



HAL
open science

Parasitisme digestif chez le cochon d'Inde : enquête épidémiologique et coproscopique

Marion Turk

► **To cite this version:**

Marion Turk. Parasitisme digestif chez le cochon d'Inde : enquête épidémiologique et coproscopique. Médecine vétérinaire et santé animale. 2020. dumas-04779994

HAL Id: dumas-04779994

<https://dumas.ccsd.cnrs.fr/dumas-04779994v1>

Submitted on 13 Nov 2024

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

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

Copyright

Année 2020

PARASITISME DIGESTIF CHEZ LE COCHON D'INDE : ENQUÊTE ÉPIDÉMIOLOGIQUE ET COPROSCOPIQUE

THÈSE

pour obtenir le diplôme d'État de

DOCTEUR VÉTÉRINAIRE

présentée et soutenue publiquement devant

La Faculté de Médecine de Créteil (UPEC)

le 16 Juillet 2020

par

Marion TURK

sous la co-direction de

Radu BLAGA et Charly PIGNON

Président du jury : M. Nicolas DE PROST

1^{er} Assesseur : M. Radu BLAGA

2nd Assesseur : M. Pascal ARNÉ

Professeur à la Faculté de Médecine de CRÉTEIL

Maître de Conférences à l'EnvA

Maître de Conférences à l'EnvA

Liste des membres du corps enseignant



Directeur : Pr Christophe Degueurce
 Directeur des formations : Pr Henry Chateau
 Directrice de la scolarité et de la vie étudiante : Dr Catherine Colmin
 Directeurs honoraires : MM. les Professeurs C. Pilet, B. Toma, A.-L. Parodi, R. Moraillon, J.-P. Cotard, J.-P. Mialot & M. Gogny

Département d'Élevage et de Pathologie des Équidés et des Carnivores (DEPEC) Chef du département : Pr Grandjean Dominique - Adjoint : Pr Blot Stéphane

<p>Unité pédagogique d'anesthésie, réanimation, urgences, soins intensifs</p> <ul style="list-style-type: none"> - Dr Fernandez Parra Rocio, Maître de conférences associée - Pr Verwaerde Patrick* <p>Unité pédagogique de clinique équine</p> <ul style="list-style-type: none"> - Pr Audigé Fabrice - Dr Bertoni Léila, Maître de conférences - Dr Bourzac Céline, Chargée d'enseignement contractuelle - Dr Coudry Virginie, Praticien hospitalier - Pr Denoix Jean-Marie - Dr Giraudet Aude, Praticien hospitalier - Dr Jacquet Sandrine, Praticien hospitalier - Dr Maspouhès-Rivière Céline, Praticien hospitalier* - Dr Moiroud Claire, Praticien hospitalier - Dr Tanquerel Ludovic, Chargé d'enseignement contractuel <p>Unité pédagogique de médecine et imagerie médicale</p> <ul style="list-style-type: none"> - Dr Bencheikroun Ghita, Maître de conférences - Pr Blot Stéphane* - Dr Canonne-Guilbert Morgane, Maître de conférences - Dr Freiche-Legros Valérie, Praticien hospitalier - Dr Maurey-Guénec Christelle, Maître de conférences 	<p>Unité pédagogique de médecine de l'élevage et du sport</p> <ul style="list-style-type: none"> - Dr Cabrera Gonzales Joaquin, Chargé d'enseignement contractuel - Dr Fontbonne Alain, Maître de conférences - Pr Grandjean Dominique* - Dr Hoummady Sara, Chargée d'enseignement contractuelle - Dr Maenhoudt Cindy, Praticien hospitalier - Dr Nudelmann Nicolas, Maître de conférences - Dr Ribeiro dos Santos Natalia, Praticien hospitalier <p>Unité pédagogique de pathologie chirurgicale</p> <ul style="list-style-type: none"> - Dr Decambon Adeline, Maître de conférences - Pr Fayolle Pascal - Dr Manassero Mathieu, Maître de conférences - Pr Viataux-Duval Véronique* <p>Discipline : cardiologie</p> <ul style="list-style-type: none"> - Pr Chetboul Valérie - Dr Saponaro Vittorio, Praticien hospitalier <p>Discipline : ophtalmologie</p> <ul style="list-style-type: none"> - Dr Chahory Sabine, Maître de conférences <p>Discipline : nouveaux animaux de compagnie</p> <ul style="list-style-type: none"> - Dr Pignon Charty, Praticien hospitalier - Dr Volait Laetitia, Praticien hospitalier
--	--

Département des Productions Animales et de Santé Publique (DPASP) Chef du département : Pr Millemann Yves - Adjoint : Pr Dufour Barbara

<p>Unité pédagogique d'hygiène, qualité et sécurité des aliments</p> <ul style="list-style-type: none"> - Dr Bolnot François, Maître de conférences - Pr Cartier Vincent - Dr Gauthier Michel, Maître de conférences associé - Dr Mîmet Narjes, Chargée d'enseignement contractuelle <p>Unité pédagogique de maladies règlementées, zoonoses et épidémiologie</p> <ul style="list-style-type: none"> - Dr Crozet Guillaume, Chargé d'enseignement contractuel - Pr Dufour Barbara - Pr Haddad/Hoang-Xuan Nadia - Dr Rivière Julie, Maître de conférences <p>Unité pédagogique de pathologie des animaux de production</p> <ul style="list-style-type: none"> - Pr Adjou Karim - Dr Belbis Guillaume, Maître de conférences* - Dr Delsart Maxime, Maître de conférences associé - Pr Millemann Yves - Dr Plassard Vincent, Praticien hospitalier - Dr Ravary-Plumioën Béragère, Maître de conférences 	<p>Unité pédagogique de reproduction animale</p> <ul style="list-style-type: none"> - Dr Constant Fabienne, Maître de conférences* - Dr Denis Marine, Chargée d'enseignement contractuelle - Dr Desbois Christophe, Maître de conférences (rattaché au DEPEC) - Dr Mauffré Vincent, Maître de conférences <p>Unité pédagogique de zootechnie, économie rurale</p> <ul style="list-style-type: none"> - Dr Arné Pascal, Maître de conférences - Dr Barassin Isabelle, Maître de conférences - Pr Bossé Philippe* - Dr De Paula Reis Alline, Maître de conférences - Pr Grimard-Ballif Bénédicte - Pr Ponter Andrew <p>Rattachée DPASP</p> <ul style="list-style-type: none"> - Dr Wolgust Valérie, Praticien hospitalier
---	---

Département des Sciences Biologiques et Pharmaceutiques (DSBP) Chef du département : Pr Desquilbet Loïc - Adjoint : Pr Pilot-Storck Fanny

<p>Unité pédagogique d'anatomie des animaux domestiques</p> <ul style="list-style-type: none"> - Dr Boissady Emilie, Chargée d'enseignement contractuelle - Pr Chateau Henry - Pr Crevier-Denoix Nathalie - Pr Robert Céline* <p>Unité pédagogique de bactériologie, immunologie, virologie</p> <ul style="list-style-type: none"> - Pr Boulouis Henri-Jean - Pr Eloï Marc - Dr Lagrée Anne-Claire, Maître de conférences - Pr Le Poder Sophie - Dr Le Roux Delphine, Maître de conférences* <p>Unité pédagogique de biochimie, biologie clinique</p> <ul style="list-style-type: none"> - Pr Bellier Sylvain* - Dr Deshuillers Pierre, Maître de conférences - Dr Lagrange Isabelle, Praticien hospitalier <p>Unité pédagogique d'histologie, anatomie pathologique</p> <ul style="list-style-type: none"> - Dr Cordonnier-Lefort Nathalie, Maître de conférences - Pr Fontaine Jean-Jacques - Dr Laloy Eve, Maître de conférences - Dr Reyes-Gomez Edouard, Maître de conférences* <p>Unité pédagogique de management, communication, outils scientifiques</p> <ul style="list-style-type: none"> - Mme Conan Muriel, Professeur certifié (Anglais) - Pr Desquilbet Loïc, (Biostatistique, Epidémiologie) - Dr Legrand Chantal, Maître de conférences associée - Dr Marnignac Geneviève, Maître de conférences* - Dr Rose Hélène, Maître de conférences associée 	<p>Unité de parasitologie, maladies parasitaires, dermatologie</p> <ul style="list-style-type: none"> - Dr Blaga Radu, Maître de conférences (rattaché au DPASP) - Dr Briand Amaury, Assistant d'Enseignement et de Recherche Contractuel (rattaché au DEPEC) - Dr Cochet-Faivre Noëlle, Praticien hospitalier (rattachée au DEPEC) - Pr Guillot Jacques* - Dr Polack Bruno, Maître de conférences - Dr Risco-Castillo Veronica, Maître de conférences <p>Unité pédagogique de pharmacie et toxicologie</p> <ul style="list-style-type: none"> - Dr Kohlhauer Matthias, Maître de conférences - Dr Perrot Sébastien, Maître de conférences* - Pr Tissier Renaud <p>Unité pédagogique de physiologie, éthologie, génétique</p> <ul style="list-style-type: none"> - Dr Chevallier Lucie, Maître de conférences (Génétique) - Dr Crépeaux Guillemette, Maître de conférences (Physiologie, Pharmacologie) - Pr Gilbert Caroline (Ethologie) - Pr Pilot-Storck Fanny (Physiologie, Pharmacologie) - Pr Tiret Laurent (Physiologie, Pharmacologie)* - Dr Titeux Emmanuelle (Ethologie), Praticien hospitalier <p>Discipline : éducation physique et sportive</p> <ul style="list-style-type: none"> - M. Philips Pascal, Professeur certifié
--	--

* responsable d'unité pédagogique

Professeurs émérites : Pr Combrisson Hélène, Pr Enriquez Brigitte, Pr Panthier Jean-Jacques, Pr Paragon Bernard.

