'extrémité des brins d'herbe ce qui facilite son ingestion par le lapin qui se contamine ainsi. Les métacercaires éclosent dans l'intestin grêle et les adultes migrent ensuite dans les canaux biliaires. Il n'y a pas de migration dans le parenchyme hépatique.

La période prépatente est de 10 à 12 semaines, mais le cycle total dure 6 à 7 mois. ^{[25], [123]}

Les adultes peuvent survivre plusieurs années chez l'hôte définitif. ^[123]

La présence des vers dans les canaux biliaires induit une hyperplasie de leur épithélium qui peut provoquer à terme une obstruction des canaux biliaires. ^[65]

Une cirrhose peut se développer en cas de forte infection, menant à une anémie et une perte de poids. ^[139]

Le diagnostic, la prévention et le traitement sont les mêmes que pour *Fasciola hepatica*. Une alimentation commerciale et un lavage soigneux des végétaux verts permettent d'éviter la contamination par ce parasite.

C. Les cestodes

Les cestodes parasitant le lapin et retrouvés en coproscopie appartiennent tous à la famille des *Anoplocephalidae*.

On retrouve ainsi *Cittotaenia variabilis*, *Cittotaenia pectinata*, *Mosgovoyia perplexa*, *Monoecocestus americana*, *Cittotaenia ctenoides*, *Andrya cuniculi*, *Cittotaenia denticulata*, *Paranoplocephala cuniculi*.^{[67], [116]}

Ce sont des parasites de l'intestin grêle des lapins.

Les vers adultes sont des vers plats longs et blancs composés de nombreux segments, ils ne possèdent pas de rostre ou de crochets.^{[67], [116]}

Les dimensions des vers adultes sont données dans le tableau VIII.

Tableau VIII : Caractéristiques morphologique des Anoplocéphales du lapin^{[67], [116], [124]}

Espèce	Longueur maximale (mm)	Largeur maximale (mm)	Particularités
<i>Cittotaenia variabilis</i>	450	10,5	
<i>Cittotaenia pectinata</i>	240	11	Scolex 0,25mm
<i>Cittotaenia ctenoides</i>	800	10,5	Scolex 0,5mm
<i>Cittotaenia denticulata</i>	800	10,5	Scolex 0,8mm
<i>Mosgovoyia perplexa</i>	198	11	
<i>Monoecocestus americana</i>	47	6,5	
<i>Andrya cuniculi</i>	28-68	2,75	Œufs ovales, 41 à 44 µm × 45 à 48 µm

D'une façon générale, les œufs sont de taille moyenne, sub-sphériques, avec une paroi lisse et épaisse. Ils possèdent un appareil piriforme dans lequel se trouve un embryon hexacanthé bien visible. Leur taille varie entre 40 à 70 µm.^{[20], [124]} (fig 20)



Figure 20 : Œuf de *Cittotaenia* sp.^[20]

Le cycle n'est pas complètement connu dans la plupart de ces espèces, mais il est indirect avec comme hôte intermédiaire un acarien oribate.

Les œufs sont rejetés dans le milieu extérieur puis sont ingérés par cet acarien où se développent des larves cysticercoïdes. La contamination se fait par ingestion de l'acarien infesté. [67], [116]

Sur le plan histologique l'infestation se traduit souvent par la présence d'un petit ulcère sur la muqueuse intestinale à l'endroit où le ver se fixe. [25]

La plupart des infestations sont asymptomatiques. De fortes infestations peuvent être responsables d'un ralentissement de croissance par spoliation [25], [56] ou provoquer une entérite, une obstruction digestive voire une perforation intestinale. [25], [67]

Le diagnostic se fait par coproscopie, mais les propriétaires peuvent parfois retrouver les segments ovigères libérés sur les excréments de leur lapin. [25]

Le traitement peut être réalisé grâce à l'utilisation des molécules présentées dans le tableau IX.

Tableau IX : Traitements utilisables dans la lutte contre les cestodes du lapin

Molécule	Posologie	Durée d'administration	Voie d'administration
Praziquantel	5-10 mg/kg [17], [67]	Répété à 10 jours	PO, SC, IM
Niclosamide	100-200 mg/kg [26]	7 jours	PO
Métabendazole	20 mg/kg PV [26]	-	PO
Emodepside et praziquantel (profender®)	0,14 mL/kg PV [26]	-	Spot-on

Les acariens oribates se nourrissent de plantes, et ne sont pas retrouvés en intérieur. Aussi la prévention de l'infestation repose-t-elle sur le lavage minutieux des végétaux récoltés en extérieurs et la mise à disposition d'une alimentation commerciale.

Les anoplécéphales du lapin ne contaminent pas l'homme et ne représentent donc pas un risque zoonotique.

D. Les protozoaires

a. Les coccidies

- *Cryptosporidium cuniculus* ^[116]

Le lapin peut être infecté par *Cryptosporidium cuniculus*, un protozoaire parasite de la bordure épithéliale de l'intestin.

L'espèce de *Cryptosporidium* qui contamine le lapin a été source de controverse, la plupart des études sur ce parasite ayant été conduites avant la mise en place des techniques d'identification moléculaire. ^[116]

Certains auteurs incriminaient *Cryptosporidium parvum* ^{[25], [96], [110]}. Un nouveau génotype de *C. parvum* a ensuite été détecté sur des lapins (*C. parvum rabbit genotype*) mais est génétiquement plus proche de *C. hominis* ^[113]. Il a depuis été conclu que ce parasite est une espèce à part entière, et doit être nommé *Cryptosporidium cuniculus*. ^[114]

Les ookystes sont sub-sphériques à ellipsoïdes avec une paroi épaisse et lisse. Ils contiennent 4 sporozoïtes et un corps résiduel. Ils mesurent 5,55 à 6,40 µm de long et 5,02 à 5,92 µm de large. ^[114] (fig 21)



Figure 21 : Ookyste de *Cryptosporidium cuniculus* ^[114]

Le cycle est très proche des autres espèces de *Cryptosporidium*. Il a été présenté dans la section des parasites digestifs du cobaye en page 24.

La période prépatente est de 4 à 7 jours, et la période patente de 7 jours. ^[114]

Chez le lapin, les modifications histologiques liées à l'infection sont moins prononcées que pour d'autres espèces, avec une légère diminution de taille des villosités intestinales, une disparition des microvillosités des entérocytes où sont attachés les cryptosporidies, et un léger œdème de la *lamina propria*. ^[116]

L'infection semble le plus souvent asymptomatique ^{[114], [116]} mais de jeunes lapins de chair (âgés de 20 à 90 jours) infectés avec *Cryptosporidium cuniculus* ont présenté de l'anorexie et de la déshydratation associées à de la diarrhée durant 3 à 5 jours. ^[104]

Le diagnostic et la prévention sont les mêmes que pour les cobayes. (page 25)

Il n'y a pas de traitement connu pour les infections chez le lapin.

La cryptosporidiose du lapin est une zoonose. Une crise sanitaire due à *Cryptosporidium cuniculus* s'est déroulée en Angleterre en 2008. L'enquête épidémiologique a permis de montrer qu'elle avait pour origine la contamination d'un réservoir d'eau potable par une carcasse de lapin sauvage infecté ^[107]. L'implication des lapins dans la contamination de leurs propriétaires atteints de cryptosporidiose n'a pas été démontrée. ^[118]

- *Eimeria* sp.

On dénombre 14 espèces d'*Eimeria* parasites du lapin. Toutes sont parasites du tractus intestinal (intestin grêle ou gros intestin selon l'espèce), à l'exception de *Eimeria stiedae* retrouvée dans le foie.

Les espèces de coccidies intestinales les plus courantes sont : *Eimeria perforans*, *Eimeria piriformis*, *Eimeria exigua*, *Eimeria media*, *Eimeria magna*, *Eimeria coecicola*, *Eimeria vej dovskyi*, *Eimeria flavescens* et *Eimeria intestinalis*. ^{[25], [67], [116]}

Eimeria nagpurensis, *Eimeria irresidua*, *Eimeria matsubayashi*, *Eimeria roobroucki*, et *Eimeria oryctolagi* sont beaucoup plus rares. ^[45]

Les ookystes sont pour la plupart ellipsoïdes à sphériques, avec une paroi mince et lisse plus ou moins colorée et la présence ou non d'un micropyle. Leur taille varie de 10 à 55 µm de long par 10 à 34 µm de large selon l'espèce. Les caractéristiques morphologiques des ookystes sont présentées dans le tableau X. Quelques photographies d'ookystes d'*Eimeria* sont présentées en figure 22.

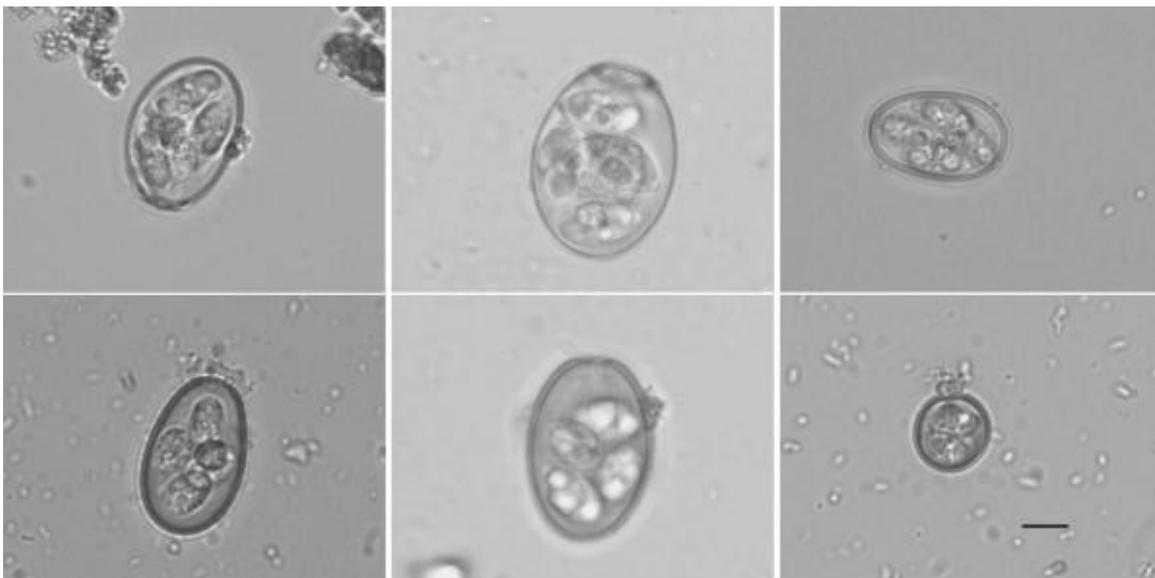


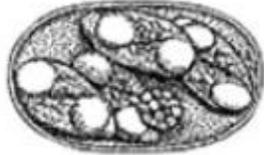
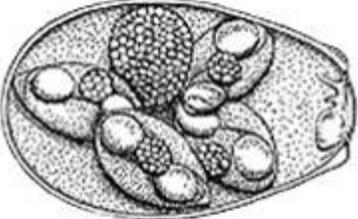
Figure 22 : Ookystes de (a) *Eimeria media*. (b) *Eimeria magna*. (c) *Eimeria perforans*. (d) *Eimeria coecicola*. (e) *Eimeria piriformis*. (f) *Eimeria exigua*. Bar = 10 µm ^[81]

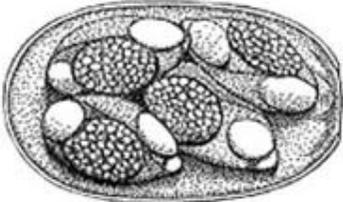
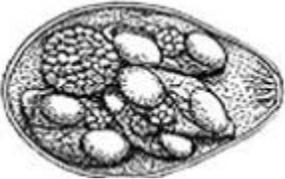
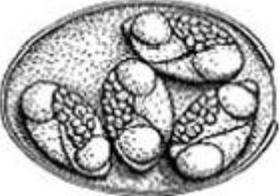
Le cycle des coccidies intestinales est le même que pour la coccidie du cobaye et peut être retrouvé à la section des parasites digestifs du cobaye en page 26.

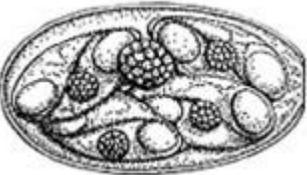
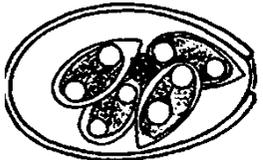
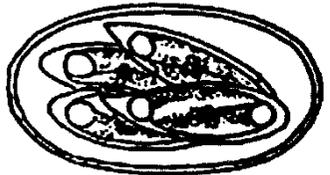
Les localisation et durée des périodes prépatente et patente de chaque espèce sont présentées dans le tableau X.

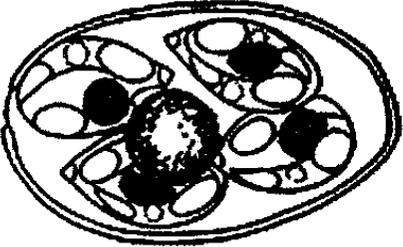
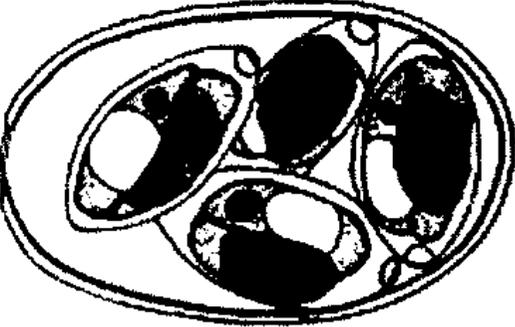
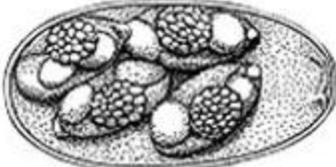
Seule *Eimeria stiedae* a un cycle de vie qui diffère. La reproduction s'effectue dans les cellules des canaux biliaires. Les ookystes sont libérés par la destruction de ces cellules et passent dans le tractus intestinal avec la bile avant d'être éliminés dans les fèces. ^[123]

Tableau X : Caractéristiques morphologiques et biologiques des différentes *Eimeria* du lapin [25], [45], [80]

Espèce	Localisation	Longueur en μm (valeurs extrêmes)	Largeur en μm (valeurs extrêmes)	Taille du corps résiduel en μm (valeurs extrêmes)	Micropyle	Période pré patente (jours)	Période patente (jours)	Schéma descriptif
<i>E. perforans</i>	Duodénum jéjunum	22,2 +/- 2,8 (15-31)	13,9 +/- 0,9 (11-20)	+ 3 (1-5)	+/-	4-6	6-32	
<i>E. media</i>	Duodénum jéjunum	31,1 +/- 2,1 (27-36)	17 +/- 0,9 (15-22)	++ 5,2 (3-8)	++	5-7	6-18	
<i>E. coecicola</i>	Ampoule caecale	34,5 +/- 2,4 (23-40)	19,7 +/- 0,8 (15-21)	++ 4,5 (1-7)	++	8-9	7-9	
<i>E. magna</i>	Intestin grêle	36,3 +/- 1,7 (27-41)	24 +/- 0,9 (17-29)	+++ (4-12)	+++	7-9	15-19	

<i>E. irresidua</i>	Duodénum jéjunum	35,2 +/- 1, 8 (25-49)	21,9 +/- 1,1 (16-28)	-	++++	8-9	10-21	
<i>E. piriformis</i>	Caecum côlon	29,5 +/- 2,3 (26-33)	18 +/- 1,2 (17-21)	-	++	9-10	10-12	
<i>E. intestinalis</i>	Iléon	26,8 +/- 1,7 (21-36)	18,9 +/- 0,9 (15-21)	++ 5 (3-10)	++	9-10	6-8	
<i>E. flavescens</i>	Caecum côlon	30 +/- 2,2 (25-37)	21 +/- 1 (14-24)	-	++++	8-11	-	
<i>E. exigua</i>	Intestin grêle	15,1 +/- 1,2 (12-21)	14 +/- 1 (9-18)	-	+	7	-	

<i>E. vejnovskyi</i>	Intestin grêle	31,5 +/- 3,2 (30-37)	19,1 +/- 1,4 (9-18)	++ 5,7 (4-7)	-	9-10	-	
<i>E. matsubayashii</i>	Iléum	24,8 (22-30)	18,3 (14-22)	++ 6,2	++	7	-	
<i>E. nagpurensis</i>	Inconnu	23 (20-27)	13 (10-15)	-	-	-	-	

<i>E. oryctolagi</i>	Intestin grêle	38,7 (28.5-47)	19,1 (12.5-28.5)	++ 6	-	-	-	
<i>E. roobroucki</i>	Inconnu	55	33,7	-	++	-	-	
<i>E. stiedae</i>	Foie	35,7 +/- 0,4 (31-42)	19,9 +/- 0,5 (17-25)	+ (? -3)	+/-	14-17	21-30	

Les effets pathogènes des coccidies intestinales varient selon l'espèce de parasite. Le plus souvent il n'y a pas ou peu de modifications pathologiques, mais certaines espèces d'*Eimeria* peuvent provoquer une nécrose des cellules épithéliales de l'intestin, avec des hémorragies, de l'œdème, une atrophie des villosités intestinales et une infiltration de cellules inflammatoires. [16], [45], [70], [79], [95], [100], [116]

La plupart des infections avec des coccidies intestinales sont asymptomatiques, mais elles peuvent toutefois provoquer un amaigrissement, une diarrhée aqueuse voire hémorragique, une intussusception, voire de la mortalité [12], [25], [40], [45], [70], [79], [95], [96], [100], [110], [116], [117]. Il arrive parfois que l'animal meurt avant même d'excréter des ookystes. [16], [100], [116]

Toutes les espèces d'*Eimeria* n'ont pas le même potentiel pathogène. On peut les classer en quatre groupes selon leur pathogénicité (coccidies non pathogènes, peu pathogènes, pathogènes et très pathogènes). Le tableau XI présente les différents groupes d'*Eimeria* et les symptômes associés à chaque espèce. *Eimeria intestinalis* et *Eimeria flavescens* sont considérées comme les coccidies les plus pathogènes, avec des cas de diarrhées intenses et de mortalité.

Concernant la coccidiose hépatique, l'importance des lésions hépatiques semble le plus souvent proportionnelle au niveau d'infection. Ont été rapportés une hépatomégalie, des lésions nodulaires blanc jaunâtres dans le parenchyme d'une taille allant jusqu'à 2 cm de diamètre contenant de la bile et des débris, un épaissement et une fibrose des canaux biliaires. [14], [16], [25], [45] [95], [96], [99], [100], [116]

La coccidiose hépatique est le plus souvent asymptomatique [25], [65], [96], [100], [116], [117] mais une forte infection peut engendrer de l'anorexie, un amaigrissement, de la diarrhée ou de la constipation, une distension abdominale, un ictère, voire la mort sur de jeunes animaux [14], [40], [65], [96], [100], [116], [117]. Un dosage des paramètres sanguins peut révéler une cytolyse hépatique. [14], [25], [40], [96], [99]

L'infection par des coccidies est souvent mixte, avec la présence simultanée de plusieurs espèces de coccidies. [1], [81], [95], [116]

Les jeunes animaux sont souvent plus affectés par l'infection que les adultes [12], [38], [45], [70], [79], [81], [116], [117]. Une immunité se met en place chez les adultes. Certaines espèces sont toutefois plus immunogènes que d'autres (*Eimeria intestinalis* est très immunogène [37], [99] tandis que *Eimeria flavescens* l'est très peu [99]).

Une augmentation de l'excrétion d'ookystes au moment de la mise bas est observée chez les femelles. Les modifications physiologiques et hormonales associées à la gestation provoquent certainement une baisse d'immunité qui permet aux coccidies de se redévelopper. [103]

Tableau XI : Pathogénicité des espèces d'*Eimeria* les plus courantes chez le lapin. [25], [36]

Pathogénicité	Espèce(s)	Symptômes
Non pathogène	<i>E. coecicola</i>	Aucun
Peu pathogène	<i>E. perforans</i> <i>E. exigua</i> <i>E. vej dovskyi</i>	Ralentissement de croissance
Pathogène	<i>E. media</i> <i>E. magna</i> <i>E. piriformis</i> <i>E. irrisidua</i>	Ralentissement ou diminution de la croissance Diarrhée Mortalité selon les doses de coccidies présentes
Très pathogène	<i>E. intestinalis</i> <i>E. flavescens</i>	Amaigrissement Diarrhée sévère Forte mortalité dès 3000 ookystes
Dépendante du niveau d'infection	<i>E. stiedae</i>	Ralentissement de croissance, perte de poids, mortalité

Le diagnostic se réalise par coproscopie. Du fait de la différence de pouvoir pathogène, une identification des espèces présentes est nécessaire. On peut considérer qu'à partir d'un seuil de 2000^[20] à 5000-10000^[25] ookystes par gramme (s'il ne s'agit pas d'espèces pathogènes) les coccidies peuvent engendrer des symptômes et qu'un traitement peut être indiqué.

Le traitement contre la coccidiose est le même quelle que soit l'espèce d'*Eimeria*. Il existe de nombreux protocoles de traitement et de chimioprophylaxie en lapin de chair, souvent intégrés à l'alimentation et à l'eau de boisson, car la coccidiose est une maladie qui affecte beaucoup cette filière et induit de grandes pertes économiques. Les molécules les plus fréquemment utilisées sont les sulfamides (sulfadiméthoxine, sulfaméthoxazole, sulfaquinoxaline, sulfaméthazine), les triazines (diclazuril, toltrazuril), les aminopyrimidines (amprolium) et les quinoléines (décoquinat).

Les sulfamides, en particulier la sulfadiméthoxine, sont décrites comme les molécules les plus efficaces^[80]. La sulfadiméthoxine peut être utilisée à 37-60 mg/kg PV pendant une durée de 5 à 10 jours pour traiter la coccidiose.

Une liste non exhaustive de traitements possibles est proposée dans l'annexe 3.

La prévention est la même que pour les coccidies du cobaye (*Eimeria caviae*). Elle est présentée en page 27. Cette prévention est très importante, car il a été prouvé qu'un seul ookyste d'*Eimeria piriformis* ou d'*Eimeria magna* peut infecter un lapin.^{[16], [81]}

Des essais de vaccination avec différentes espèces d'*Eimeria* se sont révélés efficaces dans la réduction des signes cliniques et de l'excrétion d'ookystes.^{[2], [37], [43]}

Les coccidies du genre *Eimeria* affectant le lapin sont très spécifiques, et ne pourraient donc pas contaminer l'homme.^{[45], [65], [81], [100]}

b. Les flagellés

- *Giardia duodenalis* ^{[100], [116]}

Giardia est un protozoaire flagellé retrouvé dans l'intestin proximal de nombreuses espèces animales, y compris les lapins.

Les lapins sont affectés par l'assemblage B. ^{[77], [102], [140]}

Les caractéristiques biologiques de ce parasite ont été traitées dans le chapitre des parasites digestifs du cobaye en pages 28 et 29.

Le rôle pathogène de *Giardia* chez le lapin est controversé. Il a été associé avec quelques cas de diarrhée et de mortalité et est fréquemment rencontré dans l'intestin de lapins en diarrhée, mais sa présence serait plutôt révélatrice d'une infection secondaire. ^[17]

Le métronidazole à 20 mg/kg PV PO ou le fenbendazole à 50 mg/kg PV PO pendant 5 jours sont efficaces pour traiter les lapins. ^{[26], [109]}

- Autres flagellés non pathogènes

Comme pour le cobaye, on retrouve des flagellés non pathogènes dans le caecum du lapin. La taxonomie et les caractéristiques morphologiques de leurs trophozoïtes sont présentées dans le tableau XII.

Si un traitement est nécessaire, il peut être réalisé avec du métronidazole à 20 mg/kg PV PO. ^[26]

c. Les amibes ^{[100], [116], [123]}

Entamoeba cuniculi est une amibe commensale du côlon et du caecum des lapins.

Les trophozoïtes mesurent 10 à 30 µm de diamètre, les kystes mesurent de 7 à 33 µm de diamètre.

Elle est non pathogène chez le lapin.

Tableau XII : Taxonomie et caractéristiques morphologiques des flagellés non pathogènes présents chez le lapin. [100], [116], [123]

Phylum	Classe	Famille	Parasite	Description trophozoïte	Description kyste
<i>Fornicata</i>	<i>Retortamonadorididae</i>	<i>Retortamonadorididae</i>	<i>Retortamonas cuniculi</i>	piriformes ou fusiformes 7-13 μm x 5-10 μ 2 flagelles	ovoïdes ou piriformes 5-7 μm x 3-4 μm
			<i>Chilomastix cuniculi</i>	10-15 μm 3 flagelles	-
	<i>Trepamondea</i>	<i>Enteromonadidae</i>	<i>Enteromonas sp.</i>	ronds ou piriformes 4 flagelles	-
<i>Parabasalia</i>	<i>Trichomonadea</i>	<i>Monocercomonadidae</i>	<i>Monocercomonas cuniculi</i>	Piriformes 5-14 μm 4 flagelles	-

4. LES PSEUDOPARASITES OU ARTEFACTS

Les pseudoparasites sont des éléments retrouvés dans les fèces qui peuvent être confondus avec un élément parasitaire mais qui n'en sont pas. La différenciation entre les deux n'est pas toujours aisée.

On peut citer parmi ceux-ci les grains de pollen, les spores végétales et les spores de champignons. ^[20] (fig 23)

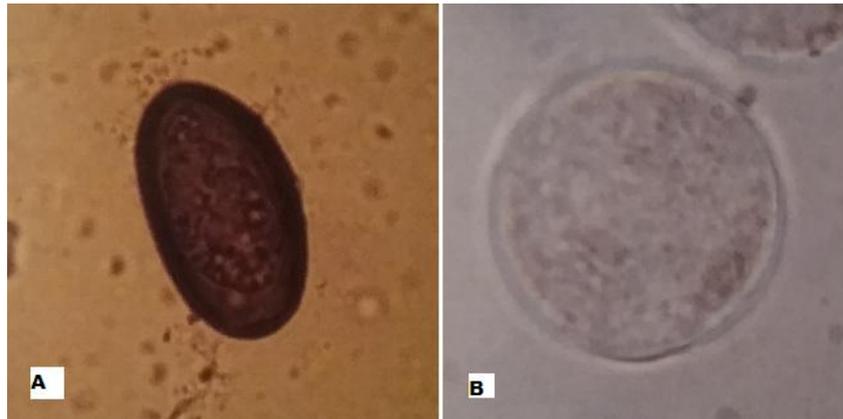


Figure 23 : Pseudoparasites en coproscopie. A : Spore végétale B : Grain de pollen ^[20]

Au sein des spores de champignon, on retrouve très fréquemment chez le lapin et le cobaye des spores de *Cyniclomyces guttulatus*. ^{[20], [132]}

Ce sont des éléments cylindriques à paroi mince et lisse, de coloration claire, contenant généralement 2 vacuoles réfringentes. Ils mesurent 20 à 25 μm de long et 7 à 8 μm de large. ^[20] (fig 24)

Cyniclomyces guttulatus est un champignon saprophyte de l'estomac. Il n'est donc pas pathogène. Toutefois, lors de modifications intestinales (développement bactérien, entérotoxémie, changements alimentaires, ou traitements antibiotique) il peut proliférer et participer à l'aggravation de signes cliniques. ^[20]



Figure 24 : Spores de *Cyniclomyces guttulatus* ^[132]

5. SYNTHÈSE BIBLIOGRAPHIQUE APPLIQUÉE À LA PRATIQUE

Un grand nombre de parasites digestifs retrouvés en coproscopie chez le cobaye ou le lapin ne sont pas ou peu pathogènes. Dans quelques cas cependant, l'infestation peut-être symptomatique. Elle est souvent à relier à des taux d'infestations élevés.

Les coccidies au sens large (cryptosporidies et coccidies du genre *Eimeria*) ont des répercussions cliniques plus marquées chez les jeunes.

Pour la plupart des parasites des signes généraux et digestifs peuvent être associés à de fortes infestations :

- signes généraux : mauvais état général global, **amaigrissement**, retard de croissance, émaciation, mauvaise qualité de pelage, baisse des performances de reproduction.

- signes digestifs : dysorexie, **anorexie** et **diarrhée**, aqueuse, hémorragique, ou avec présence de mucus (qui peut être responsable de déshydratation secondaire), obstruction voire perforation intestinale.

Certains parasites sont responsables de spoliation sanguine, provoquent des hémorragies par leur attache sur la muqueuse, ou détruisent le parenchyme hépatique. L'infestation peut donc se traduire par une **anémie**.

Les Oxyures ont une pathogénie particulière, ils peuvent provoquer un **prurit rectal**, qui peut entraîner une auto mutilation voire un prolapsus rectal.

Parmi les parasites cités dans ce travail, 10 espèces peuvent conduire à la mort de leur hôte en cas de fortes infestations.

Deux parasites sont particulièrement pathogènes chez le lapin, il s'agit de 2 espèces de coccidies : *Eimeria intestinalis* et *Eimeria flavescens*, qui provoquent un amaigrissement, une diarrhée intense, et une forte mortalité même en cas de faible infection.

Pour ces raisons, la **prévention** est très importante.

Elle passe par :

- une bonne **hygiène de la litière** et des dispositifs d'alimentation et d'abreuvement.

Cette dernière repose sur :

- Un nettoyage régulier (tous les 2 ou 3 jours maximum) de la litière afin d'éliminer la plupart des œufs et ookystes avant qu'ils ne deviennent infectants ;

- Une désinfection régulière des différents éléments de la cage avec une solution d'ammoniacale à 5-10% (veiller à rincer correctement car la solution est caustique) ou un passage à l'eau bouillante ;

- Un dispositif d'alimentation surélevé pour limiter la contamination de la nourriture par les fèces.

- la fourniture d'une **alimentation commerciale** qui évite toute contamination, le ramassage de végétaux dans des zones non humides où des ruminants ne pâturent pas, le **lavage soigneux des végétaux** distribués.

- un contrôle des insectes (scarabées, puces)
- un isolement des animaux malades si plusieurs animaux vivent ensemble
- un isolement vis-à-vis des lagomorphes sauvages.

La synthèse des différentes publications concernant le traitement des principaux parasites du lapin et du cobaye permet de proposer un certain nombre de recommandations pour le traitement des parasites du lapin et du cobaye résumées dans le tableau XIII (liste non exhaustive notamment pour le traitement des coccidies du lapin).

Tableau XIII : Proposition de traitements dans la lutte contre les parasites du lapin et du cobaye (liste non exhaustive)

Cobaye	Helminthes	Ivermectine	0,2-0,5 mg/kg SC	Sauf trématodes
		Thiabendazole	100-200 mg/kg PO	
	Coccidies du genre <i>Eimeria</i>	Sulfadiméthoxine	20-50 mg/kg PO pendant 5-14 jours	
		Toltrazuril	7 mg/kg PO pendant 2 jours	
	Cryptosporidies	?		
	Flagellés	Métronidazole	20-40 mg/kg PO	
Lapin	Nématodes	Fenbendazole	350-500 mg/kg PO pendant 2 jours	
		Thiabendazole	150-250 mg/kg PO	
		Ivermectine	0,4 mg/kg PO ou SC répété à 14 jours	Sauf <i>Passulurus ambiguus</i> et <i>Trichuris leporis</i>
	Cestodes	Praziquantel	5-10 mg/kg PO à répéter 10 jours plus tard	
	Trématodes	praziquantel	5-10 mg/kg PO, SC, IM à renouveler 10 jours plus tard	
	Coccidies du genre <i>Eimeria</i>	Sulfadiméthoxine	37-60 mg/kg PO pendant 5-10 jours	
		Sulfamérazine	100 mg/kg PO pendant 3-5 jours	
	Cryptosporidies	?		
	Flagellés	Métronidazole	20 mg/kg PO	

Les flagellés sont le plus souvent non pathogènes (si ce n'est peut-être *Giardia* chez le lapin) et considérés comme faisant partie de la faune normale du gros intestin, un traitement pour en réduire le nombre doit être raisonné.

PARTIE EXPERIMENTALE : ETUDE DE LA PREVALENCE DU PARASITISME DIGESTIF CHEZ LE LAPIN ET LE COBAYE DE COMPAGNIE EN FRANCE : ENQUETE DANS 10 CLIENTELES VETERINAIRES

1. PRESENTATION DE L'ETUDE ET DE SES OBJECTIFS

Cette étude, qui s'est déroulée entre juillet 2015 et mai 2016, avait pour but de déterminer la prévalence du parasitisme digestif chez le lapin et le cobaye de compagnie en France par le biais d'analyses coproscopiques.

Plus précisément les objectifs étaient :

1/ d'identifier les parasites qui circulent chez ces espèces élevées en tant qu'animal de compagnie

2/ d'évaluer la prévalence de l'infection parasitaire chez les animaux sains et les animaux malades afin

- de mieux comprendre la place du parasitisme dans la pathologie du lapin et du cobaye de compagnie
- de déterminer l'intérêt de promouvoir des mesures de prophylaxie antiparasitaire chez ces deux espèces.

2. MATERIEL ET METHODE

A. Echantillonnage

a. Population cible

L'étude portait uniquement sur le lapin et le cobaye en tant qu'animaux de compagnie, les animaux provenant d'élevages ou d'animalerie ont de ce fait été exclus de l'enquête.

Pour déterminer la part du parasitisme digestif dans la pathologie du lapin et du cobaye mais également évaluer la fréquence de portage asymptomatique, il a été demandé aux cliniques partenaires d'essayer au maximum de respecter la parité entre les lapins et les cobayes mais aussi au sein de chaque espèce entre les animaux présentant des signes cliniques compatibles avec un parasitisme digestif (malades) et les animaux considérés sains lors de l'étape de recrutement.

De plus si un propriétaire possédait plusieurs animaux de la même espèce il a été demandé de ne collecter qu'un seul animal par foyer pour limiter l'introduction de biais liés à l'effectif.

b. Sélection des cliniques partenaires

Treize cliniques vétérinaires ayant une clientèle NAC -en particulier des petits mammifères- régulière ont été sollicitées afin de participer à l'étude. Les cliniques ont été choisies également de façon à couvrir différentes régions du territoire.

Le premier contact avec les cliniques présélectionnées s'est fait par mail pour expliquer les buts de l'étude et le déroulement de cette dernière. Un entretien téléphonique dans les jours suivants avec ces cliniques a permis d'expliquer plus en détail le déroulement et les aspects pratiques, et recueillir l'avis favorable ou non à la participation.

Au final ce sont 10 cliniques sur 13 qui ont répondu favorablement, les refus étant liés pour deux cliniques au manque de temps pour compléter le questionnaire pendant la consultation, et pour la dernière à l'inadéquation entre la période de l'étude et les congés du vétérinaire.

Des prélèvements ont également été recueillis à VetAgro Sup campus vétérinaire de Lyon, grâce à la participation bénévole d'étudiants et personnels de l'établissement et de clients issus des consultations NAC.

La localisation géographique des sites de recrutement est présentée en figure 25.

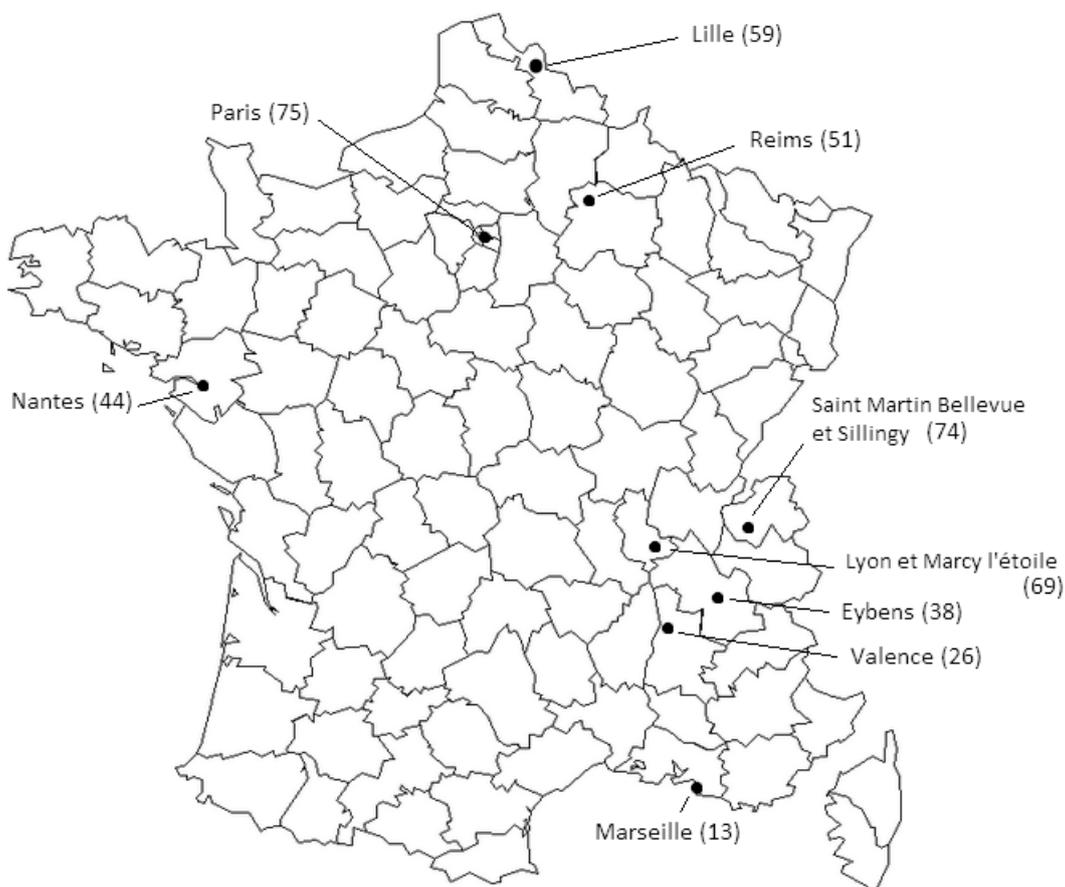


Figure 25 : Localisation des structures vétérinaires partenaires en France

B. Recueil des données

Un questionnaire permettant de recueillir les commémoratifs et l'anamnèse de chaque animal était associé à chaque prélèvement.

Le questionnaire (annexe 4) visait à récolter des informations sur :

- l'animal (espèce, sexe, âge, origine)
- son environnement (mode de vie, présence de congénères, type de litière et fréquence de nettoyage)
- son alimentation
- la prophylaxie antiparasitaire interne éventuellement effectuée (molécule et date du dernier traitement)
- les symptômes rapportés le cas échéant et leur durée d'évolution.

Le questionnaire a été rédigé de façon à ce que son remplissage ne prenne pas plus de quelques minutes aux vétérinaires lors de la consultation ; la première partie concernant l'animal pouvant être complétée en autonomie par le propriétaire.