Remerciements

Au professeur de la Faculté de Médecine de Créteil.

Qui m'a fait l'honneur de présider mon jury de thèse.

Hommage respectueux.

Au Dr. Radu BLAGA, mon directeur de thèse,

Qui m'a fait découvrir le vaste monde de la parasitologie et qui a créé ce sujet de thèse en l'adaptant à mes deux passions que sont la parasitologie et les cochons d'Inde. Je vous remercie pour avoir encadré cette thèse, pour m'avoir aidé à construire le protocole de cette étude, pour m'avoir appris à réaliser des coproscopies par milliers ainsi que pour votre disponibilité et vos corrections complètes et très instructives.

Sincères remerciements.

Au Dr. Charly Pignon, mon co-directeur de thèse mais surtout mon mentor,

Qui a toujours été mon idéal de carrière à atteindre et qui a toujours su me conseiller pour mes stages et ma formation NAC dès mon entrée à l'école. Qui m'a aidé à établir le protocole de ma thèse, à la corriger et à l'améliorer.

Sincères remerciements.

Au Dr. Pascal Arné, mon assesseur de thèse,

Pour avoir relu mon travail plus vite que l'éclair en apportant des corrections pour parfaire cette étude. À vous qui m'avez formé au CEDAF pour réaliser mes premiers gestes techniques vétérinaires sur la faune sauvage que j'affectionne tant.

Sincères remerciements.

À l'ESCCAP,

Pour m'avoir aidé à financer cette étude *via* l'achat de timbres par centaines, sans qui je n'aurais jamais pu recruter autant d'individus dans cette thèse.

Sincères remerciements.

À toute l'équipe du laboratoire de parasitologie de l'ENVA,

Pour m'avoir ouvert leurs portes et m'avoir permis de réaliser ces quelques centaines de coproscopies durant ces 15 mois de labeurs.

Sincères remerciements.

À tous les propriétaires de cochons d'Inde de France, de Belgique et de Suisse,

Pour votre grand intérêt au sujet de mon étude et pour m'avoir envoyé les fèces de vos cochons d'Inde tout au long d'une année.

Sincères remerciements.

À mes parents, mon frère, ma sœur et mes trois adorables cochons d'Inde,

Merci pour avoir toujours été là, pour me soutenir et me conseiller lorsque j'ai dû faire des choix décisifs durant ces 24 premières années. De m'avoir réconfortée aux moments les plus bas, et d'avoir partagé ma joie dans les moments de bonheur.

C'est grâce à vous que j'en suis là aujourd'hui.

Table des matières

Liste des figures.....	5
Liste des tableaux	7
Liste des abréviations.....	9
Introduction	11
Première partie : étude bibliographique sur la zootechnie et la pathologie du cochon d'Inde	13
1. Classification systématique du cochon d'Inde	13
2. De multiples noms en Français	13
3. Comportement	14
4. Logement	14
5. Alimentation	16
6. Reproduction.....	17
7. Population de cobaye en France	20
8. Pathologie digestive chez le cobaye.....	21
A. Entérotoxémies	21
B. Entérite bactérienne	21
a. Salmonelloses.....	21
b. Maladie de Tyzzer.....	22
c. Hyperplasie intestinale adénomateuse	23
d. Autres entérites bactériennes	23
C. Entérite fongique	24
D. Entérites virales.....	24
E. Entérites parasitaires	24
a. Protozooses.....	25
i. Coccidiose à Eimeria	25
ii. Cryptosporidiose.....	27
iii. Giardiose	28
iv. Tritrichomonose	30
v. Chilomastixose	30
vi. Amoebose.....	31
vii. Balantidiose	32
b. Nématodoses.....	32
i. Paraspidoderose.....	32
ii. Trichurose.....	34
c. Plathelminthoses.....	35
i. Cestodoses.....	35
ii. Trématodoses.....	37
F. Entérites non-infectieuses.....	40
a. Hypovitaminose	40
b. Impaction du sac périméal	40
c. Stase digestive.....	40
d. Dilatation et/ou torsion de l'estomac	42
9. Diagnostic des parasitoses digestives.....	44
A. Diagnostic coproscopique.....	44
i. Méthodes	44
ii. Parasites décelables par la coproscopie.....	44
iii. Récolte et transport du prélèvement	44
iv. Techniques de coproscopie	45
10. Traitement des parasites digestifs du cobaye	52

A. Absence d'AMM d'antifongiques et d'antiparasitaires interne et externe chez le cochon d'Inde	52
B. Antiparasitaires internes recommandés pour le cochon d'Inde (hors AMM)	52
i. Curatif	52
ii. Prévention (ESCCAP, 2018).....	53
Deuxième partie : étude expérimentale : enquête épidémiologique et coproscopique sur le parasitisme digestif du cobaye	55
1. Introduction	55
2. Objectifs	55
3. Matériels et méthodes	56
A. Les animaux et leurs propriétaires.....	56
B. Le questionnaire.....	58
i. Adresses de contact du propriétaire	58
ii. Identité du cobaye.....	58
iii. Logement du cobaye	59
iv. Contact interspécifique	59
v. Alimentation du cobaye.....	59
vi. Vermifugation et antécédent médical du cobaye	59
vii. Choix de la méthode d'envoi du prélèvement	60
C. Les prélèvements.....	60
D. Les analyses	61
i. Analyse coproscopique.....	61
ii. Analyse statistique.....	61
4. Résultats	62
A. Résultats sur le questionnaire.....	62
i. Choix du mode d'envoi des pots à prélèvements	62
ii. Distribution des cochons d'Inde en fonction de leur sexe	63
iii. Distribution des cochons d'Inde en fonction de leur statut reproducteur.....	64
iv. Distribution des cochons d'Inde en fonction de leur âge.....	65
v. Distribution des cochons d'Inde en fonction de leurs origines	66
vi. Diversités des races des cochons d'Inde de l'étude	67
vii. Diversité des contacts des cochons d'Inde inclus dans l'étude.....	68
viii. Milieu de vie des cochons d'Inde inclus dans l'étude.....	70
ix. Régime alimentaire des cochons d'Inde inclus dans l'étude.....	74
x. Troubles digestifs chez les cochons d'Inde étudiés	80
xi. Vermifugation (tableau 6, figures 39 et 40).....	81
B. Résultats des coproscopies	83
i. Observance du protocole (figure 41).....	83
ii. Types de parasites retrouvés et intensité de l'infestation.....	84
iii. Recherche de facteur de risque	86
5. Discussion.....	92
A. Recrutement des cochons d'Inde :	92
B. Création et remplissage du questionnaire :	92
C. Méthode de prélèvement :	93
D. Méthode d'envoi :	93
E. Délai d'analyse :	93
F. Méthode d'analyse :	93
G. Les résultats apportés par le questionnaire	94
i. Distribution des cochons d'Inde en fonction de leur sexe	94
ii. Distribution des cochons d'Inde en fonction de leur statut reproducteur.....	94
iii. Distribution des cochons d'Inde en fonction de leur âge.....	95
iv. Distribution des cochons d'Inde en fonction de leurs origines	95
v. Diversités des races des cochons d'Inde de l'étude	95
vi. Diversité des contacts des cochons d'Inde inclus dans l'étude.....	96
vii. Milieu de vie des cochons d'Inde inclus dans l'étude.....	97
viii. Régime alimentaire des cochons d'Inde inclus dans l'étude.....	98

ix.	Statut sanitaire des cochons d'Inde étudiés.....	99
x.	Vermifugation.....	99
H. Les résultats des coproscopies.....		100
i.	Importance du nombre de perdus de vue tout au long du protocole.....	100
ii.	Coproscopies positives :	101
iii.	Diversité des parasites identifiés :.....	102
iv.	Saisonnalité :	104
v.	Vermifugation :.....	105
vi.	Contact avec d'autres animaux d'espèces différentes :	106
vii.	Accès extérieur :	107
viii.	Effet de l'hygiène des fruits et légumes sur le parasitisme :	108
ix.	Effet de l'origine des fruits et légumes consommés sur le parasitisme :.....	108
Conclusion.....		111
Liste des références bibliographiques		113
Annexe 1 : Diagnostic différentiel des diarrhées chez le cobaye (Fuss, 2002).....		119
Annexe 2 : Localisation des principaux parasites dans les voies digestives du cobaye (Fuss, 2002).....		121
Annexe 3 : Feuille de demande d'analyse Scanelis PCR pour chien.....		123
Annexe 4 : Appel à candidature pour les prélèvements.....		124
Annexe 5 : Questionnaire de recrutement.....		125
Annexe 6 : Instructions pour réaliser le prélèvement de fèces.....		132
Annexe 7 : Parasites du lapin (ESCCAP, 2018).....		133