C. Préparation logistique

Chaque clinique a reçu un lot de dispositifs d'envoi prêts à être distribués aux clients, ainsi qu'une lettre rappelant de manière succincte les éléments du protocole.

Chaque dispositif contenait notamment :

- Le questionnaire à remplir durant la consultation avec le vétérinaire. (annexe 4)
- Une infographie expliquant la démarche à suivre aux propriétaires pour la réalisation et l'envoi de l'échantillon.

Sur cette dernière se trouvait également un lien vers une vidéo illustrant la récolte des fèces et la préparation de l'envoi, mais celle-ci n'a été que très peu visionnée (19 vues).

Les prélèvements ont été effectués par les propriétaires et conservés dans un endroit frais avant un envoi dans les plus brefs délais.

Chaque clinique a reçu 33 dispositifs d'envoi, soit la possibilité de recruter un total de 330 échantillons. En se basant sur l'hypothèse d'une distribution de la totalité des dispositifs par les vétérinaires et d'un taux de renvoi de 75% de la part des propriétaires, nous pouvions ainsi espérer recevoir environ 250 échantillons à analyser.

D. Analyse coproscopique des échantillons

Les analyses coproscopiques ont toutes été réalisées au laboratoire de parasitologie de VetAgro Sup - campus vétérinaire de Lyon.

Les échantillons ont été enregistrés dès réception et conservés au réfrigérateur jusqu'à leur analyse, réalisée au maximum dans les 5 jours suivant la réception.

Les résultats ont été communiqués, au fur et à mesure, au vétérinaire traitant à qui incombait la décision de la mise en place ou non d'un traitement.

Chaque échantillon a été examiné par 2 méthodes de coproscopie microscopique par flottation :

- Une méthode quantitative à l'aide d'une cellule de MacMaster (« Méthode Mac Master »)
- Une méthode qualitative (« coproscopie simple »)

Le principe d'une méthode de flottation est de diluer le prélèvement dans une solution de densité élevée (le liquide de flottation) afin de concentrer les éléments parasitaires, de densité inférieure, à la surface du liquide. ^[20]

a. Soluté utilisé

Le soluté qui a été utilisé est une solution de sulfate de Zinc qui possède une densité proche de 1,4. Il a été préparé avec 1 kg de sulfate de Zinc pour 1 L d'eau distillée. Après agitation du mélange sur un agitateur magnétique pour s'assurer de la dissolution maximale du sulfate, la densité de la solution a été systématiquement vérifiée grâce à l'utilisation d'un densimètre de précision.

b. Méthode Mac Master

La méthode de Mac Master est une méthode quantitative qui utilise une lame appelée « lame de Mac Master ».

La lame de Mac Master est composée de deux chambres d'un volume de 0,5mL, contenant chacune un réseau d'un volume de 0,15mL gradué en six colonnes. (fig 26)

La méthode de Mac Master consiste à dénombrer les éléments parasitaires contenus dans les deux réseaux de la lame.

La suspension de matière fécale est diluée très précisément au quinzième.

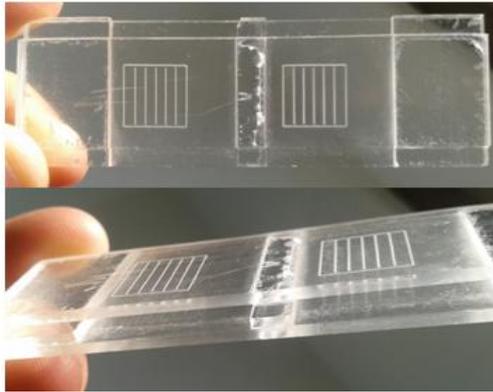


Figure 26 : Photographies d'une lame de Mac Master

- Protocole de préparation

Le protocole comporte les étapes suivantes :

- Homogénéisation des fèces avec un pilon et un mortier (les crottes étant souvent très sèches)
- Pesée précise de 5 g de fèces à l'aide d'une balance électronique
- Ajout à ce prélèvement de 70mL de la solution de flottation et homogénéisation du mélange à l'aide d'un agitateur. On obtient ainsi une solution diluée au 15^{ème}.
- (Lorsque les prélèvements pèsent moins de 5 g, une règle de proportionnalité est appliquée pour le volume de liquide à ajouter)
- Tamisage à l'aide d'une gaze disposée sur une passoire à thé
- Agitation magnétique pendant au moins 5 minutes pour homogénéiser le filtrat ainsi obtenu
- Prélèvement à l'aide d'une pipette et remplissage des deux chambres de la lame de Mac Master.
- Repos de 5 à 10 minutes sur la platine du microscope (temps nécessaire pour permettre aux éléments parasitaires de remonter en surface)
- Observation à l'objectif x10 et dénombrement des éléments parasitaires dans les 6 colonnes.

- Lecture et interprétation

Chaque réseau ayant un volume connu de 0,15mL et la solution étant diluée au quinzième, le nombre d'éléments parasitaires dénombrés dans chaque réseau est celui contenu dans un centième de gramme de fèces. Pour obtenir le nombre d'œufs (ou ookystes) par gramme (opg), on multiplie le résultat obtenu lors du comptage des deux réseaux par 50.

$$\text{opg} = \frac{(R1+R2)}{2} * 100 = (R1 + R2) * 50$$

- Avec :
- opg : nombre d'éléments parasitaires de l'échantillon
 - R1 et R2 : nombre d'éléments comptés dans chaque réseau

La limite de détection de cette technique est de 50 opg. Une coproscopie qualitative de contrôle a systématiquement été réalisée en parallèle, avec le reste du filtrat obtenu lors de la réalisation de la coproscopie Mac Master, afin de détecter des éléments parasitaires présents en plus petite quantité.

c. Coproscopie qualitative de contrôle

▪ Réalisation pratique

- Avec le reste du filtrat, remplir un tube à essai jusqu'à formation d'un ménisque convexe
- Recouvrir le ménisque d'une lamelle en évitant la formation de bulles d'air
- Centrifugation à 1500 Tours/minute pendant 5 minutes
- Récupérer la lamelle et la déposer sur une lame
- Observer au microscope.

▪ Lecture et interprétation

La lame doit être lue dans son intégralité pour ne rater aucun élément. Il est conseillé de suivre toujours le même sens de lecture. (fig 27)

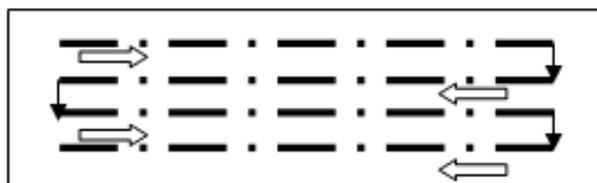


Figure 27 : Parcours de la lame dans son intégralité

La lecture est uniquement qualitative, mais permet une observation des éléments parasitaires à un plus fort grossissement que sur une lame de Mac Master (souvent limitée à x10 par son épaisseur). Il est donc possible de réaliser une identification plus précise des parasites et de photographier les éléments parasitaires.

Elle permet également de détecter les éléments parasitaires dont la concentration est inférieure à 50 opg. Lorsqu'un élément parasitaire était présent sur une lame de flottation et absent lors du comptage Mac Master la quantité d'éléments parasitaires a été systématiquement arrondie à la valeur moyenne soit 25 opg.

L'identification des parasites a été réalisée par observation microscopique des œufs ou des ookystes en se basant sur les critères morphologiques de reconnaissance des différentes espèces ou groupes d'espèces. Les critères de reconnaissance habituellement utilisés sont la taille, la forme générale de l'élément parasitaire, l'épaisseur et l'aspect de la paroi, la présence ou non d'un embryon, etc.

La mesure des éléments parasitaires a été réalisée à l'aide d'un oculaire micrométrique.

Concernant l'identification des ookystes de coccidies, si celles-ci n'étaient pas encore sporulées au moment de la réalisation de l'examen, l'échantillon était placé à température ambiante quelques jours et l'analyse répétée jusqu'à sporulation. Il est à noter que le dénombrement des ookystes coccidiens par la méthode de Mac Master ne permettait pas, avec le microscope que nous avons utilisé, une identification des espèces du fait de la petite taille des éléments parasitaires et du faible grossissement imposé par l'épaisseur de la lame.

Les ookystes des protozoaires des genres *Giardia* et *Cryptosporidium* n'ont pas été recherchés du fait de leur petite taille ne permettant pas un dénombrement dans une cellule de Mac Master avec les microscopes dont nous disposions.

- Photographie des éléments parasites

Chaque élément parasite a été photographié et la taille confirmée à l'aide d'un appareil photo Nikon 4.0 relié au microscope optique Olympus BX 50 via le logiciel Eclipse Net. Ce logiciel offre la possibilité de traiter les images, en jouant notamment sur la luminosité ou en insérant une barre d'échelle.

E. Analyses statistiques

Les analyses statistiques ont été réalisées à partir du logiciel R.

Une analyse univariée a été effectuée dans le but de comparer la prévalence du parasitisme digestif selon différents facteurs de risque. Le test exact de Fisher a été utilisé pour obtenir une meilleure puissance en raison des faibles effectifs.

Le seuil de significativité retenu a été de 0,05 pour l'ensemble de ces tests.

3. RESULTATS

A. Taux de réponse et répartition des échantillons

La répartition des prélèvements reçus par clinique est présentée dans le tableau XIV.

Tableau XIV : Nombres de prélèvements par structure partenaire

Localité de la structure (département)	Nombre de prélèvements lapin	Nombre de prélèvements cobaye	Nombre total de prélèvements
Eybens (38)	12	1	13
Lille-Loos-Valenciennes (59)	2	1	3
Lyon (69)	4	1	5
Marcy l'étoile (69) (analyses en interne)	29	6	35
Marseille (13)	1	0	1
Nantes (44)	3	0	3
Paris (75)	6	8	14
Reims (51)	1	6	7
Saint Martin Bellevue (74)	16	1	17
Sillingy (74)	5	0	5
Valence (26)	2	0	2
Totaux	81	24	105

Au total ce sont 105 échantillons qui ont été réceptionnés, soit un taux de retour de 32 %.

B. Analyse descriptive de la population étudiée

Les données collectées par le questionnaire ont permis de produire une représentation, certes partielle mais basée sur des observations de terrain, de la population de lapins et de cobayes de compagnie en France, mais également des diverses pratiques d'entretien ou d'alimentation qui leur sont appliquées.

a. Population de lapins

La figure 28 présente les réponses du questionnaire décrivant la population de lapins de l'étude.

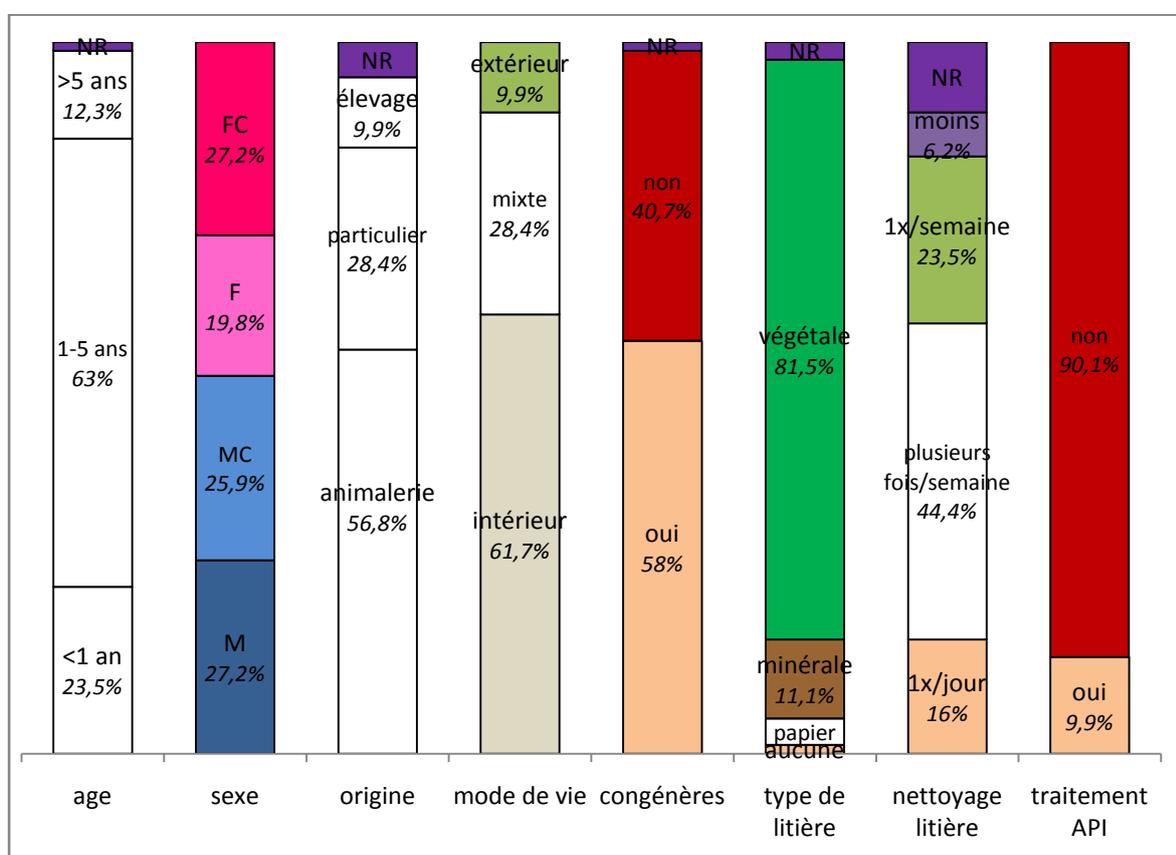


Figure 28 : Caractéristiques de la population de lapins sélectionnée
 FC/MC : Femelle/Mâle stérilisé(e), F/M : Femelle/Mâle non stérilisé(e) NR : Non renseigné

Ce sont au total 81 lapins qui ont été sélectionnés dans l'étude.

Age :

63% des lapins ont un âge compris entre 1 à 5 ans, les lapins plus jeunes et plus âgés se répartissent presque équitablement.

Sexe :

Il y a presque autant de mâles que de femelles. La stérilisation est pratiquée sur environ la moitié de la population indépendamment du sexe.

Cette proportion d'animaux stérilisés s'explique possiblement par le fait que la stérilisation chez les femelles prévient l'apparition des cancers de l'utérus et est recommandée chez le mâle en cas de marquage ou d'agressivité territoriale.

Origine :

Un peu plus de la moitié des lapins a été achetée en animalerie, l'autre moitié est issue d'élevages familiaux (particuliers qui réalisent des portées) ou moins fréquemment d'élevages professionnels.

Mode de vie :

Soixante et un pour cent des lapins vivent uniquement en intérieur : la quasi-totalité de ces lapins a un mode de vie en semi-liberté, avec une cage et un accès libre à une pièce (51,8%) ; seuls 8 lapins de l'étude restent en cage en permanence (9,9%). Vingt huit pour cent des lapins ont un accès à l'intérieur et à l'extérieur. Sur les 8 lapins vivant uniquement en extérieur, 2 sont en enclos et 6 en clapier.

Congénères :

Cinquante huit pour cent des propriétaires possèdent un autre animal. Parmi ceux-ci, 44% possèdent un autre lapin au moins, 36% possèdent au moins un carnivore (chien ou chat), 6% un rongeur (cobaye ou autre).

Litière :

Les litières végétales sont majoritairement employées (81,5%) comprenant la paille, le chanvre, et les copeaux de bois. Quelques personnes utilisent une litière minérale (11,1%), très peu mettent du papier (2,5%).

Fréquence de nettoyage de la litière :

Soixante pour cent des propriétaires nettoient la cage plusieurs fois par semaine, parmi ceux-ci 26% la nettoie quotidiennement. Vingt trois pour cent nettoient la cage de façon hebdomadaire, et ce ne sont seulement 10% des propriétaires qui nettoient la cage moins souvent.

Passif de traitement antiparasitaire interne:

Seulement 13,6% des lapins (11/81) ont reçu au moins une fois dans leur vie un traitement antiparasitaire interne.

Sur ces 11 lapins, 3 ont été traités à l'imidaclopride et la moxidectine (Advocate®), 4 au fenbendazole (Panacur®) dont deux en association avec de l'émodespside et du toltrazuril (Procox®). Les autres traitements effectués ont utilisé du Capizol® (lévamisole), du Baycox® (toltrazuril), ou du Trisulmix® (sulfadiméthoxine et triméthoprime).

Alimentation :

Les proportions relatives des différents aliments distribués n'étaient pas demandées dans le questionnaire. Il est donc difficile d'évaluer la mise à volonté de foin ou un rationnement en granulés.

Globalement les recommandations alimentaires actuelles pour l'alimentation des lapins de compagnie semblent suivies, seuls 3 propriétaires ne fournissent pas de foin à leur lapin et 7 propriétaires fournissent un aliment granulé contenant des graines.

Quatre vingt trois pour cent des propriétaires donnent des végétaux frais à leur lapin, la moitié les nettoie avant de les donner.

Trente neuf pour cent fournissent de l'herbe ou laissent pâturer leur lapin dans le jardin.

b. Population de cobayes

La figure 29 présente les réponses du questionnaire décrivant la population de cobayes de l'étude.

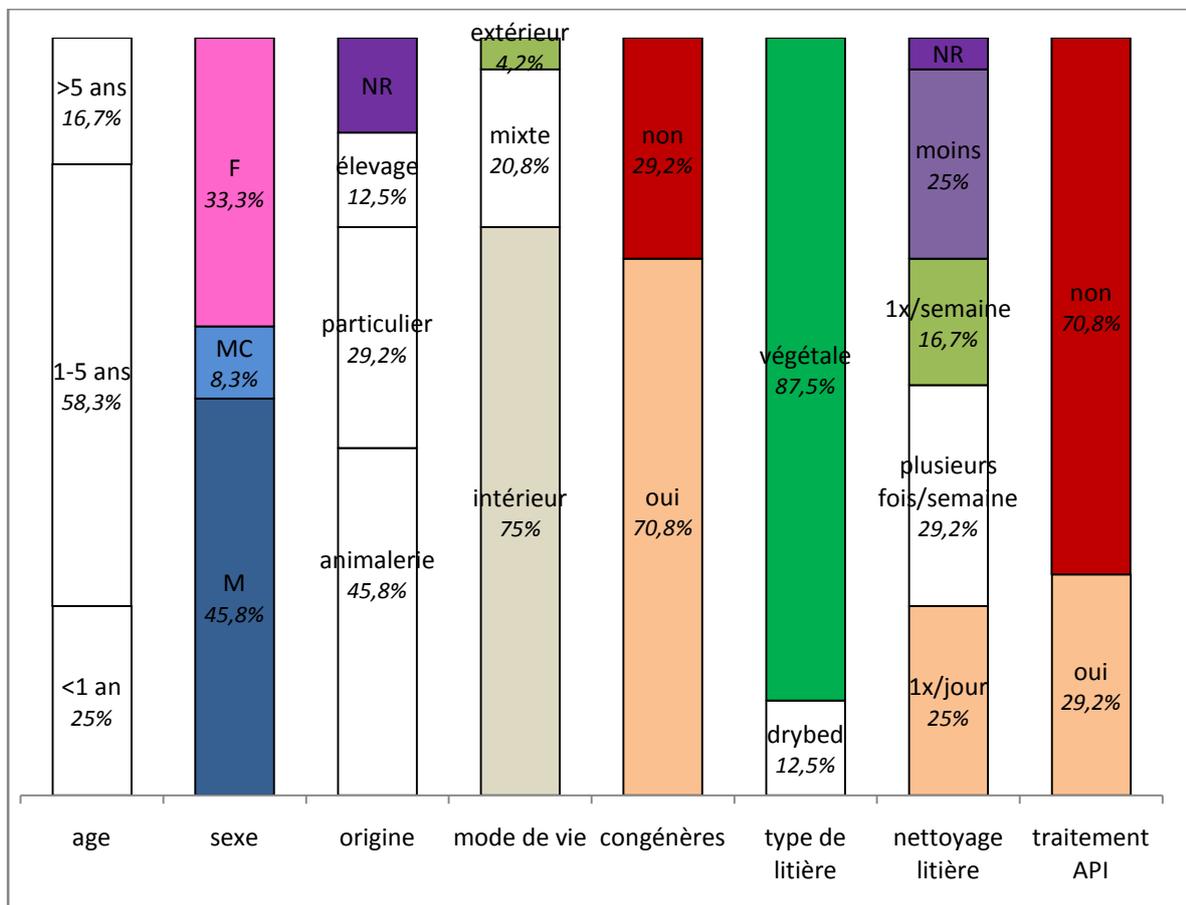


Figure 29 : Caractéristiques de la population de cobayes sélectionnée

Ce sont au total 24 cobayes qui ont été recrutés dans l'étude.