Liste des figures

Figure 1 : Photos illustrant le sexe d'une femelle entière cochon d'Inde (A) et d'un mâle castré cochon d'Inde (B).....	18
Figure 2 : Diagramme montrant le nombre (en millions) des différents animaux domestiques présents dans les foyers français (FACCO, 2016)	20
Figure 3 : Ookyste d' <i>Eimeria caviae</i> (Raunier, 2016) (1 cm correspond à 1,5 µm)	27
Figure 4 : Schéma montrant un trophozoïte de <i>Giardia duodenalis</i> (Fuss, 2002) (1 cm correspond à 1 µm).....	29
Figure 5 : Schéma montrant les différentes parties d'un <i>Trichomonas spp.</i> (Fuss, 2002) (1 cm correspond à 10 µm)	30
Figure 6 : Schéma de trophozoïte de <i>Chilomastix mesnili</i> (très ressemblant à <i>Chilomastix intestinalis</i> et <i>Chilomastix wenrichi</i>) (Saghrouni ; 2010) (1 cm correspond à 4 µm)	31
Figure 7 : Schéma d' <i>Entamoeba cavia</i> (Pichard, 1990)	31
Figure 8 : Visualisation d'un kyste de <i>Balantidium coli</i> par coproscopie (Georgi, 1980) (1 cm correspond à 10 µm)	32
Figure 9 : Photographie montrant un œuf de <i>Paraspidodera uncinata</i> au cours d'une coproscopie (Fuss, 2002) (1 cm correspond à 10 µm).....	34
Figure 10 : Photographie montrant des vers adultes de <i>Paraspidodera uncinata</i> (Fuss, 2002) (1cm correspond à 10 mm)	34
Figure 11 : Photographies d'un oeuf de <i>Hymenolepis diminuta</i> en (1) et <i>Hymenolepis nana</i> en (2) obtenues par coproscopie (Zajaca, 2009)	35
Figure 12 : Photographie d'un œuf de <i>Fasciola hepatica</i> obtenu par coproscopie (Raunier, 2016) (1 cm correspond à 25 µm).....	37
Figure 13 : Radiographie de l'abdomen de profil d'un cobaye femelle montrant une stase stomacale (flèche en trait plein) et caecale (flèche en pointillé) (Minarikova <i>et al.</i> , 2015)	41
Figure 14 : Radiographie de l'abdomen de profil d'un cochon d'Inde mâle mettant en évidence une dilatation et une torsion de l'estomac. La flèche souligne la présence d'anses digestives situées crânialement à l'estomac ce qui confirme la torsion (Minarikova <i>et al.</i> , 2015).....	43
Figure 15 : Échelle de densité des œufs de parasites du cobaye (Beugnet, 2004).....	45
Figure 16 : Schéma et photographie d'une cellule de McMaster (Méthode de Mac Master, [http://alizarine.vetagrosup.fr/coproparasite/sommaire/techniques/analyse/mac_master.htm]	46
Figure 17 : Schéma montrant la technique de flottation semi-quantitative (Beugnet <i>et al.</i> , 2004) ..	46

Figure 18 : Les étapes de la réalisation pratique de la technique de sédimentation diphasique (Beugnet <i>et al.</i> , 2008).....	48
Figure 19 : Schéma illustrant la technique de Baermann (Beugnet <i>et al.</i> , 2004).....	49
Figure 20 : Photographie montrant un test SNAP® Giardia positif (Idexx, 2019)	51
Figure 21: Répartition du mode d'envoi des pots à prélèvements.....	62
Figure 22 : Répartition des cochons d'Inde en fonction de leur sexe	63
Figure 23 : Statut reproducteur des cochons d'Inde	64
Figure 24 : Répartition des cochons d'Inde en fonction de leur âge.....	65
Figure 25 : Origine du cochon d'Inde lors de son adoption	66
Figure 26 : Diversité des races des cochons d'Inde.....	67
Figure 27 : Proportion de cobayes vivant avec des congénères	68
Figure 28 : Nombre de cobayes vivant avec des animaux d'espèces différentes.....	69
Figure 29 : Diversité du milieu de vie des cochons d'Inde	70
Figure 30 : Fréquence de sorties du cochon d'Inde	71
Figure 31 : Lieu de sorties du cochon d'Inde	72
Figure 32 : Composition de la litière	72
Figure 33 : Hygiène de la litière	73
Figure 34 : Accessibilité à de l'herbe fraîche	74
Figure 35 : Consommation d'extrudés	75
Figure 36 : Bilan sur la diversité des types d'extrudés distribués	78
Figure 37 : Accessibilité et hygiène des légumes et fruits frais	79
Figure 38 : Présence de troubles digestifs dans l'historique de l'animal	80
Figure 39 : Proportion de propriétaire ayant déjà administré un antiparasitaire interne ainsi que leur fréquence	82
Figure 40 : Diversités des différents « antiparasitaires internes » administrés	82
Figure 41 : Suivi du protocole et observance des propriétaires.....	83
Figure 42 : Proportion de coproscopies positives	84
Figure 43 : Diversité et quantité des parasites retrouvés	85

Liste des tableaux

Tableau 1 : Tableau montrant les caractéristiques de la reproduction du cobaye (d'après Quinton, 2009 ; Keeble et Meredith, 2009).	19
Tableau 2 : Bilan des parasites digestifs du cobaye	38
Tableau 3 : Liste des pages Facebook® où le questionnaire a été partagé	57
Tableau 4 : Tableau montrant le nombre de cobayes consommant des mélanges de graines en fonction de la marque	76
Tableau 5 : Tableau montrant le nombre de cobayes consommant des granulés de même composition en fonction de la marque	77
Tableau 6 : Tableau montrant le nombre de cobayes ayant déjà reçu (ou croyant avoir reçu selon les propriétaires) une administration d'antiparasitaire en fonction de la molécule administrée.....	81
Tableau 7 : Tableau montrant le type de parasites retrouvés en fonction de leurs concentrations parmi les coproscopies positives	84
Tableau 8 : Association du parasitisme et de la saisonnalité chez les individus ayant suivi tout le protocole	86
Tableau 9 : Association du parasitisme et de la saisonnalité chez les individus ayant eu au moins une coproscopie	86
Tableau 10 : Association du parasitisme et de la saisonnalité chez les individus ayant eu au moins une coproscopie	87
Tableau 11 : Association du parasitisme et de la vermifugation chez les individus ayant eu au moins une coproscopie	87
Tableau 12 : Association du parasitisme et du contact avec d'autres animaux chez les individus ayant eu au moins une coproscopie	88
Tableau 13 : Association du parasitisme et du contact avec l'extérieur chez les individus ayant eu au moins une coproscopie.....	89
Tableau 14 : Association du parasitisme et de l'hygiène des végétaux consommés chez les individus ayant eu au moins une coproscopie	90
Tableau 15 : Association du parasitisme et de l'origine des végétaux consommés chez les individus ayant eu au moins une coproscopie	91
Tableau 16 : Tableau montrant les résultats d'enquête de prévalence du parasitisme digestif du cochon d'Inde de compagnie en Europe	103

Liste des abréviations

ADN : acide désoxyribonucléique

AMM : Autorisation de mise sur le marché

ANSES : Agence Nationale de Sécurité Sanitaire de l'alimentation, de l'Environnement et du travail

ASV : Auxiliaire Spécialisé Vétérinaire

°C : degré Celsius

CEDAF : Centre d'Accueil des animaux de la faune sauvage de Maisons-Alfort

cf : confer

CHUVA : Centre Hospitalier Universitaire Vétérinaire d'Alfort

EnvA : École nationale vétérinaire d'Alfort

envt : école nationale vétérinaire de Toulouse

ELISA : enzyme-linked immunosorbent assay (en français : méthode immuno-enzymatique)

ESCCAP : European Scientific Council Companion Animal Parasites (en français : conseil scientifique européen des parasites des animaux de compagnie)

FACCO : Fédération des Fabricants d'Aliments pour chiens, chats, oiseaux et autres animaux familiers

GABA : acide γ -aminobutyrique

GSA : *Giardia* Specific Antigen (en français : antigène spécifique de *Giardia*)

NAC : Nouvel animal de compagnie

opg : œuf par gramme

PCR : Polymerase Chain Reaction (en français : réaction de polymérisation en chaîne)

QR code ou en français code QR : Quick Response Code correspond à un type de code-barres que le téléphone portable reconnaît et renvoie vers un lien internet

RCP : Résumés des Caractéristiques du Produit

VIH : Virus de l'immunodéficience humaine

Introduction

Cavia porcellus dont le nom vernaculaire est cochon d'Inde ou cobaye, autrefois élevé pour sa chair au Pérou, est aujourd'hui très apprécié comme nouvel animal de compagnie.

Cet hystrichomorphe est originaire d'Amérique du Sud notamment des plateaux de la Cordillère des Andes. Son ancêtre sauvage serait à priori *Cavia aperea* (Sachser, 1998 ; Keeble et Meredith, 2009). Il a été domestiqué par les Incas il y a 3000 à 6000 ans (Sachser, 1998 ; Donnelly et Brown, 2004) pour être offert comme offrande aux divers dieux et pour sa viande. De nos jours, il est toujours élevé pour sa succulente chair uniquement au Pérou.

Ce rongeur bavard a été introduit en Europe vers le XVI^{ème} siècle peu de temps après la découverte de l'Amérique par les conquistadors. Il était utilisé comme un animal de compagnie dans les cuisines des bateaux car il se nourrissait de restes de table et d'épluchures de fruits et légumes. Puis, il a été rapidement popularisé comme un animal de compagnie idéal pour les enfants dans les salons anglais dès le XVII^{ème} siècle (Donnelly et Brown, 2004).

La traduction de sa dénomination anglaise « guinea pig » soit « cochon de guinée » est à l'origine de plusieurs hypothèses. Le terme « guinée » correspond à une pièce de monnaie dans les années 1920 qui pouvait renvoyer au prix bon marché d'acquisition de ce petit mammifère en Grande Bretagne ou au coût de sa viande consommée localement lors de famines (Donnelly et Brown, 2004).

Depuis le XIX^{ème} siècle, ce mammifère nécessitant peu d'installation et facile à élever est également utilisé comme animal de laboratoire dans le monde entier (Donnelly et Brown, 2004).

Néanmoins, de nos jours, en Europe, il s'agit avant tout d'un animal de compagnie pour les enfants (Donnelly et Brown, 2004). Il est apprécié pour sa morphologie atypique en « saucisse » avec un corps allongé porté par de courtes pattes, sa « gentillesse », sa docilité, son « intelligence » et ses petits cris si attachants. Il a pour défauts majeurs son manque de propreté, son attirance pour les fils électriques, propres à tous rongeurs et lagomorphes, son appétit sans limite et son potentiel allergisant. Il demeure néanmoins un animal fragile avec des besoins spécifiques et de santé délicate. En effet, cet animal est devenu en France le second NAC le plus médicalisé après son lointain cousin le lapin de garenne (*Oryctolagus cuniculus*). Au début du deuxième millénaire, c'est le furet (*Mustela putorius furo*) qui occupait cette place (Quinton, 2009).

Le cochon d'Inde, très peureux de nature, supporte mal les hospitalisations et présente comme pathologie prédominante les affections du tractus digestif. Mais son infestation par les parasites digestifs demeure peu connue par rapport à celles des carnivores domestiques. On ne connaît pas vraiment la prévalence globale du parasitisme digestif du cobaye ainsi que celle de chacun des parasites décrits chez cette espèce.

Les objectifs de la présente étude sont de répondre aux questions suivantes : Quelles sont ces prévalences ? Existe-il un impact de la saison sur la prévalence du parasitisme digestif ? Est-ce que la vermifugation est un facteur protecteur face au parasitisme digestif du cobaye ? Y-a-t-il un intérêt à recommander un traitement antiparasitaire en prévention ? La présence d'un contact interspécifique plus ou moins étroit favorise-t-elle la présence de parasites digestifs chez le cobaye ? Les cochons d'Inde ayant un contact avec le milieu extérieur sont-ils plus à risque d'être parasités ?

Est-ce que l'hygiène des fruits et légumes consommés ainsi que leurs origines de cultures sont des facteurs de risque de la présence de parasitisme digestif chez le cobaye ?

La première partie de cette thèse consiste en une description de la zootechnie du cobaye et une revue des maladies digestives en insistant sur l'étiologie parasitaire. Puis toutes les principales méthodes de détections de ces parasites ont été énoncées ainsi que les moyens à mettre en œuvre pour prévenir et lutter contre ces affections.

La seconde partie est une étude prospective où des cochons d'Inde de France, de Belgique et de Suisse ont eu un suivi coproscopique tout au long d'une année. En ayant pris préalablement connaissance des conditions de vie et des antécédents médicaux de ces cochons d'Inde, l'impact des potentiels facteurs de risques précités a été étudié.

Première partie : étude bibliographique sur la zootechnie et la pathologie du cochon d'Inde

1. Classification systématique du cochon d'Inde

Le cochon d'Inde, *Cavia porcellus* fait partie de la classe des mammifères placentaires. Contrairement au lapin qui est un lagomorphe (animal possédant deux paires d'incisives supérieures (Larousse, 2020)), le cochon d'Inde est un rongeur comme le surmulot (*Rattus norvegicus*), la souris grise (*Mus musculus*) et le hamster doré (*Mesocricetus auratus*) car ils ne possèdent qu'une seule paire d'incisive supérieure. Le cobaye, le chinchilla (*Chinchilla lanigera*) et l'octodon (*Octodon degus*) appartiennent au sous-ordre des hystrichomorphes rassemblant des espèces dotées de dents à croissance continue tout au long de leur vie (Donnelly et Brown, 2004). Le cochon d'Inde est un membre de la famille des cavidés, du genre *Cavia* et de l'espèce *Cavia porcellus* (animaux.org, 2020).

2. De multiples noms en Français

Cavia porcellus est un rongeur originaire du Pérou qui a été domestiqué il y a 3000 à 6000 ans (Sachser, 1998) pour sa viande fortement appréciée en Amérique du Sud (Keeble et Meredith, 2009). Il a été exporté en Europe au XVI^{ème} siècle, pour la première fois par des explorateurs espagnols peu après l'arrivée de Christophe Colomb. Ces derniers avaient rapproché le piaillement de ce rongeur ainsi que son museau aplati de ceux d'un cochon (*Sus scrofa*). Comme ces aventuriers pensaient être parvenus aux Indes, ils ont logiquement nommé ce petit rongeur « cochon d'Inde »

Son deuxième nom français « cobaye » provient de son utilisation par les autochtones d'Amérique du Sud. En effet, il était également attribué à un autre rongeur lui ressemblant fortement, le cabiaï ou capybara (*Hydrochoerus hydrochaeris*) lequel est en fait le plus gros rongeur au monde pouvant atteindre jusqu'à 60 kg de poids vif.

De plus, l'expression française « être un cobaye » vient de son usage toujours actuel comme animal de laboratoire.

3. Comportement

Les cobayes sont une espèce sociable. Ils vivent en un groupe hiérarchisé où certains individus, à tour de rôle, font le guet et donne le signal dès qu'un bruit suspect est détecté pouvant être le signe d'un prédateur. À l'état sauvage, d'un naturel craintif, ils vivent dans des tunnels construits par d'autres espèces (Keeble et Meredith, 2009).

Le cochon d'Inde, de par son comportement sociable, la facilité de sa contention, n'ayant pas pour habitude de mordre, peu odorant et émettant des sons variés est un parfait animal de compagnie même pour les enfants.

En captivité, il est déconseillé d'avoir un seul cochon d'Inde, il risque de s'ennuyer. En effet, un cochon d'Inde isolé vocalise moins et a tendance à réduire son temps de sommeil car il ne peut pas déléguer le guet. Si bien qu'en Suisse, il est même illégal d'adopter un cochon d'Inde destiné à demeurer seul (Ordonnance sur la protection des animaux du 10 janvier 2018 ; article 13, annexe 2 tableau 1, exigences particulières, chapitre 47)

La cohabitation est habituellement facile entre individus de la même famille, entre deux femelles ou bien au sein d'un couple (mâle et femelle). Par contre, deux mâles ne faisant pas partie de la même lignée ont tendance à mal se tolérer et à se battre surtout s'il y a une femelle en chaleur à proximité (Fransolet *et al.*, 1994).

Le cobaye est un animal qui est plutôt actif à l'aube et le soir ; il se repose une grande partie de la journée entrecoupée de phases de recherche de nourriture et de grignotage (Quinton, 2009).

4. Logement

En captivité, le cochon d'Inde peut vivre soit dans une cage, un enclos à l'intérieur ou à l'extérieur, ou en liberté dans une pièce ou dehors.