Age :

On retrouve la même répartition d'âge que pour les lapins : 58% des cobayes ont un âge compris entre 1 à 5 ans, les cobayes plus jeunes et plus âgés se répartissent presque équitablement.

Sexe :

Il y a presque autant de mâles que de femelles. La stérilisation est très peu pratiquée (15% des mâles et aucune femelle). Ces interventions présentent en effet plus de risques que chez d'autres espèces.

Origine :

Un peu moins de la moitié des cobayes a été achetée en animalerie, l'autre moitié est issue d'élevages familiaux (particuliers qui réalisent des portées) ou moins fréquemment d'élevages professionnels.

Mode de vie :

Soixante quinze pour cent des cobayes vivent uniquement en intérieur : la moitié de ces cobayes est en semi-liberté, avec une cage et un accès libre à une pièce, l'autre moitié reste en cage en permanence. Vingt pour cent des cobayes ont un accès à l'intérieur et à l'extérieur. Un seul cobaye dans l'étude est élevé en extérieur.

Congénères :

Soixante dix pour cent des propriétaires possèdent un autre animal. Parmi ceux-ci, 58% possèdent un autre cobaye au moins, 52% possèdent au moins un carnivore (chien ou chat), et 23% un lapin.

Litière :

Le type de litière prédominant est le type végétal comprenant la paille, le chanvre, et autres copeaux d'origine végétale. On retrouve également dans 12% des cas une litière Drybed®, tapis absorbant en polyester.

Fréquence de nettoyage de la litière :

Cinquante quatre pour cent des propriétaires nettoient la cage plusieurs fois par semaine, la moitié de ceux ci la nettoyant quotidiennement. Seize pour cent nettoient la cage de façon hebdomadaire, mais 25% des propriétaires la nettoient moins régulièrement.

Passif de traitement antiparasitaire interne :

Contrairement aux lapins, les cobayes de l'étude ont reçu plus de traitement à visée antiparasitaire interne.

Sur les 7 cobayes traités, 3 ont reçu du métronidazole (Flagyl®), 2 de la sélamectine (Stronghold®), 1 de l'imidaclopride et de la moxidectine (Advocate®), et 1 de l'emodepside et toltrazuril (Procox®).

Alimentation :

Les proportions relatives des différents aliments distribués n'étaient pas demandées dans le questionnaire. Il est donc difficile d'évaluer la mise à volonté de foin ou un rationnement en granulés.

Les recommandations alimentaires sont dans l'ensemble suivies, tous les cobayes reçoivent à la fois du foin et des végétaux frais qui sont très souvent lavés avant d'être donnés (80%). Un quart des propriétaires fournissent néanmoins un aliment granulé contenant des graines.

Trente-sept pour cent fournissent de l'herbe ou laissent pâturer leur cobaye dans le jardin.

C. Prévalence du parasitisme et parasites observés

a. Prévalence du parasitisme

Les prévalences des parasites digestifs détectés chez le lapin et le cobaye de compagnie au cours de notre étude sont présentées dans le tableau XV.

Tableau XV : Résultats de prévalences obtenus lors de l'étude

		Nombre de positifs (/ nombre d'analysés)	Prévalence (en %) [IC à 95%]	Moyenne (opg) [min-max]	
COBAYE	Nombre d'animaux parasités	1(/ 24)	4,2 [0,1-21,1]		
	Parasites détectés	Protozoaires			
		<i>Eimeria caviae</i>	1(/ 24)	4,2	
				25 [25]	
LAPIN	Nombre d'animaux parasités	20(/81)	24,7 [15,8-35,5]		
	Parasites détectés	Nématodes			
			6(/81))	7,4	
			<i>Passalurus ambiguus</i>	3(/81)	3,7
					50 [51]
			<i>Trichuris leporis</i> *	2(/81)	2,5
					50 [51]
		Strongles digestifs * °	2(/81)	2,5	
				50 [51]	
		Protozoaires			
			16(/81)	19,7	
		<i>Eimeria sp</i> * °	16(/81)	19,7	
				86292 [25-1,26x10 ⁶]	

* : parmi lesquels un cas de co-infestation par des trichures, des strongles digestifs et des coccidies ;

° : parmi lesquels un cas de co-infestation par strongles digestifs et coccidies

IC : Intervalle de Confiance

La prévalence du parasitisme digestif chez les cobayes de compagnie de notre étude est de 4,2%. Un seul parasite a été retrouvé lors des analyses, appartenant à l'espèce *Eimeria caviae*.

La prévalence du parasitisme digestif chez le lapin de compagnie est plus élevée, à hauteur de 25%.

Les parasites les plus fréquemment rencontrés sont les coccidies avec une prévalence de 19,7%.

Au sein des coccidies sont retrouvées différentes espèces, la prévalence de chacune d'entre elles (parmi les échantillons où l'identification a été effectuée) est présentée dans la figure 30.

Eimeria perforans est la coccidie la plus couramment détectée lors des analyses, seule ou associée avec d'autres coccidies.

La moyenne d'excrétion des ookystes toutes espèces confondues est 86292 opg, mais celle-ci est faussée par quelques valeurs extrêmes : 3 lapins ont en effet présenté des valeurs très élevées à 1.26×10^6 opg, 41200 opg et 36700 opg. Un box plot est présenté en figure 31, le 1^{er} quartile est à 50 opg, la médiane à 2800 opg.

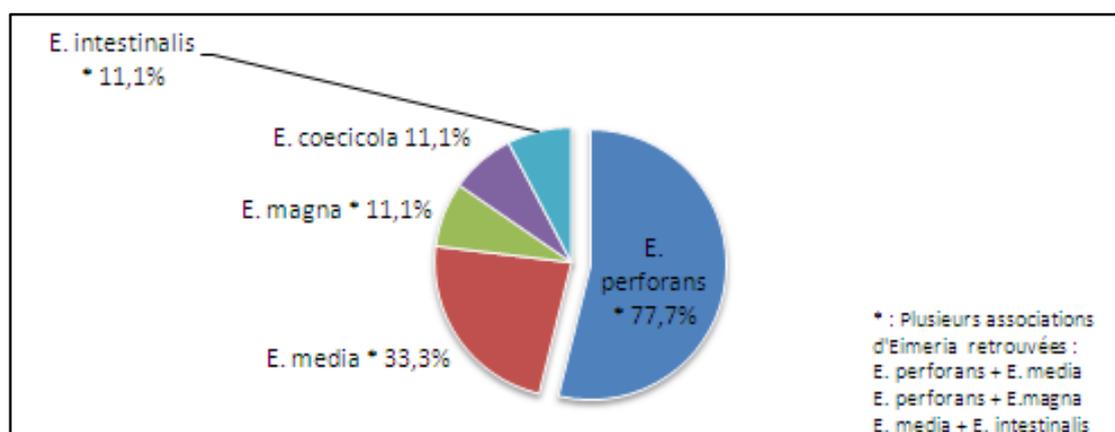


Figure 30 : Répartition des *Eimeria* parmi les espèces identifiées dans les selles des lapins

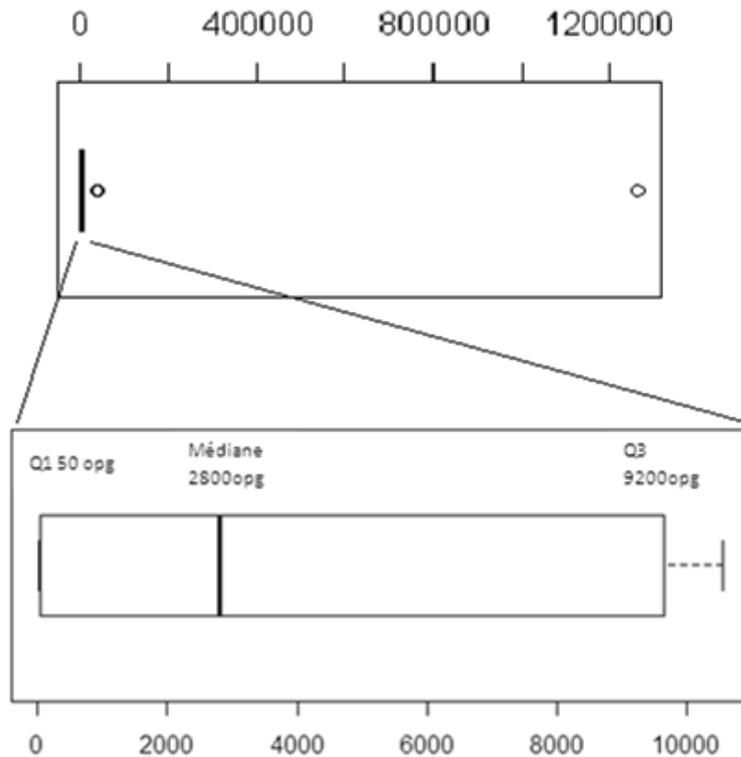


Figure 31 : Box plot de l'excrétion d'oocystes d'*Eimeria* (toutes espèces confondues) en oocystes par grammes (opg)

Quelques helminthes ont été détectés avec une faible prévalence (7,2%), *Passalurus ambiguus*, *Trichuris leporis*, et des strongles digestifs.

La moyenne d'excrétion de ces helminthes dans notre étude est évaluée à 50 opg.

b. Aspect microscopique des parasites détectés

Chez le cobaye un seul animal s'est révélé positif dans l'étude, le parasite incriminé était *Eimeria caviae* mais malheureusement celui-ci n'a pas été photographié.

Chez le lapin, nous avons détecté *Passalurus ambiguus*, *Trichuris leporis*, des coccidies du type *Eimeria*, et des strongles digestifs.

Ce paragraphe présente une sélection de clichés réalisés et les mesures associées.

- *Passalurus ambiguus* (fig 32)

Œuf ovale, asymétrique avec un côté plus aplati, taille variant entre 95,8 à 100 μm de long par 41,7 à 45,8 μm d'après les mesures effectuées.



Figure 32 : Œufs de *Passalurus ambiguus* (A. Raunier)

- *Trichuris leporis* (fig 33)

Œuf en forme de citron, couleur orangée, bouchons polaires réfringents.



Figure 33 : Œuf de *Trichuris leporis* (Slimania Benabed)

- Strongles digestifs larvés (fig 34&35)



Figure 34 : Œuf larvé de strongle digestif (67 μm x 54 μm) (déformé) (A. Raunier)

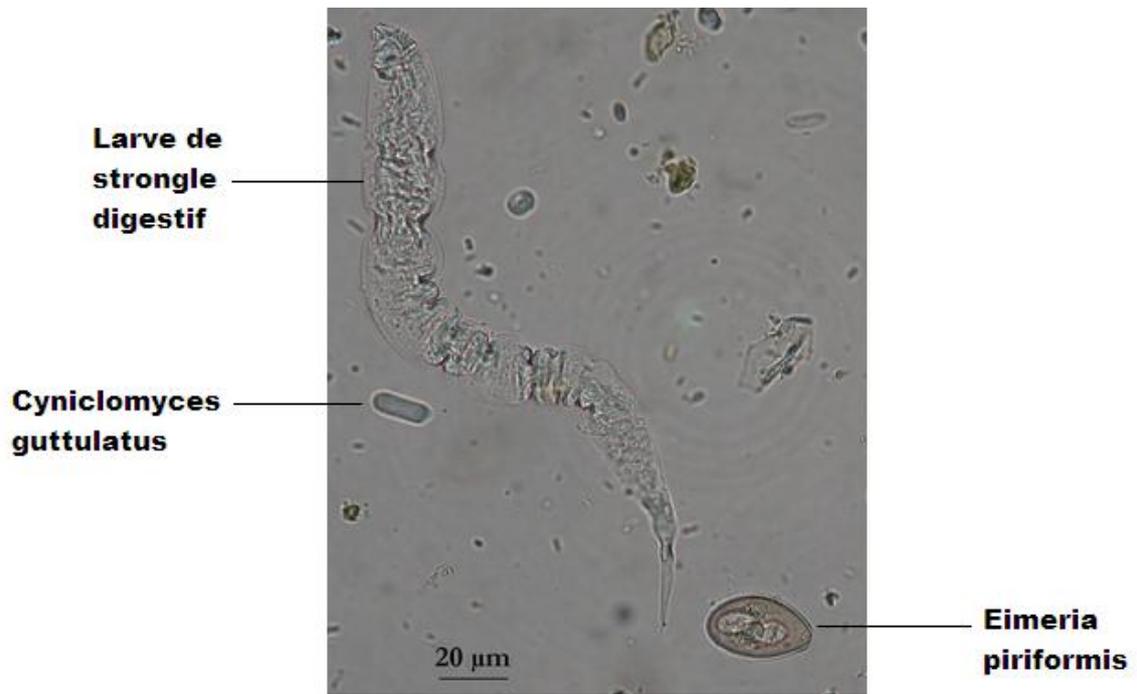


Figure 35 : Larve de strongle digestif, *Cyniclomyces guttulatus* et *Eimeria piriformis* (A. Raunier)

- Coccidies (fig 36 à 40)

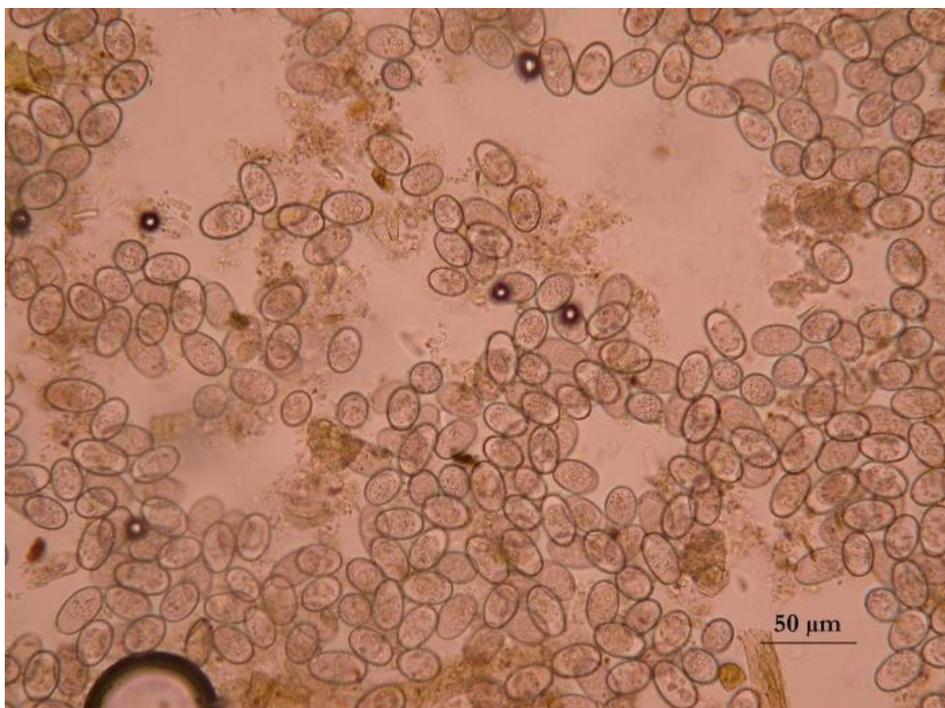


Figure 36 : Champs de lecture x40 avec de nombreuses coccidies (A. Raunier)



Figure 37 : *Eimeria perforans* (22,4 µm x 14 µm) (A. Raunier)



Figure 38 : *Eimeria media* avec légendes des organites (A. Raunier)



Figure 39 : *E. intestinalis* (26,2 µm x 17,8 µm), *E. perforans* (20,7 µm x 14 µm), *E. media* (33,3 µm x 16,8 µm) (A. Raunier)



Figure 40 : *E. piriformis* (30 µm x 18 µm) et grain de pollen (A. Raunier)

c. Répartition géographique des échantillons positifs

Les figures 41 et 42 montrent la répartition des échantillons positifs selon le site d'échantillonnage.

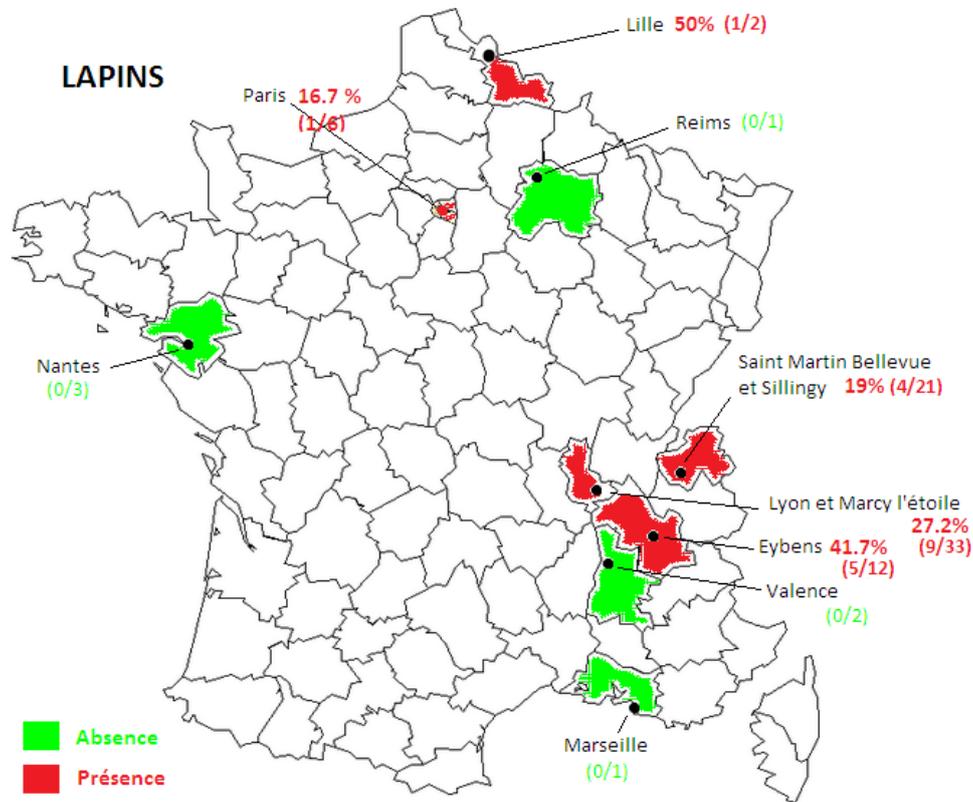


Figure 41 : Prévalence du parasitisme digestif des lapins en fonction des sites d'échantillonnage

Pour la population de lapins, la présence de parasites digestif a été détectée dans cinq départements, et quatre départements n'ont pas eu de cas positifs.