□ Cage :

Le cochon d'Inde en cage, étant un mauvais grimpeur, il n'est pas recommandé de disposer d'une hauteur importante du grillage et/ou de plateformes surélevées. La surface au sol est ce qui importe avant tout. On considère qu'il faut au minimum 700 cm² de superficie et 40 cm de hauteur pour un adulte (North, 1999) ou bien une cage de dimensions 100 x 40 x 50 cm (longueur*largeur*hauteur) (Planté, 2011). Plus la cage est longue, plus les cochons d'Inde pourront se dépenser. D'un naturel peureux, chaque cochon d'Inde doit avoir un abri ou un tunnel pour pouvoir s'y réfugier en cas de bruits suspects ou de mouvements brusques. Notons qu'il existe une variante de cage, les cavy cages qui sont modulables que le propriétaire, à partir d'un jeu de grillages et d'un fond de cage en plastique, peut lui-même confectionner. Ces dernières permettent ainsi de s'adapter aux contraintes du milieu de vie du propriétaire (petit espace, angulation de l'appartement...).

La litière d'une épaisseur allant de 2 à 5 cm, peut être constituée de matière végétale telle que des copeaux de chanvre (*Cannabis sativa*) ou de lin (*Linum usitatissimum*), des granulés de bois ne provenant pas de résineux, connus pour être toxiques ou encore du papier recyclé (Keeble et Meredith, 2009). Elle doit être changée au moins une fois par semaine et le fond de la cage doit bien être nettoyé avant d'être éventuellement désinfecté. Il est aussi possible d'opter pour des tapis absorbants tel que le Drybed® pour les animaux ayant une tendance à développer des

pododermatites et/ou des allergies aux litières classiques. Une alternative consiste à employer un dispositif tel que les tapis d'évier par exemple laissant aisément passer les urines et suffisamment confortable pour prévenir l'apparition de pododermatites. Il faut alors disposer en dessous du tapis, une matière absorbante tel qu'une alèze ou bien de la litière classique. Il est par ailleurs déconseillé d'utiliser de la sciure de bois qui provoque des rhinites environnementales chez le cochon d'Inde due à la présence de poussières en excès.

Pour enrichir l'environnement du rongeur, il existe différents types de couchage ou de maisonnette en tissu, en bois ou en plastique. On peut aussi ajouter des tunnels ou tout simplement des branches d'arbre (comme du noisetier (*Corylus* spp.)) que le cochon d'Inde peut ronger satisfaisant un comportement physiologique propre à tout rongeur. Certaines essences sont potentiellement toxiques (le cerisier (*Cerasus* spp.), le cèdre (*Cedrus* spp.), le prunier (*Prunus domestica*) ainsi que le laurier rose (*Nerium oleander*) et doivent donc être proscrites (Keeble et Meredith, 2009).

Quelle que soit la taille de la cage, les cochons d'Inde doivent bénéficier de sorties journalières d'au moins une heure, dans une pièce par exemple, pour qu'il puisse explorer et faire de l'exercice comme prévention de l'obésité. Pour éviter tout risque de chute, le cochon d'Inde doit être sorti à même le sol. Les fils électriques doivent être retirés ou bien protéger *via* des gaines ou les sorties doivent être réalisées sous haute surveillance. En effet, ce rongeur herbivore aura tendance à grignoter les objets en plastique produits à partir de polymères de végétaux.

L'emplacement de la cage doit être choisi avec soin, à l'abri de courants d'air, sans contact direct avec une source de chauffage et non exposé aux rayonnements solaires si le cochon d'Inde n'a pas de possibilité pour s'abriter. La température ambiante idéale est comprise entre 20 et 22°C avec une humidité relative comprise entre 40 - 70 % (Keeble et Meredith, 2009). Un stress thermique survient dès que la température dépasse 27°C. Les cochons d'Inde supportent plus facilement les basses températures à condition que des dispositifs de réchauffement permettant de limiter les déperditions de chaleur tels que des couvertures existent dans son environnement.

Les cages en plexiglas ou en verre comme les aquariums sont à proscrire car elles ne permettent pas une bonne ventilation. Si elles ne sont pas très régulièrement nettoyées, elles génèrent beaucoup d'ammoniac favorisant le développement de maladies respiratoires.

□ Enclos en intérieur :

Les enclos en intérieur doivent suivre les mêmes recommandations qu'une cage.

□ Enclos en extérieur :

En extérieur, il est important de sécuriser l'enclos. Il faut placer un toit ou un grillage au-dessus de l'enclos assez résistant pour protéger les cochons d'Inde de l'attaque d'un rapace ou bien d'un chat (*Felis silvestris catus*). De plus, afin de contrer l'intrusion de prédateurs fouisseurs à l'instar des rats et des fouines (*Mustela foina*), il est conseillé d'enterrer le grillage.

□ Cohabitation :

La cohabitation avec d'autres espèces y compris le lapin est formellement déconseillée. En effet, le lagomorphe, plus puissant, aura tendance à brutaliser le cochon d'Inde. Ces deux espèces possèdent des besoins nutritionnels différents. De plus, le lapin comme le chien (*Canis lupus familiaris*), porteurs sains de *Bordetella bronchiseptica* peuvent, par simple contact, infecter le cochon d'Inde entraînant une pneumonie potentiellement mortelle (Keeble et Meredith, 2009).

5. Alimentation

Le cobaye est un herbivore strict. Il se nourrit quasi exclusivement de verdure et occasionnellement de légumes et de fruits à l'état naturel. Il grignote très souvent les accessoires ou les grilles de sa cage sans qu'il ne s'agisse obligatoirement de pica ou de faim. Le cobaye n'emmagasine pas de nourriture contrairement aux hamsters dans leurs abajoues, ni ne la stocke dans une cachette (Jornet-Boullery, 1981).

Le cochon d'Inde est néophobe n'appréciant rien qui lui soit nouveau ; ses goûts alimentaires sont très rapidement fixés d'où l'intérêt de diversifier le plus possible l'alimentation du cobaye dès son plus jeune âge (Henry et Beverley, 1977 ; Huerkamp *et al.*, 1996 ; Aubert, 1998). Par ailleurs, il faut veiller à conserver les mêmes habitudes alimentaires, d'abreuvement (éviter une conversion brutale entre une gamelle d'eau et un biberon) et environnementale (accessoires). Il en résulte notamment que toute hospitalisation chez le cobaye est synonyme de stress intense.

Les recommandations de la ration alimentaire du cochon d'Inde adulte sont : 18 à 20% de protéines brutes, 12 à 16% de fibres, 3 à 4% de lipides et 10 mg de vitamine C/kg (cette dose augmente jusqu'à atteindre 30 mg/kg lors de gestation, de lactation ou lors de convalescence) (Keeble et Meredith, 2009).

Par rapport au lapin, le cobaye digère mieux les fibres mais il les ingère plus lentement. Chaque jour un cobaye consomme en foin, l'équivalent de la moitié de son poids (Cheeke, 1987).

La consommation quotidienne d'eau s'élève à 100 à 200 mL/kg.

Un cochon d'Inde, pour favoriser l'usure de ses dents et le péristaltisme intestinal, doit ingérer une grande quantité de fibres grossières et indigestibles. Ainsi, il faut lui laisser à disposition du foin (ou de l'herbe fraîche) à volonté de très bonne qualité soit un foin vert, odorant et peu poussiéreux. Un fourrage sec à base de légumineuses tel que la luzerne riche en calcium, ne doit être conseillé qu'en période de gestation, de lactation et de croissance. Toutefois, contrairement au lapin, il n'est pas prouvé que la réduction de l'apport en calcium *via* l'alimentation réduise les risques de formation d'oxalates de calcium urétéraux, vésicaux et urétraux. Le foin doit constituer plus de 80 % de la ration journalière (Fuss, 2002). La quasi-totalité du reste de la ration est composée de végétaux, verts notamment, tels que les salades foncées, le céleri (*Apium graveolens*) et d'autres légumes, de préférence relativement pauvres en eau pour ainsi réduire le risque de diarrhée osmotique. Moins de 5 % de la ration finale doit être composée de fruits ou de légumes sucrés tels que les carottes (*Daucus carota subsp. sativus*) et de concentrés industriels. Ces derniers doivent correspondre à des granulés homogènes évitant le tri de l'animal dont la qualité est déterminée par la teneur en fibre qui doit être supérieure ou égale à 20 %.

Le cochon d'Inde n'a pas la capacité de synthétiser la vitamine C (Boucher, 1995 ; Harkness et Wagner, 1995 ; Boussarie, 1996 ; Huerkamp *et al.*, 1996). Il est déficient en L-gulonolactone oxydase, une enzyme microsomale hépatique impliquée dans la conversion du L-gulonolactone en acide ascorbique. Cette enzyme est codée par un gène qui leur fait défaut. Or la vitamine C intervient au niveau des réactions d'hydroxylation lors de la formation du collagène mais elle intervient également dans l'élimination du cholestérol par les acides biliaires. Par ailleurs, elle a une action antioxydante, joue un rôle dans la lutte contre le froid et contre les infections. Une carence en vitamine C a rapidement des conséquences musculosquelettiques graves en raison des nombreuses réactions métaboliques dans lesquelles elle est impliquée. Ceci est d'autant plus regrettable que l'hypovitaminose C (ou scorbut) peut facilement être prévenue, et qu'elle est réversible si elle est diagnostiquée et traitée précocement. Les signes cliniques se manifestent au

bout de 11 à 14 jours de carence. Ils se caractérisent par un pelage terne, une apathie, une anorexie, un amaigrissement, un retard de croissance, des pododermatites, des avortements, une immunodépression, une raideur ou un gonflement des articulations, une paraparésie, un retard de cicatrisation, des fractures spontanées, une déformation de l'épiphyse des os longs, des saignements gingivaux, des pertes dentaires, un épiphora, un jetage, un ptyalisme et de la diarrhée.