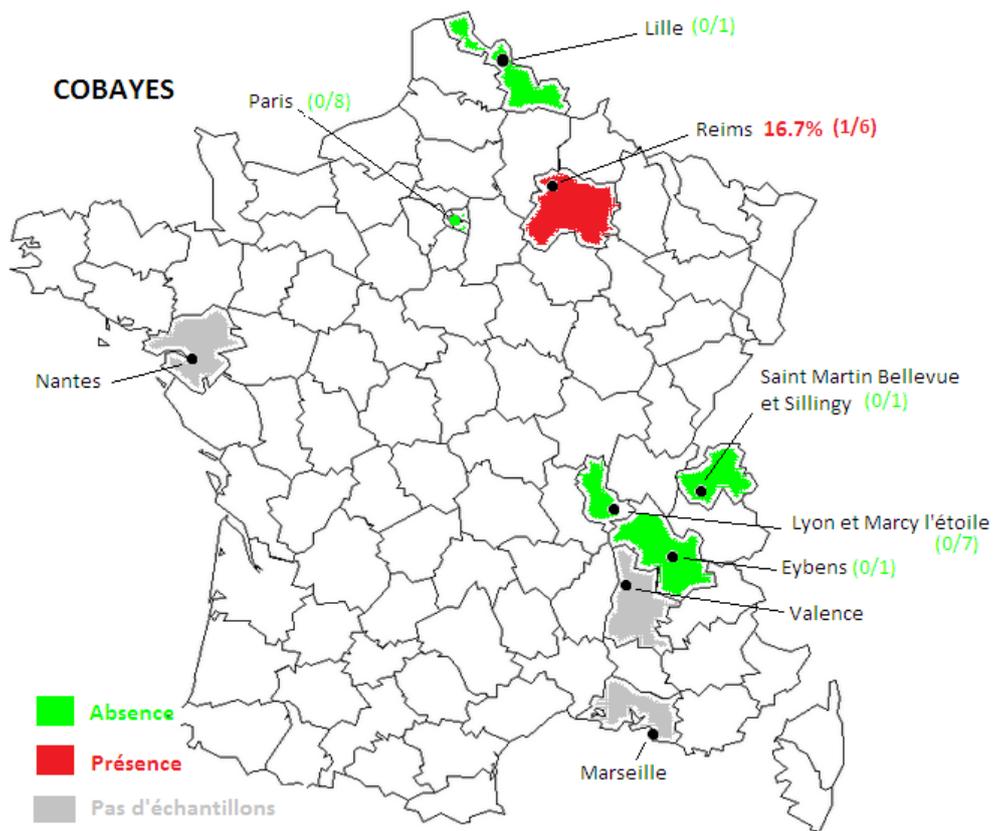


Figure 42 : Prévalence du parasitisme digestif des cobayes en fonction des sites d'échantillonnage

Pour la population de cobayes, un seul animal positif a été détecté dans le département de la Marne.

Il y a très peu d'analyses dans certains départements, ce qui représente un biais majeur pour l'interprétation de nos résultats. Ces cartes n'ont donc pas vocation à représenter des différences significatives de prévalences du parasitisme entre les départements étudiés et ne doivent pas être interprétées comme telles. Elles servent simplement à illustrer nos résultats.

d. Signes cliniques associés au parasitisme

Le questionnaire répertoriait également la présence de certains signes cliniques qui peuvent être associés à du parasitisme digestif : diarrhée, déshydratation, anorexie, amaigrissement, abdomen dilaté, anémie, prurit et/ou dépilations anales.

- Chez les lapins

Sur les 81 lapins de l'étude, 28 présentaient au moins un signe clinique compatible avec une infection par des parasites internes. Parmi eux, seulement 5 lapins présentant des signes ont une analyse coproscopique positive.

Le tableau XVI recense les animaux présentant des signes cliniques associés ou non à une coproscopie positive.

Tableau XVI : Signes cliniques et résultats coproscopiques associés dans la population de lapins étudiée

Signes cliniques	Lapins	Positif en coproscopie
Aucun signe clinique	53	15
1 seul signe clinique		
diarrhée	4	0
amaigrissement	5	1 Coccidie 50 opg
abdomen dilaté	6	1 Coccidie 5000 opg
2 signes cliniques		
diarrhée + amaigrissement	1	0
anorexie + abdomen dilaté	3	0
amaigrissement + anémie	1	0
amaigrissement + abdomen dilaté	1	1 <i>Passalurus</i> 50 opg
diarrhée + abdomen dilaté	2	0
> 2 signes cliniques		
diarrhée + déshydratation + amaigrissement + anorexie	1	1 Coccidie 1,26x10 ⁶ opg
diarrhée + amaigrissement + anorexie + abdomen dilaté	1	0
diarrhée + déshydratation + amaigrissement + abdomen dilaté	1	0
diarrhée + anorexie + abdomen dilaté	1	1 Coccidie 8300 opg
anorexie + amaigrissement + abdomen dilaté	1	0
Total	81	20

Deux lapins sont décédés dans la semaine suivant le prélèvement. Ces deux animaux étaient infectés par des coccidies, à des taux élevés voire massifs :

- le premier présentait une association de *E. perforans* et *E. magna* décomptée à 41200 opg,
- Le deuxième présentait une association de *E. perforans* et *E. media* décomptée à 1.26×10^6 opg.

- Chez les cobayes

Sur les 24 cobayes de l'étude 8 ont présenté des signes cliniques compatibles avec du parasitisme, mais pour aucun d'eux l'analyse coproscopique n'a été positive.

Le tableau XVII recense les animaux présentant des signes cliniques associés ou non à une coproscopie positive.

Tableau XVII : Signes cliniques et résultats coproscopiques associés dans la population de cobayes étudiée

Signes cliniques	Cobayes	Positif en coproscopie
aucun signe clinique	16	1
diarrhée	1	0
anorexie	1	0
diarrhée + abdomen dilaté	2	0
diarrhée + abdomen dilaté + amaigrissement	3	0
diarrhée + abdomen dilaté + amaigrissement + anorexie	1	0
Total	24	1

e. Etude des facteurs de risque

L'étude visait également à mettre en évidence un ou plusieurs facteurs de risques associés à une infestation parasitaire par l'intermédiaire du questionnaire.

Chaque facteur de risque a été étudié indépendamment en comparant les fréquences chez les individus positifs (parasités) et les individus négatifs (non-parasités) par un test exact de Fisher. Le parasitisme digestif a d'abord été étudié dans sa globalité puis en dissociant les coccidies des nématodes. (tab XVIII)

Tableau XVIII : p-value issues des tests exacts de Fisher entre les facteurs de risque et les résultats coproscopiques

Facteurs de risque	Parasitisme (Tous parasites confondus)	Parasitisme (coccidies)	Parasitisme (nématodes)
Espèce	0,039	0,111	0,333
Sexe	0,811	1	1
Age	0,825	0,862	0,453
Signes cliniques	0,265	0,55	0,335
Origine	1	0,543	0,640
Mode de vie	0,208	0,589	0,001
Congénères	0,329	0,187	1
Litière	0,164	0,059	0,414
Nettoyage litière	0,781	0,366	0,613
Traitement	0,114	0,294	1
<i>Cydiclomyces</i>	0,605	0,783	1

Les lapins sont significativement plus parasités que les cobayes (p-value = 0,039). (fig 43)

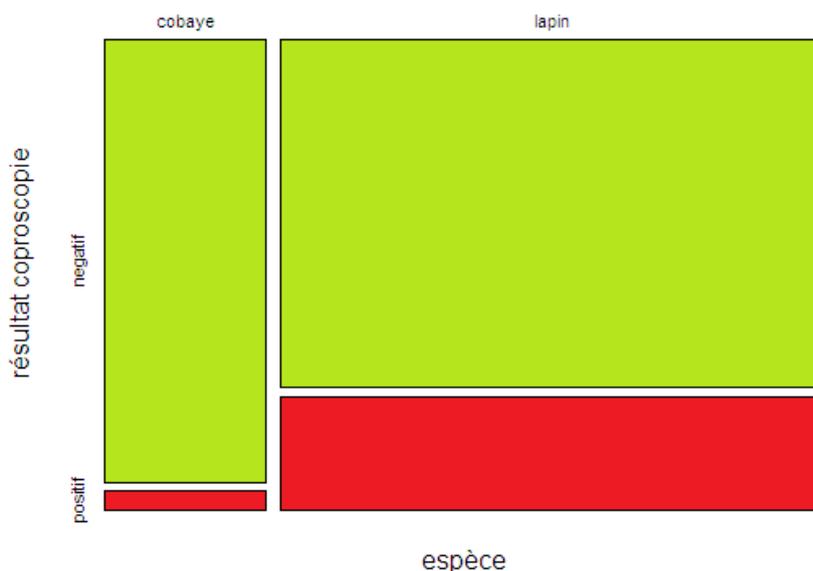


Figure 43 : Influence de l'espèce sur le parasitisme digestif

Le facteur mode de vie est significativement lié à la positivité aux nématodes. Les animaux ayant un accès à l'extérieur sont plus infestés vis-à-vis des nématodes que les animaux qui restent en intérieur. (fig 44)

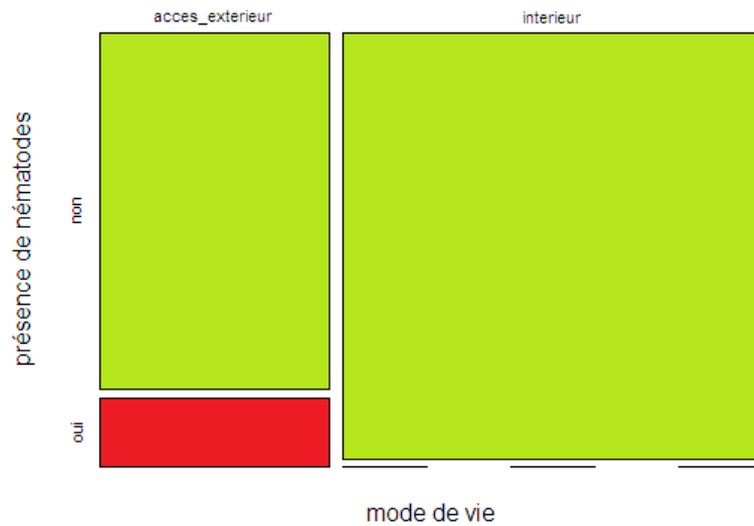


Figure 44 : Influence du mode de vie sur le résultat aux nématodes

Le facteur « type de litière » se rapproche de la significativité. Dans notre échantillonnage, l'utilisation d'une litière minérale était associée à un plus grand nombre d'individus parasités. (fig 45)

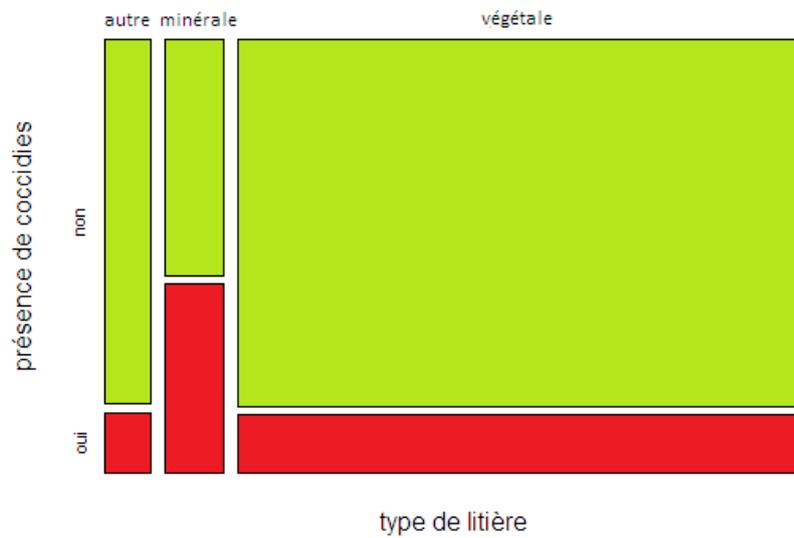


Figure 45 : Influence du type de litière sur l'infestation coccidienne

Aucun autre facteur ne présente une p-value significative. Cela ne veut pas dire qu'il n'y a pas d'effet des facteurs sur la présence de parasites digestifs. Il est simplement possible que le nombre d'échantillon soit insuffisant pour pouvoir mettre en évidence un tel lien s'il existe.

4. DISCUSSION

- Population cible :

Les prélèvements ayant été réalisés au cours ou après une consultation chez le vétérinaire, nous avons exclusivement eu affaire à une population d'animaux médicalisés. Il est possible qu'un biais dû à cette médicalisation existe, les animaux étant suivis régulièrement et les propriétaires recevant des recommandations d'hygiène et d'alimentation adaptées.

- Nombre d'échantillons reçus

Le taux de retour de l'enquête est de 32%, soit un total de 106 échantillons analysés. Ce nombre d'échantillons analysés est inférieur à ce que nous aurions espéré.

Ce taux peut s'expliquer par :

- du côté des cliniques partenaires :
 - une sélection trop restreinte d'animaux candidats,
 - une perte de motivation après quelques prélèvements revenus négatifs.

Malgré nos efforts pour simplifier l'étape de récupération de commémoratifs et la préparation de dispositifs « prêt à affranchir » pour l'envoi des échantillons, ces études prennent du temps aux vétérinaires et sont parfois difficiles à mettre en œuvre en pratique lorsque l'activité est intense.

- du côté des propriétaires :
 - un non renvoi des enveloppes dû à une mauvaise compréhension de l'intérêt de l'étude, une procédure de récolte trop compliquée ou le coût de l'acheminement des envois à la charge des propriétaires (malgré la gratuité des analyses).

- Comparaison entre recommandations et pratiques d'entretien

Cette étude bibliographique a montré que la prévention contre les parasites digestifs repose entre autre sur un nettoyage régulier de la litière tous les 2 ou 3 jours, et un lavage soigneux des végétaux fournis.

Lorsqu'on regarde les habitudes des propriétaires, nous pouvons constater que ces conseils de bonne pratique ne sont pas forcément appliqués.

En ce qui concerne le nettoyage de la litière, environ 30% des propriétaires de lapin et 40% des propriétaires de cobaye nettoient la cage une fois par semaine ou moins.

En ce qui concerne les végétaux fournis, 20% des propriétaires de cobaye et la moitié des propriétaires de lapin ne les lavent pas avant de les donner.

- Délai entre le prélèvement et l'analyse :

Il est recommandé d'effectuer les analyses coproscopiques sur fèces frais (dont l'émission est inférieure à 24 heures) pour éviter que les éléments parasitaires ne puissent évoluer ou être détériorés (formes trophozoïtes des protozoaires notamment) ^{[20], [65]}. La réfrigération permet de ralentir le développement des œufs et des ookystes et donc de limiter leur évolution. Il est aussi possible d'arrêter le développement des œufs et ookystes en plaçant l'échantillon dans une solution de formol à 5-10%. ^{[19], [20], [139]}

Dans le cadre de notre étude, on peut donc estimer une durée de transport entre 1 et 3 jours avant réception au laboratoire. Dans la plupart des cas les échantillons n'ont pas été acheminés sous couvert du froid. A réception les échantillons ont été stockés au réfrigérateur dans l'attente de leur analyse effectuée le plus rapidement possible (maximum 5 jours après réception).

Avec cette durée de transport, il paraît fort probable que les formes trophozoïtes aient disparues à l'arrivée et que les œufs ou ookystes aient pu évoluer.

Ce délai entre récolte et analyse n'a pas posé de problèmes dans le cadre de notre étude car il n'était pas prévu de rechercher les trophozoïtes. Il a même procuré un gain de temps dans certains cas (coccidies parfois sporulées lors de l'analyse facilitant leur identification).

Du fait de ce délai toutefois, un certain nombre d'œufs de strongles digestifs étaient larvés au moment de la réalisation de l'analyse, déformant parfois l'œuf. Néanmoins la détermination des œufs de strongles digestifs n'est généralement pas possible sur la base de leur seule observation microscopique (qu'ils soient larvés ou non). Elle nécessite une coproculture pour réaliser la détermination à partir de la larve L3 ^[19], ce qui n'était également pas prévu dans l'étude compte-tenu des délais nécessaires pour l'obtention des résultats.

- Analyse des échantillons

La détection de la plupart des flagellés du cobaye et du lapin se fait par un étalement frais de fèces. Compte-tenu du caractère peu pathogène de ces flagellés chez le lapin et le cobaye et du temps d'acheminement des selles entraînant une probable disparition des formes trophozoïtes, cette recherche n'a pas été programmée dans le cadre de notre étude.

En ce qui concerne le choix du liquide de flottation, nous avons utilisé la méthode de référence du laboratoire, soit une technique de flottation avec du sulfate de Zinc de densité 1,4. Comme nous recherchions à la fois des œufs de nématodes, cestodes, ookystes de protozoaires, ou encore des œufs plus lourds de trématodes, cette méthode était particulièrement indiquée. En effet, un sulfate de Zinc moins dense (densité de 1.33) ne permet pas la flottation des œufs de trématodes.

L'identification des espèces de coccidies a été réalisée microscopiquement, d'après les éléments morphologiques des ookystes. D'une part cette identification n'est pas toujours aisée, et des erreurs peuvent survenir, d'autre part sur la lecture d'une lame où les coccidies sont nombreuses une espèce minoritaire peut passer inaperçue. Des techniques de détection par PCR de chaque espèce affectant le lapin ont été développées ^[97] avec une très bonne spécificité et sensibilité (détection à partir de 1 ookyste dans le prélèvement). Les méthodes moléculaires présentent une sensibilité et une spécificité souvent intéressante. Elles sont néanmoins plus coûteuses en temps et en réactif et le rendu des résultats est plus long. Pour ces différentes raisons elles ne peuvent remplacer les méthodes coproscopiques mieux adaptées (coût, rapidité de la réponse) dans le cadre de diagnostics de routine.

- Prévalence du parasitisme interne chez le lapin et le cobaye de compagnie

La plupart des études actuellement publiées sur le parasitisme digestif du lapin et du cobaye sont issues d'animaux d'élevage, vivant dans des conditions très différentes des animaux de compagnie. Très peu d'enquêtes de prévalence ont été réalisées sur des lapins et cobaye de compagnie, et aucune n'a été réalisée en France. Notre étude est donc, à notre connaissance, la première en France à avoir tenté d'explorer cette thématique.

Les tableaux XIX et XX présentent respectivement les résultats d'études de prévalences obtenues dans différents pays pour des lapins et des cobayes de compagnie.

Tableau XIX : Résultat d'enquêtes de prévalence du parasitisme digestif chez le lapin de compagnie

Référence bibliographique		[101]	[102]	[81]	[49]
Pays		Allemagne 85% (Autriche, Italie, France, Danemark, Pays Bas, Luxembourg 15%)		Taiwan	Allemagne
Nombre d'animaux		3480	528	318	232
Origine des animaux		Particuliers	Particuliers	Animalerie (magasin)	Particuliers
Prévalence du l'infection par des Helminthes					
	<i>Passalurus ambiguus</i>	3,6%	NR	NR	4,8%
	Strongles digestifs	1,8%	NR	NR	1,3%
	<i>Strongyloides sp</i>	0,08%	NR	NR	0,9%
	<i>Trichuris leporis</i>	0,06%	NR	NR	0%
	Trématodes	0%	NR	NR	0,4%
Prévalence du l'infection par des Protozoaires					
	<i>Eimeria sp</i>	20,6%	NR	46,2%	56,9%
	<i>Cryptosporidium sp</i>	5,9% *	NR	NR	NR
	<i>Giardia</i>	0% *	7,6% *	NR	NR

* : recherche moléculaire ; NR : Non recherché

Les populations de lapins et de cobayes étudiées au cours de ces enquêtes sont majoritairement des animaux de compagnie (c'est-à-dire élevés chez des particuliers). Les prévalences du parasitisme obtenues au cours de ces études sont très proches de celles retrouvées dans notre enquête (pour rappel : *Eimeria sp.* 19.7%, *Passalurus ambiguus* 3.7%, *Trichuris leporis* 2.5%, Strongles digestifs 2.5%).

Seule la prévalence des coccidies dans l'enquête menée par Epe ^[49] est contradictoire, avec une prévalence particulièrement élevée (56,9%), qui est même supérieure à celle où les animaux sont en collectivité (animalerie) (46,2%).

Pour pouvoir comprendre et interpréter ces différences il faudrait pouvoir connaître de manière plus précise l'âge moyen de la population étudiée puisque nous avons vu précédemment que les juvéniles sont plus infectés que les adultes.

Ainsi notre étude suggère-t-elle une prévalence modérée de l'infestation parasitaire chez les lapins de compagnie en France, avec une prévalence inférieure à 5% concernant les helminthes, et avoisinant les 20% pour les coccidies.

Tableau XX : Résultat d'enquêtes de prévalence du parasitisme digestif chez le cobaye de compagnie

Référence bibliographique	[101]	[102]	[42]	[75]
Pays	Allemagne 85% (Autriche, Italie, France, Danemark, Pays Bas, Luxembourg 15%)		Italie	Suisse
Nombre d'animaux	674	121	60	299
Origine des animaux	Particuliers	Particuliers	37 Particuliers 23 Animalerie	Particuliers
Prévalence du l'infection par des Helminthes				
	<i>Paraspidodera uncinata</i>	2,4%	NR	13,3%
	<i>Trichuris gracilis</i>	0,4%	NR	0%
	<i>Nippostrongylus like</i>	0%	NR	10% (uniquement les animaux d'animalerie)
Prévalence du l'infection par des Protozoaires				
	<i>Eimeria sp.</i>	2,5%	NR	10%
	<i>Cryptosporidium sp</i>	0% *	NR	0% *
	<i>Giardia</i>	0% *	4.1% *	0% *
	<i>Balantidium coli</i>	NR	NR	NR
	<i>Entamoeba caviae</i>	NR	NR	NR

* : recherche moléculaire ; NR : non recherché

Les taux de prévalence des enquêtes dans lesquelles n'ont été analysés que des cobayes de compagnie sont relativement proches de ceux obtenus dans notre étude (pour rappel : *Eimeria sp.* 4.2%). On retrouve cependant la présence d'helminthes (*Paraspidodera uncinata*, *Trichuris gracilis*) qui n'ont pas été détectés dans notre étude.

L'enquête réalisée en Italie a été effectuée sur des animaux de compagnie logés chez des particuliers, mais également des animaux d'animalerie. Sur les 19 animaux positifs, 13 provenaient d'animalerie, et 6 de particuliers. Leur enquête a démontré que la présence d'œufs de type *Nippostrongylus like* était significativement liée à l'hébergement en animalerie, où les animaux étaient en contact avec d'autres rongeurs. Les œufs de type *Nippostrongylus like* ne sont pas cités dans la partie bibliographique car ce sont des parasites de rongeurs qui d'après la littérature n'infectent pas le cobaye.

Nous n'avons pas d'informations sur la provenance des animaux positifs à *Paraspidodera uncinata* et *Eimeria sp.*, mais il est probable que la prévalence soit surestimée du fait de la présence des animaux issus d'animalerie.

Ainsi notre étude suggère-t-elle une prévalence faible de l'infestation parasitaire chez les cobayes de compagnie en France, que ce soit par des helminthes ou des coccidies.

- Discussion sur la clinique

L'analyse statistique n'a pas permis de mettre en évidence de lien significatif entre la présence de signes cliniques et le parasitisme dans notre étude.

Sur 81 lapins, 28 ont présenté des signes cliniques compatibles avec une infection parasitaire, et parmi ceux-ci seulement cinq étaient parasités. Ainsi 15 lapins ont eu un résultat positif en coproscopie sans pour autant présenter de signes cliniques.

Pour les cobayes, 8 ont présenté des signes cliniques mais aucun de ceux-ci n'était parasité. Un cobaye asymptomatique a été détecté positif.

Sur les 105 prélèvements, 17 animaux ont présenté une diminution de consistance des selles, parmi ceux-ci seulement un échantillon présentait des selles liquides.

Ces données confirment les éléments bibliographiques sur les infestations parasitaires chez le lapin ou le cobaye, où la plupart des parasites sont considérés peu pathogènes et pour lesquels l'infection légère à modérée n'a pas ou peu de répercussions sur la clinique.

Néanmoins dans notre échantillon deux lapins sont décédés dans la semaine suivant le prélèvement. Ces deux animaux étaient infestés par des coccidies, à des taux élevés voire massifs :

- le premier présentait une association de *E. perforans* et *E. magna* décomptée à 41200 opg,
- Le deuxième présentait une association de *E. perforans* et *E. media* décomptée à 1.26×10^6 opg.

E. perforans est peu pathogène, tandis que *E. media* et *E. magna* sont chacune considérées comme pathogènes, et pouvant causer la mort selon le niveau d'infestation. Des études supplémentaires seraient nécessaires pour déterminer un seuil d'infection significativement associé à de la mortalité.

De même rien n'exclut dans notre enquête que cette mortalité ne soit liée à une autre pathologie. Pour l'un des deux animaux décédés notamment, le vétérinaire traitant suspectait un processus tumoral.

CONCLUSION

Ce travail présente une revue des parasites digestifs détectables par coproscopie chez le lapin et le cobaye de compagnie, des répercussions cliniques du parasitisme et des moyens à mettre en œuvre pour prévenir et lutter contre ces affections.

La partie expérimentale a permis de récolter et d'analyser des selles de 24 cobayes et 81 lapins de compagnie issus de 10 structures vétérinaires françaises. La prévalence des parasites digestifs, toutes espèces confondues, a été évaluée à 4,2% chez le cobaye, avec une seule espèce détectée (*Eimeria caviae*), et à 24,7% chez le lapin. Les parasites du lapin identifiés le plus fréquemment ont été des coccidies (19,7%). Des nématodes ont été détectés sur 7,4% des lapins, avec la présence de *Trichuris leporis*, *Passalurus ambiguus* et de strongles digestifs. Les prévalences obtenues devront être confirmées par l'analyse d'un plus grand nombre d'échantillons.

Les résultats de l'étude expérimentale mettent en avant la circulation de plusieurs espèces de parasites digestifs chez le lapin et le cobaye de compagnie en France avec des prévalences parfois élevées. Ils suggèrent la présence d'un grand nombre d'espèces de parasites peu ou pas pathogènes chez le lapin de compagnie et le cobaye. Quelques espèces de coccidies semblent représenter un risque plus élevé pour la santé desdits animaux, notamment en cas de charge parasitaire particulièrement élevée. Aucun lien n'a pu être établi entre la charge parasitaire et des modifications de l'état clinique. Les mesures d'hygiène et la réalisation d'analyses coproscopiques régulières semblent rester le meilleur moyen de prévention du parasitisme digestif chez ces espèces.

Thèse de Mme RAUNIER Annabelle.

Le Professeur responsable
VetAgro Sup campus vétérinaire

Le Président de la thèse

Vu et permis d'imprimer

Lyon, le

Pour Le Président de l'Université,
Le Président du Comité de Coordination des Etudes Médicales
Professeur Pierre COCHAT *

Professeur O. MONNEUSE
Chirurgie Digestive et Générale
Pavillon G - Hôpital E. Herriot
3 place d'Arsonval - 69437 LYON Cedex 03
Tél. 04 72 11 01 02

Le Directeur général
VetAgro Sup

Pour le Directeur Général et par délégation

La Directrice Générale Adjointe
Pr. Jeanne-Marie BONNET-GARIN

BIBLIOGRAPHIE

1. ABDEL-BAKI A.A.S. , AL-QURAI SHY S.

Prevalence of Coccidia (Eimeria spp.) Infection in Domestic Rabbits, *Oryctolagus cuniculus*, in Riyadh, Saudi Arabia.

Pak. J. Zool. 2013, 45, 1329-1333.

2. AKPO Y. , KPODEKON M.T. , DJAGO Y. , LICOIS D. , YOUS SAO I.A.K.

Vaccination of rabbits against coccidiosis using precocious lines of *Eimeria magna* and *Eimeria media* in Benin.

Vet. Parasitol. 2012, 184, 73-76.

3. ALICATA J.E.

Life History of the Rabbit Stomach Worm, *Obeliscoides cuniculi*.

J. Agricultural. Res. 1932, 44, 401-419.

4. ANDREU DE LAPIERRE E.

Les N.A.C. : guide thérapeutique.

Dépêche.Tech., 2000, 72, 26p.

5. ANDREWS C.L. , DAVIDSON W.R. , PROVOST E.E.

Endoparasites of selected populations of cottontail rabbits (*Sylvilagus floridanus*) in the Southeastern United States.

J. Wildl. Dis. 1980, 16, 395-401.

6. ASSOCIATION FRANCAISE DES ENSEIGNANTS DE PARASITOLOGIE ET MYCOLOGIE.

Polycopié national 2014. [en ligne]. Université Médicale Virtuelle Francophone, 2014, 411p.

Disponible sur : <http://campus.cerimes.fr/parasitologie/poly-parasitologie.pdf> [consulté le 16 mars 2016]

7. AUDEBERT F. , HOSTE H. , DURETTE-DESSET M.C.

Life cycle of *Trichostrongylus retortaeformis* in its natural host, the rabbit (*Oryctolagus cuniculus*).

J. Helminthol. 2002, 76, 189-192.

8. AUDEBERT F. , VUONG P.N. , DURETTE-DESSET M.C.

Intestinal migrations of *Trichostrongylus retortaeformis* (*Trichostrongylina*, *Trichostrongylidae*) in the rabbit.

Vet. Parasitol. 2003, 112, 131-146.

9. BAKER D.G

Parasites of rats and mice.

In : Flynn's parasites of laboratory animals. 2nd edition. Ames : Wiley-Blackwell, 2007, 303-397.

10. BALLWEBER L.R. , HARKNESS J.E.

Parasites of Guinea Pigs.

In : BAKER D.G. Flynn's parasites of laboratory animals. 2nd edition. Ames : Wiley-Blackwell, 2007, 421-449.

11. BARKER I. K. , FORD G. E.

Development and distribution of atrophic enteritis in the small intestines of rabbits infected with *Trichostrongylus retortaeformis*.

J. Comp. Pathol. 1975, 85, 427-435.

12. BARLERIN L.

Pathologie intestinale chez les rongeurs et lagomorphes de compagnie.

Act. Vet., 1998, 20 fév, 1430, 25-30.

13. BARNETT, S.W.

Manual of animal technology. Oxford : Blackwell Science, 2007, 430p.

14. BARRIGA O.O. ,ARNONI J.V.

Pathophysiology of hepatic coccidiosis in rabbits.
Vet. Parasitol. 1981, 8, 201-210.

15. BARTHOLDS W. ,GRIFFEY S.M. ,PERCY D.H.

Guinea pig.
In : Pathology of laboratory rodents and rabbits. 4th edition. Ames : Wiley-Blackwell, 2016, 213-252.

16. BARTHOLDS W. ,GRIFFEY S.M. ,PERCY D.H.

Rabbit.
In :Pathology of laboratory rodents and rabbits. 4th edition.Ames : Wiley-Blackwell, 2016, 253-324.

17. BECK W. , PANTCHEV N.

Praktische Parasitologie bei Heimtieren: Kleinsäuger - Vögel - Reptilien – Bienen. Hannover : Schlütersche Verlag. 2006, 369p.

18. BECK W. , PANTCHEV N.

Magen-Darm-Parasiten beim Kaninchen. Erregerbiologie, Pathogenese, Klinik, Diagnose und Bekämpfung.
Kleintierpraxis. 2009, 54, 278-288.

19. BEUGNET F. , BOURDOISEAU G. , DANG H.

Abrégé de parasitologie clinique des carnivores domestiques. Volume 1 – Parasitoses digestives. Clichy : Kaliaxis. 2004, 266p.

20. BEUGNET F. , POLACK B. , DANG H.

Atlas de coproscopie. Clichy : Kaliaxis. 2004, 277 p.

21. BOAG B. , LELLO J. , FENTON A. , TOMPKINS D.M. , HUDSON P.J.

Patterns of parasite aggregation in the wild European rabbit (*Oryctolagus cuniculus*).
Int. J. Parasitol. 2001, 31, 1421-1428.

22. BOUCHER S.

Les parasitoses du tube digestif et de ses annexes chez les lagomorphes et rongeurs de compagnie.
In : CNVSPA (eds). Congrès annuel 1997, Paris, 21-23 novembre. 1997, 3, 611-614.

23. BOUCHER S.

Diagnostic et traitement des parasitoses digestives des lagomorphes et des rongeurs de compagnie.
Prat. Méd. Chir. Anim. Cie., 1998, 33, 303-316.

24. BOUCHER S.

Coccidioses du lapin.
Prat. vét. Anim. Cie. 2004, 11, 29-30.

25. BOUCHER S. , NOUAILLE L.

Maladie des lapins. 2e édition. Paris : Editions France Agricole. 2002, 271p.

26. BOUSSARIE D. , RIVAL F.

Médecine et chirurgie du lapin de compagnie. Valence : Editions Vetnac. 2013, 479p.

27. CABARET J.

Egg output of *Graphidium strigosum* (Nematoda) in low-level prime infection of rabbits.
*Folia. Parasitol.*1981, 28, 337-341.

28. CARPENTER J.W.

Exotic animal formulary. Fourth edition. St Louis : Saunders Elsevier. 2013, 724p.

- 29. CATTADORI I.M. , BOAG B. , BJORNSTAD O.N. , CORNELL S.J. , HUDSON P.J.**
Peak shift and epidemiology in a seasonal host-nematode system.
Proc. Biol. Sci. 2005, 272, 1163-1169.
- 30. CHANDLER A.C.**
Some parasitic round worms of the rabbit with description of two new species.
Proc. U.S Nat. Mus. 1924, 66, art 16, 1-6.
- 31. CHARONDIERE A.**
Comment vermifuger les lapins, les furets et les rongeurs ?
Le nouveau praticien vétérinaire, 2001, 6, 73-75.
- 32. CHERMETTE R. , HAFFAR A.**
Maladies parasitaires du lapin et des rongeurs domestiques.
In : BRUGERE-PICOUX J. , CHAIRE DE PATHOLOGIE DU BETAIL ET DES ANIMAUX DE BASSE COUR. Pathologie du lapin et des rongeurs domestiques. 2e édition. Maisons-Alfort : Chaire de pathologie du bétail et des animaux de basse cour. 1995, 167-184.
- 33. CHRISP C.E. , REID W.C. , SUCKOW M.A. , BUSH A. , THOMANN M.J.**
Cryptosporidiosis in guinea pigs: an animal model.
Infect. Immun. 1990, 58, 674-679.
- 34. COMAN S. , BASESCU B. , COMAN T. , PETRUT T. , COMAN C. , VLASE E.**
Aspects of the parasitary infestations of guinea pigs reared in intensive system.
Sci. Parasit., 2009, 10, 97-100.
- 35. CORNELL S.J. , BJORNSTAD O.N. , CATTADORI I.M. , BOAG B. , HUDSON P.J.**
Seasonality, immunity and the dynamics of host-nematode interactions: models and data for a gastrointestinal parasite of the European rabbit.
Proc. R. Soc. B. 2008, 275, 511-518.
- 36. COUDERT P. , LICOIS D. , DROUET-VIARD F.**
Eimeria species and strains of rabbit.
In: ECKERT J. , BRAUN R. , SHIRLEY M.W. , COUDERT P. (eds). 1995. Biotechnology : Guidelines on Techniques in Coccidiosis Research. European Commission . 1995. 52-73.
- 37. COUDERT P. , LICOIS D. , PROVOT F. , DROUET-VIARD F.**
Eimeria sp. from the rabbit (*Oryctolagus cuniculus*): pathogenicity and immunogenicity of *Eimeria intestinalis*.
Parasitol. Res. 1993, 79, 186-190.
- 38. COUSQUER G.**
Internal parasites of rabbits.[en ligne]. Peterborough : Vettimes. 2008. Disponible sur : <http://www.vettimes.co.uk> [Consulté le 18 juin 2016]
- 39. DAR Y.**
Génération rédiennes de *Fasciola gigantica* (Digenea) et productivité cercarienne chez deux espèces de lymnaeidae (Mollusca). Thèse de doctorat en Pharmacie. 2004. Université de Limoges : Faculté de médecine et de pharmacie.
- 40. DECUBELLIS J, GRAHAM J.**
Gastrointestinal disease in guinea pigs and rabbits.
Vet. Clin. Exot. Anim., 2013, 16 , 421-35.
- 41. DOGANAY A. , GÜRLER A.T.**
A case of *Nematodirus leporis*, Chandler, 1924 in a wild rabbit.
Ankara Üniv Vet FakDerg. 2007, 54, 141-143.

42. D'OIDIO D. , NOVIELLO E. , IANNIELLO D. , CRINGOLI G. , RINALDI L.

Survey of endoparasites in pet guinea pigs in Italy.

Parasitol. Res. 2015, 114, 1213-1216.

43. DROUET-VIARD F. , COUDERT P. , LICOIS D. , BOIVIN M.

Acquired protection of the rabbit (*Oryctolagus cuniculus*) against coccidiosis using a precocious line of *Eimeria magna*: effect of vaccine dose and age at vaccination.

Vet. Parasitol. 1997, 69, 197-201.

44. DUGUE H.

Recherche informations récentes sur l'évolution des populations de nouveaux animaux de compagnie en France. [courrier électronique à RENE MARTELLET M.]. Communication personnelle le, 27/01/2015.

45. DUSZYNSKI D.W. , COUCH L.

Coccidia (Eimeriidae) of the family Leporidae : genus *Oryctolagus*.

In : The Biology and Identification of the Coccidia (Apicomplexa) of Rabbits of the World. Amsterdam: Elsevier. 2013, 121-187.

46. DÜWEL D. , BRECH K.

Control of oxyuriasis in rabbits by fenbendazole.

Lab Anim. 1981, 15, 101-105.

47. ELIAZIAN M., SHAHLAPOUR A., TAMIJI Y.

Control of *Paraspidodera uncinata* in guinea pigs with Levamisol.

Lab Anim. 1975, 9, 381-382.

48. ELSHEIKHA H. , BROWN P. , SKUSE A.

Death and diarrhea in guinea pigs (*Cavia porcellus*)

Lab Anim. 2009, 38, 189-191.

49. EPE C. , COATI N. , SCHNIEDER T.

Ergebnisse Parasitologischer Kotuntersuchungen Von Pferden, Wiederkäuern, Schweinen, Hunden, Katzen, Igel und Kaninchen in Den Jahren 1998-2002.

Dtsch. Tierarztl. Wochenschr. 2004, 111, 243-247.

50. EUZEBY J.

Grand dictionnaire illustré de parasitologie médicale et vétérinaire. Paris : Editions Tec & Doc. 2008, 815p.