Chez le cobaye, le turn-over de l'acide ascorbique est rapide et son stockage musculaire est limité (Jornet-Boullery, 1981). Les symptômes apparaissent donc relativement rapidement en cas de carence. De ce fait, il faut lui apporter très régulièrement de la vitamine C, soit par une supplémentation directe en acide ascorbique, soit indirectement, *via* un apport raisonné de légumes frais tels que le persil (*Petroselinum crispum*), le kiwi (*Actinidia*), le poivron (*Capsicum annuum Group*), les tomates (*Solanum lycopersicum*), les épinards (*Spinacia oleracea*), les brocolis (*Brassica oleracea var. italica*), la chicorée (*Cichorium*) et le chou frisé (*Brassica oleracea var. sabellica*) qui sont des sources naturelles de vitamine C (Keeble et Meredith, 2009). Les besoins du cobaye à l'entretien sont de 20 mg/kg/j ; ils passent à 60 mg/kg/j en phases de croissance, de gestation, de lactation ou de convalescence (Fuss, 2002).

Les granulés commerciaux spécifiques du cochon d'Inde sont tous complétés en vitamine C mais la plupart du temps, elle y est instable et on considère qu'au bout de 90 jours, 50 % de la vitamine C a été oxydée à une température de 22°C. La complémentation par l'eau de boisson (1 g de vit C/L de boisson) est peu efficace car 50 % de la vitamine y est détruite en 24 h sous l'effet d'une oxydation d'autant plus rapide que l'eau est exposée à la lumière du soleil, en contact avec du métal, un matériel biologique ou bien avec une eau dure (richement minéralisée) (Keeble et Meredith, 2009).

La vitamine C absorbée en excès est éliminée par les urines.

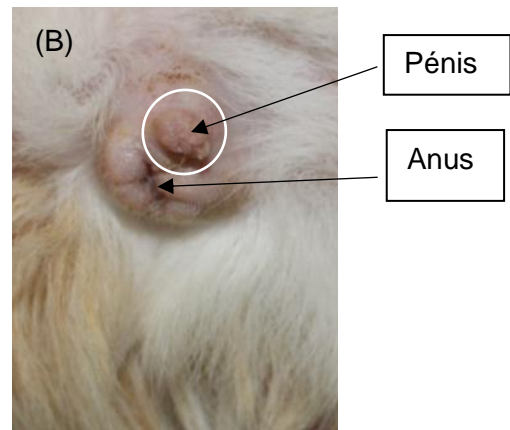
6. Reproduction

Le sexage du cobaye est relativement simple (figure 1). Bien que le mâle ne présente pas de scrotum développé, il possède deux renflements testiculaires entourant l'anus. Crânialement à ce dernier, on distingue un orifice circulaire qui n'est autre que l'orifice urogénital recouvert par le prépuce. Une petite pression à ce niveau permet l'extériorisation du pénis qui comme le chien, contient un os pénien. Caudalement, et pour les deux sexes, un repli cutané renferme le sac périnéal ainsi que l'anus. Le sac périnéal est plus développé chez le mâle et notamment si ce dernier n'est pas castré ; il renferme souvent de nombreuses sécrétions caséuses, qui en l'absence de nettoyage régulier peuvent se compacter. La région urogénitale de la femelle forme un Y où le méat urinaire forme les deux branches du Y et l'orifice génital correspond à la ligne verticale du Y. L'anus est à la base du Y. L'ouverture vulvaire est recouverte d'une membrane qui s'ouvre uniquement lors d'œstrus et juste avant la mise-bas. Si on exerce une légère pression au niveau de la région anogénitale, la membrane vulvaire est découverte (Quinton, 2009).

Figure 1 : Photos illustrant le sexe d'une femelle entière cochon d'Inde (A) et d'un mâle castré cochon d'Inde (B)



La région urogénitale de la femelle forme un Y. Le méat urinaire forme les deux branches du Y. L'orifice génital forme la ligne verticale du Y. L'anus est à la base du Y.



La région urogénitale du mâle a la forme d'un cercle centré par le pénis. Caudalement à ce cercle, un repli cutané renferme le sac périnéal ainsi que l'anus.

On reconnaît une femelle en œstrus, lorsqu'elle arque son dos en position de lordose, elle relève son arrière-train et que la vulve se dilate (Keeble et Meredith, 2009).

En période de chaleurs, le mâle émet des sons tels que des vibrations tout en déhanchant son arrière-train et en piétinant sur place, puis il poursuit la femelle jusqu'à ce que celle-ci accepte d'être chevauchée. La copulation est très courte de l'ordre de quelques secondes.

Après l'accouplement, un bouchon composé d'un agrégat de sperme et de sécrétions sexuelles vient boucher l'orifice vulvaire empêchant ainsi la fécondation par un autre mâle au cours d'un accouplement ultérieur.

La durée moyenne de la gestation est de 68 jours (Tableau 1). Pendant cette période, on peut retrouver des cellules de Kurloff (leucocytes avec des inclusions ovoïdes particulières) dans le sang de la femelle dont le rôle exact reste encore inconnu (Pouliot *et al.*, 1996 ; Kato *et al.*, 1997). Ces corps de Kurloff sont également retrouvés chez le cochon d'Inde en cas d'imprégnation oestrogénique, lors de lymphosarcome ou bien lors d'infections telles que la tuberculose.

On peut palper les ampoules fœtales dès trois à quatre semaines de gestation.

La mise-bas est assez courte (en moyenne 30 minutes) avec un intervalle de 3 à 10 minutes entre chaque petit. Les dystocies consécutives à une ossification de la symphyse pelvienne laquelle est physiologique chez les femelles de plus de 8 mois n'ayant jamais mis bas ou suite à une accumulation de graisse dans la filière pelvienne sont des indications pour une césarienne d'urgence. Lors de portées nombreuses, une cétonémie *post-partum* peut survenir dans les 48 heures suivant la mise-bas et causer le décès de la mère (Quinton, 2009).

Environ deux jours avant la mise bas, la relaxine sécrétée entraîne une lyse du fibro-cartilage de la symphyse pubienne ouvrant ainsi un espace pouvant atteindre plusieurs centimètres entre le pubis et l'ischium permettant le passage des petits.

Les hystricomorphes ne construisent pas de nid et les nouveau-nés émergent couverts de poils et les yeux ouverts. Ils suivent leurs mères dès la naissance et commencent à grignoter du foin dès leur premier jour de vie. Les cobayes peuvent bénéficier des anticorps maternels *in utero* et ne dépendent donc pas du colostrum sur ce plan. Afin d'ensemencer leur tractus digestif, les petits consomment les fèces de leur mère.

Contrairement à d'autres rongeurs tels que les hamsters, la femelle du cochon d'Inde n'a pas tendance au cannibalisme en cas de stress.

Le sevrage a lieu au bout de 3 à 4 semaines après la mise-bas.

Tableau 1 : Tableau montrant les caractéristiques de la reproduction du cobaye (d'après Quinton, 2009 ; Keeble et Meredith, 2009).