51. EUZEBY J. , INFORMATIONS TECHNIQUES DES SERVICES VETERINAIRES.

Diagnostic expérimental des helminthoses animales. Tome 1 : Généralités - diagnostic ante mortem. Paris : Information technique des services vétérinaires. 1981, 347p.

52. FACCO.

Nouvelle enquête FACCO / TNS SOFRES : Le chat poursuit sa progression au sein des foyers français. [en ligne]. 2015. Disponible sur : http://www.facco.fr/IMG/pdf/PAFF2014_-_communiquede_presse.pdf [consulté le 20/08/2016]

53. FARJOU S.P.

L'activité nouveaux animaux de compagnie et ses perspectives d'évolution dans les cliniques vétérinaires françaises : résultats d'une enquête en Haute-Garonne. Thèse de Doctorat Vétérinaire. Toulouse : Université Paul Sabatier. 2005, 201 p.

54. FLAUSINO G. , BERTO B.P. , MCINTOSH D. , FURTADO T.T. , TEIXEIRA-FILHO W.L. , LOPES C.W.G.

Phenotypic and genotypic characterization of *Eimeria caviae* from guinea pigs (*Cavia porcellus*).

Acta Protozool. 2014, 53, 269-276.

55. FORONDA P. , VALLADARES B. , LORENZO-MORALES J. , RIBAS A. , FELIU C. , CASANOVA J.C.

Helminths of the wild rabbit (*Oryctolagus cuniculus*) in Macaronesia.
J. Parasitol. 2003, 89, 952-957.

56. FRANK R. , KUHN T. , MEHLHORN H. , RUECKERT S. , PHAM D. , KLIMPEL S.

Parasites of wild rabbits (*Oryctolagus cuniculus*) from an urban area in Germany, in relation to worldwide results.
Parasitol. Res. 2013, 112, 4255-4266.

57. FREMONT J.J., BOWMAN D.D.

Parasites of guinea pigs.

In: Bowman DD editor. Companion and exotic animal parasitology.[en ligne]. Ithaca : International Veterinary Information Service (IVIS). 2003. Disponible sur : http://www.ivis.org/advances/Parasit_Bowman/fremont/chapter_frm.asp?LA=1 [consulté le 6 avril 2016]

58. FUSS S.

Physiologie et pathologie digestive du cobaye domestique *Cavia porcellus*. Thèse de Doctorat Vétérinaire. Toulouse : Université Paul Sabatier. 2002, 203 p.

59. GILLETT C.S

Selected drug dosages and clinical reference data.

In :MANNING P.J. , RINGLER D.H. , NEWCOMER C.E.The biology of the laboratory rabbit.Second edition. San Diego : Academic Press. 1994, 467-472.

60. GREENWOOD S.

Protozoan Parasites : Amoebae, Ciliates & Coccidia. [enligne]. Charlottetown : University of Prince Edward Island. 2011, 54p.

Disponible sur : http://people.upei.ca/sgreenwood/VPM-122-Lecture_3-Amoeba-Ciliates-coccidia_intro-2011.pdf [consulté le 16 juin 2016]

61. GRES V. , MARCHANDEAU S. , LANDAU I.

Description d'une nouvelle espèce d'Eimeria (Coccidia, Eimeridea) chez le lapin de garenne *Oryctolagus cuniculus* en France.

Zoosystema. 2002, 24, 203-207.

62. HAFFAR A.

Les rongeurs, animaux de compagnie : dominantes pathologiques.

Dépêche Techn., 1994, 40, 23p.

63. HARKNESS J.E. ,TURNER P.V. ,VANDEWOUDES. ,WHELER C.L.

Harkness and Wagner's biology and medicine of rabbits and rodents. 5th edition. Ames : Wiley-Blackwell, 2010, 455p.

64. HAWKINS M.G , BISHOP C.R.

Disease problems of guinea pigs.

In : QUESENBERRY K.E. , CARPENTER J.W. Ferrets, rabbits, and rodents clinical medicine and surgery. 3rd edition. St Louis : Elsevier, 2012, 295-310.

65. HENDRIX C.M. , ROBINSON E.

Diagnostic parasitology for veterinary technicians. 4th edition. St Louis : Mosby Elsevier, 2012, 392p.

66. HERNANDEZ A.D. , POOLE A. , CATTADORI I.M.

Climate changes influence free-living stages of soil-transmitted parasites of European rabbits.

Glob. Chang Biol. 2013, 19, 1028-1042.

67. HOFING G.L. , KRAUS A.L.

Arthropod and Helminth Parasites.

In :MANNING P.J. , RINGLER D.H. , NEWCOMER C.E.The biology of the laboratory rabbit.Second edition. San Diego : Academic Press. 1994, 231-257.

68. HUERKAMP M.J. , MURRAY K.A. , OROSZ S.E.

Guinea pigs.

In : LABER-LAIRD K. , SWINDLE M.M. , FLECKNELL P. Handbook of rodent and rabbit medicine. Oxford : PergamonPress. 1996, 91-149.

69. HUSSEIN A.N.A. ,KHALIFA R.M.A.

Experimental infections with Fasciola in snails, mice and rabbits.

Parasitol. Res. 2008, 102, 1165-1170.

70. HUYNH M. , PIGNON C.

Gastrointestinal disease in exotic small mammals.

J. Exot. Pet Med. 2013, 22, 118-131.

71. INSTITUT NATIONAL DE SANTE PUBLIQUE QUEBEC.

INSPQ Centre d'expertise et de référence en santé publique.[en ligne]. Disponible sur : <https://www.inspq.qc.ca/eau-potable/cryptosporidium> [consulté le 8 mars 2016]

72. JORNET M.

Biologie et pathologie générales du cobaye. Thèse de doctorat vétérinaire, Créteil : Faculté de Médecine,1981, 87p.

73. KASSAB T.

DMV 2016. Dictionnaire des médicaments vétérinaires et des produits de santé animale commercialisés en France. 20ème édition. Rueil-Malmaison : Editions du Point Vétérinaire. 2016, 2531p.

74. KOBAYASHI I. , HORII Y.

Gastrointestinal motor disturbance in rabbits experimentally infected with *Strongyloides papillosus*.

*Vet. Parasitol.*2008, 158, 67-72.

75. LABOKLIN ACTUEL. LABOR FÜR KLINISCHE DIAGNOSTIK GMBH & CO.KG

Les analyses de laboratoire chez le cobaye. Prélèvements – Indications – Limites. 2009.

[en ligne] http://www.laboklin.de/pdf/fr/la_aktuell/lab_akt_0913_fr_Cochond_inde.pdf [consulté le 20/08/2016]
Basel : Suisse.

76. LEANDER B.S. , KUVARDINA O.N. , ALESHIN V.V. , MYLNIKOV A.P. , KEELING P.J.

Molecular phylogeny and surface morphology of *Colpodella edax* (Alveolata): insights into the phagotrophic ancestry of apicomplexans.

J. Eukaryot. Microbiol. 2003, 50, 334-340.

77. LEBBAD M. , MATTSSON J.G. , CHRISTENSSON B. , LJUNGSTROM B. , BACKHANS A. , ANDERSSON J.O. , SVARD S.G.

From mouse to moose: multilocus genotyping of *Giardia* isolates from various animal species.

Vet. Parasitol. 2010, 168, 231-239.

78. LENNOX A.M. , KELLEHER S.

Bacterial and parasitic diseases of rabbits.

Vet Clin North Am Exot Anim Pract. 2009, 12, 519-530.

79. LICOIS D.

Affections digestives d'origine infectieuse et/ou parasitaire chez le lapin.

In : BRUGERE-PICOUX J. , CHAIRE DE PATHOLOGIE DU BETAIL ET DES ANIMAUX DE BASSE COUR. Pathologie du lapin et des rongeurs domestiques. 2e édition. Maisons-Alfort : Chaire de pathologie du bétail et des animaux de basse cour. 1995, 109-132.

80. LICOIS D.

Pathologie d'origine bactérienne et parasitaire chez le Lapin : Apports de la dernière décennie.

Cuniculture Magazine. 2010, 37, 35-49.

81. LI M.H. , HUANG H.I. , OOI H.K.

Prevalence, infectivity and oocyst sporulation time of rabbit-coccidia in Taiwan.
Trop. Biomed. 2010, 27, 424-429.

82. LINSART A.

Molécules antiparasitaires chez les petits mammifères de compagnie.
Point vét. 2010, 311, 32-40.

83. LYNN D.H.

The Ciliate Resource Archive. [en ligne] Disponible sur : <http://www.uoguelph.ca/~ciliates> . 2003. [consulté le 16 juin 2016]

84. LYNN D.H.

The Ciliated Protozoa: Characterization, Classification, and Guide to the Literature. 3rd edition. Dordrecht : Springer science. 2008, 605p.

85. MASSONI J. , CASSONE J. , DURETTE-DESSET M.C. , AUDEBERT F.

Development of *Graphidium strigosum* (Nematoda, Haemonchidae) in its natural host, the rabbit (*Oryctolagus cuniculus*) and comparison with several Haemonchidae parasites of ruminants.
Parasitol. Res. 2011, 109, 25-36.

86. MEASURES L.N. , ANDERSON R.C.

Development of the stomach worm, *Obeliscoides cuniculi* (Graybill), in lagomorphs, woodchucks and small rodents.
J. Wildl. Dis. 1983, 19, 225-233.

87. MENCKE N.

Managing Gastrointestinal Helminth Infections in Small Mammals.
Small animal and exotics Proceedings of the North American Veterinary Conference, Volume 21. January 13-17, 2007, Orlando :Florida. Gainesville : North American Veterinary Conference 2007, 562p.

88. MERCIER P. , MOREL-SAIVES A. , VERDELHAN S. , RICHARD A.

Tolerance of decoquinate in the rabbit.
Proc 8th World Rabbit Congr. 2004, 597-600.

89. MONIS P.T. , CACCIO S.M. , THOMPSON R.C.

Variation in *Giardia*: towards a taxonomic revision of the genus.
Trends Parasitol. 2009, 25, 93-100.

90. MURPHY L., NALPAS N., STEAR M., CATTADORI M.

Explaining patterns of infection in free-living populations using laboratory immune experiments.
Parasite Immunol. 2011, 33, 287-302.

91. NAKAMURA Y. , TSUIJI N. , TAIRA N.

Wasting conditions under normal cardiac rhythms in rabbits following *Strongyloides papillosus* infection.
J. Vet. Med. Sci. 1994, 56, 1005-1007.

92. NIE D.

Morphology and taxonomy of the intestinal protozoa of the guinea-pig, *Cavia porcella*.
J. Morphol., 1950, 86, 381-493.

93. NWAORGU O.C. , CONNAN R.M.

The importance of arrested larvae in the maintenance of patent infections of *Strongyloides papillosus* in rabbits and sheep.
Vet. Parasitol. 1980, 7, 339-346.

94. OKERMAN L. , MOENS Y. , SUNDAHL R.

Diseases of domestic rabbits. Second edition. Oxford : Blackwell Scientific Publications. 1994, 152p.

95. OKUMU P.O. , GATHUMBI P.K. , KARANJA D.N. , WANYOIKE M.M. , GACHUIRI C.K. , KIARIE N. , MWANZA R.N. , BORTER D.K.

Prevalence, pathology and risk factors for coccidiosis in domestic rabbits (*Oryctolagus cuniculus*) in selected regions in Kenya.

Vet. Q. 2014, 34, 205-210.

96. OLGLESBEE B.L. , JENKINS J.R.

Rabbits :Gastrointestinal Diseases.

In :QUESENBERRY K.E. , CARPENTER J.W. Ferrets, rabbits, and rodents clinical medicine and surgery. 3rd edition. St Louis : Elsevier. 2012, 193-204.

97. OLIVEIRA U.C. , FRAGA J.S. , LICOIS D. , PAKANDL M. , GRUBERA A.

Development of molecular assays for the identification of the 11 Eimeria species of the domestic rabbit (*Oryctolagus cuniculus*)

*Vet. Parasitol.*2011, 176, 275-280.

98. PAN B.L. , ZHANG Y.F. , SUO X. ,XUE Y.

Effect of subcutaneously administered diclazuril on the output of Eimeria species oocysts by experimentally infected rabbits.

Vet. Rec. 2008, 162, 153-155.

99. PAKANDL M.

Coccidia of rabbit: a review.

Folia Parasitol. 2009, 56, 153-66.

100. PAKES S.P. , GERRITY L.W.

Protozoal Diseases.

In : MANNING P.J. , RINGLER D.H. , NEWCOMER C.E. The biology of the laboratory rabbit. Second edition. San Diego : Academic Press. 1994, 205-229.

101. PANTCHEV N. , GLOBOLAR-VRHOVEC M. , BECK W.

Endoparasitosen bei Kleinsäugetern aus privater Haltung und Igel.

Tierarztl. Prax. 2005, 33, 296-306.

102. PANTCHEV N. , BROGLIA A. , PAOLETTI B. , GLOBOKAR VRHOVEC M. , BERTRAM A. , NOCKLER K. , CACCIO S.M.

Occurrence and molecular typing of Giardia isolates in pet rabbits, chinchillas, guinea pigs and ferrets collected in Europe during 2006-2012.

Vet. Rec. 2014, 175, 1-5.

103. PAPESCHI C. , FICHI G. , PERRUCCI S.

Oocyst excretion pattern of three intestinal Eimeria species in female rabbits.

World Rabbit Sci. 2013, 21, 77-83.

104. PAVLASEK I. , LAVICKA M. , TUMOVA E. , SKRIVAN M.

Natural Cryptosporidium infection in rabbits after weaning.

*Vet. Med.*1996, 12, 361-366.

105. PHALEE A. , WONGSAWAD C. , ROJANAPAIBUL A. , JONG-YIL C.

Experimental Life History and Biological Characteristics of Fasciola gigantica (Digenea: Fasciolidae).

Korean J. Parasitol. 2015, 53, 59-64.

106. PINTO R.M., GOMES D.C, MUNIZ-PEREIRA L.C., NORONHA D.

Helminths of the guinea pig, *Cavia porcellus* (Linnaeus), in Brazil.

Rev. Bras. Zool. 2002, 19, 261-269.

107. PULESTON R.L. , MALLAGHAN C.M. , MODHA D.E., HUNTER P.R., NGUYEN-VAN-TAM J.S. , REGAN C.M. , NICHOLS G.L. , CHALMERS R.M.

The first recorded outbreak of cryptosporidiosis due to *Cryptosporidium cuniculus* (formerly rabbit genotype), following a water quality incident.

J. Water Health. 2014, 12, 41-50.

108. PURVIS G.M. , SEWELL M.M.

Trichostrongylus colubriformis: age resistance in the rabbit, *Oryctolagus cuniculus*.

Exp. Parasitol. 1972, 32, 191-195.

109. QUINTON J.F.

Nouveaux animaux de compagnie : petits mammifères. Paris : Masson. 2003. 222p.

110. REUSCH B.

Rabbit Gastroenterology.

Vet. Clin Exot Anim. 2005, 8, 351-375.

111. RICHARDSON V. C. G.

Diseases of domestic guinea pigs. Oxford : Blackwell scientific publications, 1992, 133p.

112. RINALDI L. , RUSSO T. , SCHIOPPI M. , PENNACCHIO S. , CRINGOLI G.

Passalurus ambiguus : new insights into copromicroscopic diagnosis and circadian rhythm of egg excretion.

Parasitol. Res. 2007, 101, 557-561.

113. ROBINSON G. , CHALMERS R.M.

The European Rabbit (*Oryctolagus cuniculus*), a source of zoonotic Cryptosporidiosis.

Zoonoses Public Health. 2010, 57, 1-13.

114. ROBINSON G. , WRIGHT S. , ELWIN K. , HADFIELD S.J. , KATZER F. ; BARTLEY P.M. , HUNTER P.R. , NATH M. , INNES E.A. , CHALMERS R.M.

Re-description of *Cryptosporidium cuniculus* Inman and Takeuchi, 1979 (Apicomplexa: Cryptosporidiidae): Morphology, biology and phylogeny.

Int. J. Parasit. 2010, 40, 1539-1548.

115. SAGHROUNI F.

Flagellés intestinaux. [En ligne]. Sousse : CHU Hached, 2010, 126p.

Disponible sur : infectiologie.org.tn/pdf/cmi/05032010/flagellees_intestinaux.pdf [consulté le 05 mars 2016]

116. SCHOEB T.R. , CARTNER S.C. , BAKER R.A. , GERRITY L.W.

Parasites of Rabbits.

In : BAKER D.G. Flynn's parasites of laboratory animals. 2nd edition. Ames : Wiley-Blackwell, 2007, 452-499.

117. SCHWARTZ B. , SHOOK W.B.

Internal parasites.

In : Rabbits parasites and diseases. Washington D.C : United States. Department of Agriculture. 1931, 11-22.

118. SMITH R.P. , CHALMERS R.M. , ELWIN K. , CLIFTON-HADLEY F.A. , MUELLER-DOBLIES D. , WATKINS J. , PAIBAS G.A. , GILES M.

Investigation of the role of companion animals in the zoonotic transmission of Cryptosporidiosis.

Zoonoses Public Health. 2009, 56, 24-33.

119. SOVELL J.R. , HOLMES J.C.

Efficacy of ivermectin against nematodes infecting field populations of snowshoe hares (*Lepus americanus*) in Yukon, Canada.

J. Wildl. Dis. 1996, 32, 23-30.

- 120. SULAIMAN I. M. , FAYER R. , BERN C. , GILMAN R. H. , TROUT J. M. , SCHANTZ P. M. , DAS P. , LAL A. A. , XIAO L.**
 Triosephosphate isomerase gene characterization and potential zoonotic transmission of *Giardia duodenalis*.
Emerg. Infect. Dis. 2003, 9, 1444-1452.
- 121. TAIRA N. , MINAMI T. , SMITANON J.**
 Dynamics of faecal egg counts in rabbits experimentally infected with *Strongyloides papillosus*.
Vet. Parasitol. 1991, 39, 333-336.
- 122. TANIDEH N. , SADJJADI S.M. , MOHAMMADZADEH T. , MEHRABANI D.**
 Helminthic Infections of Laboratory Animals in Animal House of Shiraz University of Medical Sciences and the Potential Risks of Zoonotic Infections for Researchers.
Iran. Red Crescent Med. J. 2010, 12, 151-157.
- 123. TAYLOR M.A. , COOP R.L. , WALL R.L.**
 Veterinary parasitology. 4th edition. Ames : Wiley-Blackwell, 2015, 1056p.
- 124. TENORA F. , KOUBKOVA B. , FELIU C.**
 Redescription of *Andrya cuniculi* (Blanchard, 1891) (Cestoda : Anoplocephalidae), a parasite of *Oryctolagus cuniculus* (Lagomorpha) in Spain.
Folia Parasitol. 2002, 49, 50-54.
- 125. TESSIER E.**
 Vaccination et traitements préventifs chez le lapin de compagnie.
 In: EMC vétérinaire - Médecine générale. Elsevier Masson, Paris. 2013, 10, 1-11.
- 126. VANPARIJS O. , DESPLENTER L. , MARSBOOM R.**
 Efficacy of diclazuril in the control of intestinal coccidiosis in rabbits.
Vet. Parasitol. 1989, 34, 185-190.
- 127. VAN PRAAG E.**
Dermatoxys veligera. [en ligne]. Genève : MediRabbit.com. 2009. Disponible sur : http://www.medirabbit.com/EN/GI_diseases/Parasitic_diseases/dermatoxys.htm [consulté le 18 juin 2016]
- 128. VAN PRAAG E.**
Nematodirus leporis. [en ligne]. Genève : MediRabbit.com. 2009. Disponible sur : http://www.medirabbit.com/EN/GI_diseases/Parasitic_diseases/Nema/Nematodir_en.htm [consulté le 18 juin 2016]
- 129. VAN PRAAG E.**
Passalurus ambiguus. [en ligne]. Genève : MediRabbit.com. 2009. Disponible sur : http://www.medirabbit.com/EN/GI_diseases/Parasitic_diseases/Pass/Pass_en.htm [consulté le 18 juin 2016]
- 130. VAN PRAAG E.**
Trichostrongylus sp. [en ligne]. Genève : MediRabbit.com. 2009. Disponible sur : http://www.medirabbit.com/EN/GI_diseases/Parasitic_diseases/Tricho/Tricho_en.htm [consulté le 18 juin 2016]
- 131. VARGA M.**
 Therapeutics.
 In : Textbook of rabbit medicine. Second edition. London : Elsevier. 2014. 137-177.
- 132. VARGA M.**
 Infectious Diseases of Domestic Rabbits.
 In : Textbook of rabbit medicine. 2nd edition. London : Elsevier. 2014, 435-471.