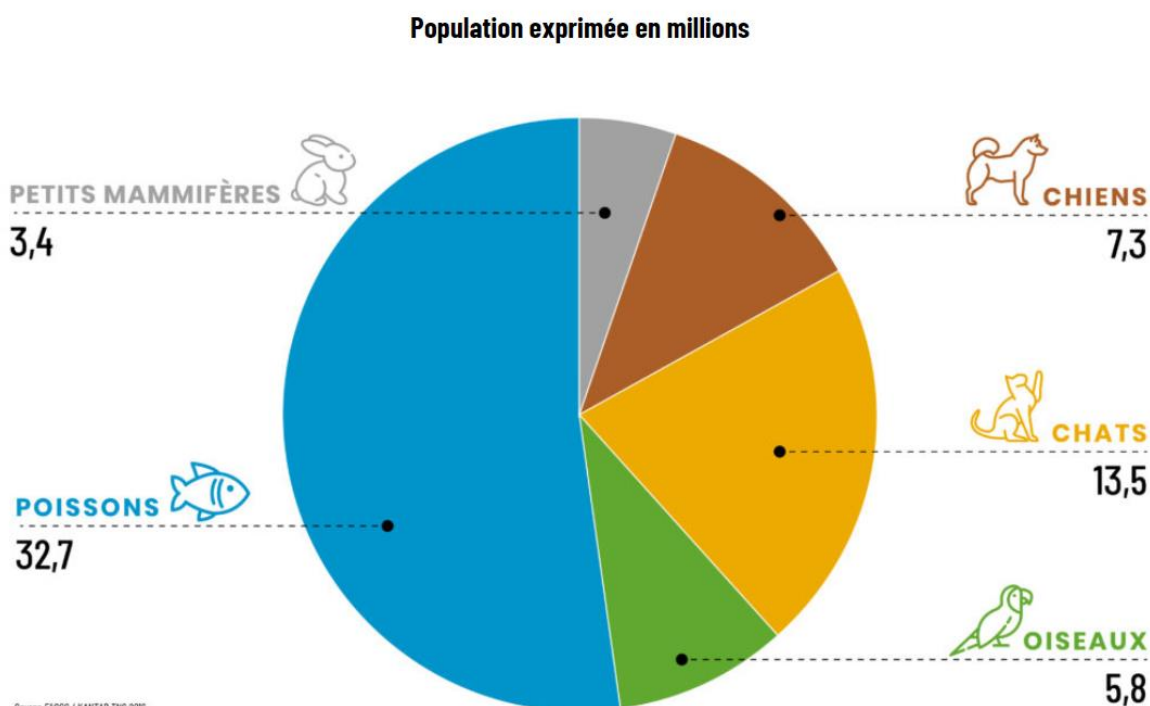
Maturité sexuelle	Mâle : 10 semaines (9 à 10 semaines) * Femelle : 6 semaines (4 à 6 semaines) *
Saison sexuelle	Toute l'année
Cycle	Polyoestrien tous les 15 - 17 jours avec ovulation spontanée Durée d'œstrus : 2 jours (6 à 11 heures) *
Œstrus post-partum	12 à 48 heures après le part (fertilité de 40%)
Ovulation	Spontanée
Durée de gestation	59 - 72 jours (plus court si portée nombreuse)
Nombre de petits	1 à 6 avec une moyenne de 3 - 4 petits
Poids à la naissance	60 - 110 g
Nombre de mamelles	1 seule paire
Âge du sevrage	3 - 4 semaines (2 à 3 semaines) *
Particularités	Peu prolifique Première mise - bas nécessaire avant 6 mois (sinon soudure de la symphyse pubienne) *

* Les valeurs incluses dans les parenthèses sont des valeurs fournies par Keeble et Meredith lorsqu'elles différaient de celles de Quinton.

7. Population de cobaye en France

L'enquête de la FACCO– KANTAR TNS (figure 2) datant de 2016 (FACCO, 2016) permet de collecter des informations sur les animaux familiers détenus par quelque 14 000 foyers français. Conduite tous les deux ans auprès d'un panel représentatif, elle permet de mesurer les évolutions et d'identifier les éléments clés qui caractérisent la possession d'animaux familiers. En 2016, l'étude a estimé à 3,4 millions le nombre de petits mammifères rassemblant les rongeurs, les lapins et le furet. À l'heure actuelle, il n'existe aucune étude évaluant plus précisément le nombre de cobayes en France.

Figure 2 : Diagramme montrant le nombre (en millions) des différents animaux domestiques présents dans les foyers français (FACCO, 2016)



Comme pour l'ensemble des NAC, depuis les années 2000, le cochon d'Inde bénéficie d'une médicalisation accrue en France.

Au CHUVA, entre 2015 et 2019, 445 cochons d'Inde ont été vus en consultation contre 132 entre 2000 et 2005 soit une progression de 337 %.

8. Pathologie digestive chez le cobaye

La malocclusion dentaire est l'entité pathologique majoritaire chez le cochon d'Inde avec une prévalence atteignant les 36,3 % notamment pour les cobayes âgés de 2 à 5 ans avec une surreprésentation des mâles. Juste après, on distingue les maladies dermatologiques avec une prévalence de 33,3 % affectant notamment les mâles de moins de 2 ans, les maladies de l'appareil reproducteur (15,8 %) avec les kystes ovariens de la femelle âgée. Les maladies de l'appareil digestif ont une prévalence de 13,1 % chez cette espèce. Ce sont donc une des dominantes pathologiques chez le cobaye (Minarikova *et al.*, 2015). L'annexe 1 reprend le diagnostic différentiel des maladies digestives du cobaye exposées ci-dessous.

En clinique, la majorité des diarrhées chez le cobaye a pour étiologie une entérotoxine. Mais les entérites infectieuses et parasitaires sont possibles. C'est pour cela qu'on exposera d'abord les entérotoxémies puis les étiologies des entérites bactériennes, virales, parasitaires et enfin les entérites non-infectieuses.

A. Entérotoxémies

□ Causes prédisposantes et pathogénie :

Une alimentation pauvre en fibres ou bien l'utilisation d'antibiotiques (pénicilline, ampicilline, gentamicine, lincomycine, clindamycine, bacitracine, érythromycine) déséquilibrent la flore caecale. En effet, ces principes actifs entraînent la destruction des bactéries anaérobies à Gram positif telles que *Streptococcus spp.* et *Lactobacillus spp.* (Keeble et Meredith, 2009) au profit de la multiplication de coliformes et de clostridies. Ces dernières libèrent alors une toxine à l'origine de la présentation clinique.

□ Signes cliniques :

L'entérotoxémie se traduit par une anorexie, une hypothermie, un pelage hérissé, une déshydratation et fréquemment une diarrhée liquide marron éventuellement accompagnée de mucus ou du sang en nature. La mort survient au bout de quelques jours. Le pronostic est sombre.

□ Traitement :

Le traitement se compose d'une réhydratation accompagnée d'un gavage et d'une antibiothérapie par voie orale à base de sulfamides ou de néomycine et en seconde intention de quinolones. On peut également administrer de la cholestyramine (Questran®) qui est un inhibiteur des toxines produites par les clostridies (Quinton, 2009).

B. Entérite bactérienne

a. *Salmonelloses*

Salmonella Typhimurium et *Salmonella* Enteritidis infectent surtout des cobayes dit à risque (animaux âgés, femelles gestantes, jeunes au sevrage) vivant notamment dans des élevages. La source de l'infection provient de l'eau ou des légumes consommés (Quinton, 2009 ; Keeble et Meredith, 2009).

□ Signes cliniques :

La salmonellose s'exprime par une anorexie, un amaigrissement, un abattement, des ulcérations gastro-intestinales, une dilatation des anses digestives, des lésions oculaires, un avortement, une dyspnée et elle est souvent accompagnée d'une diarrhée. Certaines formes chroniques s'expriment par un amaigrissement progressif et un mauvais état général (Keeble et Meredith, 2009).

□ Diagnostic :

La culture bactériologique d'un échantillon de fèces associée à un antibiogramme, permet de mettre en évidence la salmonellose et la sensibilité de l'agent étiologique aux antibiotiques.

□ Traitement :

Le traitement repose sur une antibiothérapie tenant compte du résultat de l'antibiogramme, accompagné d'un traitement de soutien.

Comme certains individus guéris peuvent demeurer porteurs sains, sachant que la salmonellose est une zoonose et que la mortalité peut s'élever à 50 %, il est recommandé de proposer une euthanasie.

□ Prévention :

Pour prévenir l'infection, il est recommandé de procéder à un lavage systématique des végétaux de la ration et d'assurer une bonne hygiène de la litière.

b. Maladie de Tyzzer

Cette maladie affecte le plus souvent les petits rongeurs tel que la gerbille (*Gerbillinae spp.*) ou le hamster (*Cricetinae*), mais le cobaye peut aussi être touché. Elle est due à l'infection par *Clostridium piliformis*. Cette bactérie étant très résistante dans le milieu extérieur sous forme de spores. La contamination se fait par l'ingestion de formes infectantes excrétées dans les fèces des animaux malades ou présentes dans l'environnement (aliment ou matériel contaminés) (Saunders, 1958 ; Allen *et al.*, 1965 ; Licois, 1986)

□ Facteurs prédisposants :

Une mauvaise hygiène, une comorbidité ou bien l'utilisation de corticoïdes sont des facteurs prédisposants. (Quinton, 2009).

Les cobayes immunodéprimés, stressés ou jeunes sont ainsi prédisposés. (Keeble et Meredith, 2009).

□ Signes cliniques :

Forme aiguë : Le jeune présente un abattement marqué, un poil piqué, une diarrhée aqueuse et la mort survient au bout de deux à trois jours.

Forme chronique : L'adulte présente une perte de poids et un pelage hirsute. La mort peut aussi survenir.

□ Traitement :

La prise en charge consiste en un traitement de support avec une antibiothérapie à base d'oxytétracycline à la posologie de 5 mg/kg par injection intra-musculaire à raison de deux fois par jour ou bien par voie orale trois fois par jour à la dose de 20 mg/kg ou bien de la tétracycline à la

dose de 10 mg/kg *per os* deux à trois fois par jour, du chloramphénicol à 30 - 50 mg/kg par voie orale deux à trois fois par jour ou bien 1mL/kg dans l'eau de boisson du cobaye. De plus, il est préconisé d'isoler l'animal atteint, de nettoyer et désinfecter son milieu de vie (Keeble et Meredith, 2009 ; Carpenter et Marion, 2018).