133. VETTERLING J.M.

Protozoan parasites.

In : WAGNER J.E., MANNING P.J. The biology of the guinea pig. New York : Academic Press, 1976, 163-196.

134. VETTERLING J.M. , JERVIS H.R. , MERRILL T.G. , SPRINZ H.

Cryptosporidium wairi sp. n. from the guinea pig *Cavia porcellus*, with an emendation of the genus.
J. Protozool. 1971, 18 , 243-247.

135. VILCHEZ G.O. , ZAVARSE F.

Presencia del *Dermatoxys veligera* (Rudolphi, 1819) en conejo de monte (*Sylvilagus floridanus*) des Estado Zulia.

Kasmera. 1985, 13, 109-117.

136. VILLENEUVE A.

Les parasites des bovins. Fiches parasitaires.[En ligne]. Saint Hyacinthe : Faculté de médecine vétérinaire, 2013, 20p.

Disponible

sur :

<http://www.medvet.umontreal.ca/servicediagnostic/parasitologie/PDF/Parasites%20du%20bovin.pdf> [consulté le 15 juin 2016]

137. WATKINS A.R.J., SLOCOMBE J.O.D. , FERNANDO M.A.

The effects of single and multiple doses of Thiabendazole on growing and arrested stages of the rabbit stomach worm *Obeliscooides cuniculi*.

Vet. Parasitol. 1984 , 16, 295-302.

138. WESCOTT R.B.

Helminth Parasites.

In : WAGNER J.E., MANNING P.J. The biology of the guinea pig. New York : Academic Press, 1976, 197-200.

139. ZAJACA.M. ,CONBOY G.A.

Fecal examination for the diagnosis of parasitism

In : Veterinary clinical parasitology. 8th edition. Ames : Wiley-Blackwell. 2012, 3-170.

140. ZHANG W. , SHEN Y. , WANG R. , LIU A. ,LING H. , LI Y. , CAO J. , ZHANG X. , SHU J. , ZHANG L.

Cryptosporidium cuniculus and *Giardia duodenalis* in rabbits: genetic diversity and possible zoonotic transmission.

PLoS One. 2012, 7, 1-5.

ANNEXES

ANNEXE 1 : TAXONOMIE DES PARASITES DIGESTIFS DU LAPIN ^[123]

Règne	Phylum	Classe	Ordre	Famille	Genre	Espèce	
Animalia	Nematoda	<i>Adenophorea</i>	<i>Enoplida</i>	<i>Trichuridae</i>	<i>Trichuris</i>	<i>Trichuris leporis</i>	
		<i>Secernentea</i>	<i>Oxyurida</i>	<i>Oxyuridae</i>	<i>Dermatoxys</i>	<i>Dermatoxys veligera</i>	
					<i>Passalurus</i>	<i>Passalurus ambiguus</i> <i>Passalurus nonannulatus</i>	
			<i>Rhabditida</i>	<i>Strongyloididae</i>	<i>Strongyloides</i>	<i>Strongyloides papillosus</i>	
			<i>Strongylida</i>	<i>Molineidae</i>	<i>Nematodirus</i>	<i>Nematodirus leporis</i>	
				<i>Trichostrongylidae</i>	<i>Graphidium</i>	<i>Graphidium strigosum</i>	
					<i>Obeliscoides</i>	<i>Obeliscoides cuniculi</i>	
		<i>Trichostrongylus</i>			<i>Trichostrongylus affinus</i> <i>Trichostrongylus axei</i> <i>Trichostrongylus calcaratus</i> <i>Trichostrongylus colubriformis</i> <i>Trichostrongylus retortaeformis</i> <i>Trichostrongylus vitrinus</i>		
		Platyhelminthes	<i>Cestoda</i>	<i>Cyclophyllidea</i>	<i>Anoplocephalidae</i>	<i>Andrya</i>	<i>Andrya cuniculi</i>
						<i>Cittotaenia</i>	<i>Cittotaenia ctenoides</i> <i>Cittotaenia denticulata</i> <i>Cittotaenia pectinata</i> <i>Cittotaenia variabilis</i>
	<i>Monoecocestus</i>					<i>Monoecocestus americana</i>	
	<i>Mosgovoyia</i>					<i>Mosgovoyia perplexa</i>	
	<i>Paranoplocephala</i>					<i>Paranoplocephala cuniculi</i>	
	<i>Trematoda</i>		<i>Echinostomatida</i>	<i>Fasciolidae</i>	<i>Fasciola</i>	<i>Fasciola gigantica</i> <i>Fasciola hepatica</i>	
		<i>Plagiorchida</i>	<i>Dicrocoeliidae</i>	<i>Dicrocoelium</i>	<i>Dicrocoelium lanceolatum</i>		

Règne	Phylum	Classe	Ordre	Famille	Genre	Espèce
Protozoa	<i>Amoebozoa</i>	<i>Archamoeba</i>	<i>Amoebida</i>	<i>Entamoebidae</i>	<i>Entamoeba</i>	<i>Entamoeba cuciculi</i>
	<i>Apicomplexa</i>	<i>Conoidasida</i>	<i>Eucoccidiorida</i>	<i>Cryptosporidiidae</i>	<i>Cryptosporidium</i>	<i>Cryptosporidium cuniculus</i>
				<i>Eimeriidae</i>	<i>Eimeria</i>	<i>Eimeria coecicola</i> <i>Eimeria exigua</i> <i>Eimeria flavescens</i> <i>Eimeria intestinalis</i> <i>Eimeria irresidua</i> <i>Eimeria magna</i> <i>Eimeria media</i> <i>Eimeria matsubayashi</i> <i>Eimeria nagpurensis</i> <i>Eimeria oryctolagi</i> <i>Eimeria perforans</i> <i>Eimeria piriformis</i> <i>Eimeria roobroucki</i> <i>Eimeria vej dovskyi</i>
	<i>Fornicata</i>	<i>Retortamonadea</i>	<i>Retortamonadida</i>	<i>Retortamonadorididae</i>	<i>Chilomastix</i>	<i>Chilomastix cuniculi</i>
					<i>Retortamonas</i>	<i>Retortamonas cuniculi</i>
		<i>Trepamonadea</i>	<i>Diplomonadida</i>	<i>Enteromonadidae</i>	<i>Enteromonas</i>	<i>Enteromonas sp.</i>
	<i>Metamonada</i>	<i>Trepomanadea</i>	<i>Giardiida</i>	<i>Giardiidae</i>	<i>Giardia</i>	<i>Giardia assemblage B</i>
	<i>Parabasalia</i>	<i>Trichomonadea</i>	<i>Trichomonadida</i>	<i>Monocercomonadidae</i>	<i>Monocercomonas</i>	<i>Monocercomonas cuniculi</i>

ANNEXE 2 : TAXONOMIE DES PARASITES DIGESTIFS DU COBAYE [123], [83]

Règne	Phylum	Classe	Ordre	Famille	Genre	Espèce
Animalia	Nematoda	Adenophorea	Enoplida	Trichuridae	Trichuris	<i>Trichuris gracilis</i>
		Secernentea	Oxyurida	Aspidoderidae	Paraspidodera	<i>Paraspidodera uncinata</i>
	Platyhelminthes	Cestoda	Cyclophyllidea	Hymenolepididae	Rodentolepis	<i>Rodentolepis diminuta</i> <i>Rodentolepis nana</i>
		Trematoda	Echinostomatida	Fasciolidae	Fasciola	<i>Fasciola gigantica</i> <i>Fasciola hepatica</i>
Chromista	Mizozoa	Apicomonadea	Colpodellida		Colpodella	<i>Colpodella edax</i>
Protozoa	Amoebozoa	Archamoeba	Amoebida	Entamoebidae	Entamoeba	<i>Entamoeba caviae</i>
					Endolimax	<i>Endolimax caviae</i>
	Apicomplexa	Conoidasida	Eucoccidiorida	Cryptosporidiidae	Cryptosporidium	<i>Cryptosporidium wrairi</i>
				Eimeriidae	Eimeria	<i>Eimeria caviae</i>
	Ciliophora	Litostomatea	Entodiniomorphida	Buetschliidae	Kopperia	<i>Kopperia intestinale</i>
			Trichostomatorida	Balantidiidae	Balantidium	<i>Balantidium caviae</i>
			Vestibuliferida	Paraisotrichidae	Enterophrya	<i>Enterophrya elongata</i>
				Protocaviellidae	Protocaviella	<i>Protocaviella acuminata</i>
	Phyllopharyngea	Evaginogenida	Cyathodiniidae	Cyathodinium	<i>Cyathodinium sp</i>	
	Fornicata	Retortamonadea	Retortamonadida	Retortamonadorididae	Retortamonas	<i>Retortamonas caviae</i>
		Trepamonadea	Diplomonadida	Hexamitidae	Caviomonas	<i>Caviomonas mobilis</i>
				Enteromonadidae	Enteromonas	<i>Enteromonas caviae</i>
	Metamonada	Trepomanadea	Giardiida	Giardiidae	Giardia	<i>Giardia assemblage G</i>
	Parabasalia	Trichomonadea	Trichomonadida	Trichomonadidae	Tritrichomonas	<i>Tritrichomonas caviae</i>
				Monocercomonadidae	Monocercomonas	<i>Monocercomonas caviae</i> <i>Monocercomonas minuta</i> <i>Monocercomonas pistillum</i>
Chilomitus					<i>Chilomitus caviae</i> <i>Chilomitus conexus</i>	

Règne	Phylum	Classe	Ordre	Famille	Genre	Espèce
<i>Protozoa</i>	<i>Parabasalia</i>	<i>Trichomonadea</i>	<i>Honigbergiellida</i>	<i>Hexamastigidae</i>	<i>Hexamastix</i>	<i>Hexamastix caviae</i> <i>Hexamastix robustus</i>
			<i>Proteromonadida</i>	<i>Proteromonadidae</i>	<i>Proteromonas</i>	<i>Proteromonas brevifilia</i>
	<i>Preaxostyla</i>	<i>Anaeromonadea</i>	<i>Oxymonadida</i>	<i>Polymastigidae</i>	<i>Monocercomonoides</i>	<i>Monocercomonoides caviae</i> <i>Monocercomonoides wenrichi</i> <i>Monocercomonoides quadrifunilis</i> <i>Monocercomonoides exilis</i>

ANNEXE 3 : LISTE NON EXHAUSTIVE DE TRAITEMENTS ANTI-COCCIDIENS CHEZ LE LAPIN

Famille de molécules	Molécule	Posologie
Sulfamides	sulfadiméthoxine	75 mg/kg PO pdt 7 jours ^[100]
		15 mg/kg PO q12h pdt 10 jours ^[96]
		10-30 mg/kg PO q12h pdt 10-20 jours ^[125]
		100 mg/kg pdt 10 jours ou 3 jours-arrêt 7 jours -3 jours ^[32]
		0.05% dans eau de boisson pdt 6 jours ^[32]
		50 mg/kg PO le 1 ^{er} jour, puis 25 mg/kg pendant 10 à 20 jours ^{[26], [109]}
		30-100 mg/kg PO 2x/j pdt 5 à 8 jours ^[109]
		37-60 mg/kg pdt 5-10 jours ^[73]
	sulfaméthoxazole	15-30 mg/kg PO ou SC q12h ^[125]
	Sulfamérazine = sulfadimidine	0.02% dans eau de boisson ^[100]
		100 mg/kg PO ^{[26], [59]}
		50 mg/kg PO pdt 5 jours ^[12]
		100–233 mg/L dans eau de boisson ^[131]
		100 mg/kg PO pdt 3 à 5 jours ^[73]
sulfaquinoxaline	0.05% dans eau de boisson ^[100]	
	0.03% dans la nourriture ^[100]	
	1mg/mL eau de boisson pdt 4-14 jours ^{[26], [82], [125]}	
	50 mg/kg PO pdt 5 jours ^[12]	
Sulfamidine	150-180 mg/kg pdt 3 jours dans eau de boisson ^[73]	
Sulfamidine + sulfaquinoxaline	27.6 mg/kg sulfamidine + 8.4 mg/kg sulfaquinoxaline ^[73]	
Triméthoprime et sulfamide	Triméthoprime et sulfamide	20-30 mg/kg PO pdt 15 à 20 jours ^[109]
	Triméthoprime + sulfadiméthoxine	11.6- 37.5 mg/kg de sulfadiméthoxine + 4-10 mg/kg de triméthoprime pdt 5 jours ^[73]
Triazines	toltrazuril	25-50 ppm dans eau de boisson pdt 2 à 5 jours, à renouveler 5 jours plus tard ^{[82], [109], [131]}
		2.5-10 mg/kg PO 1-2 jours ^{[26], [125]}
	diclazuril	1 ppm dans l'alimentation pendant 21 jours ^[126]
		4 mg/kg PO, SC ^{[26], [98]}
Autres	salinomycine	25-50 ppm dans l'alimentation pdt 5 semaines ^[116]
	Maduramycine	2-3 ppm pdt 5 semaines ^[116]
	lasalocide	90-125 ppm pdt 5 semaines ^{[26], [116]}
	monensin	20 ppm pdt 5 semaines ^[116]
	Décoquinate	62.5 ppm dans l'alimentation ^{[26], [63]} 60-200 ppm ^[88]

(en gras ceux avec AMM en France)



Ministère de l'Agriculture, de l'Alimentation, de la Pêche, de la Ruralité et de l'Aménagement du Territoire
Institut d'enseignement supérieur et de recherche
en alimentation, santé animale, sciences agronomiques et de l'environnement

Etude sur la prévalence du parasitisme digestif chez le lapin de compagnie et le cochon d'inde

Dans le cadre d'une thèse d'exercice vétérinaire, je réalise des analyses sur les selles de votre animal pour identifier les parasites digestifs éventuellement présents. Ce questionnaire a pour objectif de rassembler les éléments de commémoratifs et l'anamnèse indispensables à l'interprétation des résultats.
Merci de votre participation !

I. Commémoratifs

Propriétaire :

Nom (au moins les 3 premières lettres) : Commune de résidence :

Animal :

Nom :

Espèce : Lapin Cochon d'Inde

Sexe : Femelle Male

Stérilisé/castré : Oui Non

Age :

Origine : Animalerie Elevage Particulier Autre :

Environnement de l'animal :

Mode de vie : Intérieur Si oui : Cage En liberté Mixte
Accès à l'extérieur Si oui : Jardin Balcon

Autres animaux : Chien (s) Chat (s) Lapin (s) Cobaye (s) Autre :

Litière : paille litière minérale litière "caillou" autres :

Fréquence de nettoyage de la litière : 1x/jour plusieurs fois/semaine 1x/semaine moins

Alimentation : (cocher toutes les cases qui correspondent)

Foin

Végétaux frais Lavés? Oui Non

Herbe

Aliment en granulés Cet aliment contient-il des graines Oui Non

Friandises

Autres précisez :

(Partie à remplir par le vétérinaire)

II. Anamnèse

Le propriétaire rapporte-t-il un changement alimentaire récent (dans la semaine qui précède la visite)

Oui Non

Traitement antiparasitaire interne : spécialité (nom déposé du produit) :
dernière administration : __ / ____

Motif de la consultation :

Vaccinale Autre (préciser) :

Symptômes particuliers rapportés :

	Oui	Non	?
Diarrhée	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Déshydratation	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Anorexie	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Amaigrissement	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Ballonnements / Abdomen dilaté	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Anémie	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Prurit et/ou dépilations anales	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>

Durée d'évolution des symptômes :

Heures Jours Semaines - Mois

Suspicion de parasitisme digestif ? : Oui Non

Remarques : (anamnèse, analyses coproscopiques déjà effectuées, examen clinique, ...)

.....
.....
.....
.....
.....



VetAgro Sup
Campus Vétérinaire
de Lyon

Ministère de l'Agriculture, de l'Alimentation, de la Pêche, de la Ruralité et de l'Aménagement du Territoire

Institut d'enseignement supérieur et de recherche
en alimentation, santé animale, sciences agronomiques et de l'environnement

Étude sur la prévalence du parasitisme digestif chez le lapin de compagnie et le cochon d'inde

III. Prélèvement / résultats

Date de prélèvement : __ / __ / ____

Echantillon n° :

A

Nom et signature du vétérinaire

Tampon de la clinique

(Cadre réservé au laboratoire)

Présence d'éléments parasitaires visibles à l'œil nu

Aspect macroscopique des selles :

.....
.....
.....
.....

Résultats des analyses :

RAUNIER Annabelle

Etude du parasitisme digestif par coproscopie chez le lapin et le cobaye de compagnie : enquête dans 10 clientèles vétérinaires françaises

Thèse d'Etat de Doctorat Vétérinaire : Lyon, le 16 décembre 2016

RESUME :

Le lapin domestique *Oryctolagus cuniculus* et le cobaye *Cavia porcellus* occupent une place non négligeable au sein des foyers français. Ils peuvent être affectés par du parasitisme digestif ; ce dernier a été beaucoup étudié dans la filière de production chair. Toutefois le mode de vie et les conditions d'élevage entre un animal de production et un animal de compagnie sont très différents et sont susceptibles d'influencer considérablement le risque de transmission des parasites.

La première partie de ce travail présente une revue des parasites digestifs détectables par coproscopie pour chacune des espèces étudiées, les répercussions cliniques et les moyens de lutte. La seconde partie présente les résultats d'une étude visant à évaluer la prévalence du parasitisme chez le lapin et le cobaye de compagnie en France dans le but de mieux comprendre la place que ce parasitisme occupe dans la pathologie de ces espèces.

Cette étude a inclus un total de 24 cobayes et 81 lapins de compagnie issus de 10 structures vétérinaires françaises. La prévalence des parasites digestifs, toutes espèces confondues, a été évaluée à 4,2% chez le cobaye, avec une seule espèce détectée (*Eimeria caviae*), et à 24,7% chez le lapin. Les parasites du lapin identifiés le plus fréquemment ont été des coccidies (19,7%). Des nématodes ont été détectés sur 7,4% des lapins, avec la présence de *Trichuris leporis*, *Passalurus ambiguus* et de strongles digestifs.

MOTS CLES :

- Parasitisme
- Appareil digestif
- Lapin
- Cochon d'Inde
- Diagnostic biologique
- Fèces

JURY :

Président : Monsieur le Professeur MONNEUSE Olivier
1er Assesseur : Madame le Docteur RENE-MARTELLET Magalie
2ème Assesseur : Madame le Docteur CALLAIT-CARDINAL Marie-Pierre

DATE DE SOUTENANCE : 16 décembre 2016

ADRESSE DE L'AUTEUR :

71 rue des chalands
38630 CORBELIN