□ Examen nécropsique :

La maladie de Tyzzer entraîne une atteinte hépatique, cardiaque ou intestinale. En effet, elle entraîne une entérite nécrotique affectant surtout la partie distale de l'intestin : iléon, caecum et côlon (Van Kruiningen et Blodgett, 1971 et Licois, 1986). Cette maladie peut entraîner des lésions nécrotiques au niveau du myocarde (Licois, 1986). Les lésions hépatiques sont les plus typiques de la maladie de Tyzzer. Elles sont matérialisées par des foyers de nécroses miliaries multiples (Tyzzer, 1917 et Licois, 1986).

□ Diagnostic de suspicion :

Une sérologie positive (test ELISA) est en faveur d'une infection par *Clostridium piliformis* (Keeble et Meredith, 2009).

□ Diagnostic de certitude :

Les bacilles peuvent être observés sur une coupe histologique de foie ou d'intestin (Quinton, 2009). Une PCR sur fèces, sur contenu intestinal ou sur des tissus digestifs est également possible (Keeble et Meredith, 2009).

□ Prévention :

L'absence de stress notamment lors du sevrage et des conditions adéquates d'élevage diminuent le risque d'infection (Keeble et Meredith, 2009).

c. Hyperplasie intestinale adénomateuse

Chez des cochons d'Inde ayant reçu un traitement à base de glucocorticoïdes, a pu être observée une hyperplasie de l'épithélium du duodénum due à une infection par *Lawsonia intracellularis*. Cliniquement, cela se traduit par une diarrhée, un amaigrissement et la mort. Le diagnostic se fait par visualisation de bactéries intracellulaires dans l'épithélium duodénal au microscope électronique (Keeble et Meredith, 2009).

d. Autres entérites bactériennes

D'autres entérites bactériennes peuvent être provoquées par *Escherichia coli*, *Yersinia pseudotuberculosis*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Listeria monocytogenes* ou *Citrobacter freundii*.

□ Facteurs prédisposants :

Ces entérites se déclarent lors de changements alimentaires brutaux, sans transition, quand la ration est trop carencée en fibres ou trop riches en protéines ou en lipides, en cas d'utilisation prolongée d'antibiotiques, suite à un stress ou par une surdensité.

□ Signes cliniques :

Ces entérites se traduisent par une diarrhée ou bien une réduction de la production de fèces, une douleur abdominale, une anorexie, une perte de poids, une déshydratation, un abattement, une

adénomégalie des nœuds lymphatiques mésentériques et la survenue rapide de la mort (Keeble et Meredith, 2009).

□ Diagnostic :

La mise en évidence de l'agent pathogène se fait par une culture bactériologique d'un échantillon de selle associée à un antibiogramme.

□ Traitement :

Le traitement consiste en une antibiothérapie fondée sur le résultat de l'antibiogramme associée à un traitement de soutien telle qu'une supplémentation élevée en fibres, une transfaunation et une fluidothérapie. L'euthanasie est recommandée lorsque la bactérie identifiée (*Yersinia pseudotuberculosis*) est zoonotique.

C. Entérite fongique

Candida albicans fait partie de la flore entérique du cochon d'Inde sain peut, à la faveur d'une maladie à l'origine d'une baisse du système immunitaire du cobaye, se multiplier et devenir pathogène.

□ Signes cliniques :

Candida albicans entraîne une diarrhée et une mort subite sans autres prodromes (Keeble et Meredith, 2009).

□ Diagnostic :

Des éléments fongiques sont retrouvés sur une coproscopie directe ou sur une cytologie des tissus intestinaux ou des lésions buccales ou bien par culture fongique.

□ Traitement :

Le traitement consiste en l'administration d'un antifongique tel que l'amphotéricine B (1,25 – 2,5 mg/kg par voie sous-cutanée une fois par jour), l'itraconazole (5 mg/kg par voie orale à raison d'une fois par jour) ou le kétoconazole (10 à 40 mg/kg par voie orale une fois par jour pendant 14 jours) (Keeble et Meredith, 2009 ; Carpenter et Marion, 2018). Les lésions buccales peuvent être traitées par une application topique de nystatine.

D. Entérites virales

Le « syndrome du dépérissement » chez le cochon d'Inde au sevrage est dû à une possible infection par un *Coronavirus*. Le jeune cochon d'Inde présente de la diarrhée, une anorexie, une perte de poids rapide et la survenue de la mort de façon aiguë. Lors de l'autopsie, des lésions de nécroses aiguës ou subaiguës intestinales sont retrouvées débutant au niveau de l'iléon (Jaax *et al.*, 1990).

E. Entérites parasitaires

Étant donné leurs conditions de vie « très contrôlées », les parasitoses digestives sont plus rares chez les cobayes de compagnie que chez les animaux d'élevage. À l'exception de la coccidiose, les entérites du cobaye provoquées par des parasites internes sont le plus souvent asymptomatiques. Une diarrhée parasitaire peut néanmoins survenir en cas d'infestation massive ou d'immunodépression. On retrouve majoritairement, chez cette espèce, des protozoaires (*Eimeria*

caviae, *Cryptosporidium spp.*, *Giardia spp.* et *Tritrichomonas spp.*) et beaucoup plus rarement des helminthes (*Paraspidodera uncinata*, *Trichuris gracilis*) (Bulliot, 2009 ; Kouam *et al.*, 2015) (cf. Annexe 2).

a. Protozooses

i. Coccidiose à Eimeria

1. Étiologie :

La coccidiose est la parasitose digestive la plus fréquemment rencontrée chez ce rongeur. L'agent responsable est ***Eimeria caviae*** (figure 3) : la seule coccidie du cobaye ; elle présente une grande spécificité d'hôte (Kouam *et al.*, 2015). Le cobaye peut néanmoins être accidentellement infesté par des coccidies intestinales d'origine cunicole (Laber-Laird *et al.*, 1996).

2. Localisation :

Les coccidies sont localisées dans les cellules épithéliales des glandes de Lieberkühn. Elles sont particulièrement présentes dans la partie ascendante du côlon, mais elles peuvent s'étendre jusqu'au cæcum (Fuss, 2002).

3. Épidémiologie :

La prévalence de cette parasitose varie en fonction des élevages : de nulle à 40 voire 70 % (Fuss, 2002 ; Kouam *et al.*, 2015). La distribution du parasite est cosmopolite. Les facteurs prédisposants pour cette infestation sont le surpeuplement, de mauvaises conditions d'élevage et des affections intercurrentes. (Keeble et Meredith, 2009). Selon l'étude D'Ovidio (2015), 10 % des cochons d'Inde de compagnie seraient infestés par ce protozoaire en Italie.

4. Pathogénie :

Les coccidies sont la plupart du temps asymptomatiques mais elles peuvent entraîner une colite associée à une diarrhée liquide et la mort notamment lors du sevrage. (Keeble et Meredith, 2009)

La période pré-patente est de 6 à 12 jours.

Une fois les ookystes émis dans les selles, la sporulation demande de 2 à plus de 12 jours dans un environnement en aérobie et à une température atteignant les 40 °C (Barthold *et al.*, 2016). Les ookystes sporulés, alors seul élément infectant, contiennent 4 sporocystes contenant chacun 2 sporozoïtes (Laber-Laird *et al.*, 1996).

5. Cycle évolutif :

Le cycle, de type monoxène, se déroule dans les cellules épithéliales intestinales.

6. Mode de contamination :

La transmission est oro-fécale. Elle s'effectue *via* une ingestion de fèces renfermant des ookystes sporulés ou par la consommation d'aliments ou d'eau souillés par des fèces contaminées (Rossel, 1999). La coprophagie ne semble pas être une voie de transmission principale car les fèces étant directement prélevées à l'anus, la plupart des ookystes n'auront pas eu le temps de sporuler (Jornet-Bollery, 1981). Il faut cependant noter que 5 à 10 % des ookystes sont excrétés déjà sporulés (Nozais *et al.*, 1996).

7. Clinique :

Le premier signe clinique de la coccidiose est une diarrhée aqueuse, fétide, incontrôlable, souvent hémorragique, survenant 11 à 13 jours après la contamination. Elle correspond à l'élimination des ookystes. En l'absence de réinfestation, la diarrhée cesse en quatre à cinq jours. En revanche, en cas d'exposition prolongée aux éléments infestants, le parasitisme et le tableau clinique s'aggravent, la mortalité pouvant alors atteindre 40%. Cette entérite s'accompagne de tympanisme abdominal (« maladie du gros ventre »), d'anorexie, de déshydratation, de léthargie et d'amaigrissement. (Jornet–Bollery, 1981 ; Harrenstien, 1994). L'infection peut évoluer de manière subclinique. Les formes chroniques se traduisent par un retard de croissance marqué et un mauvais état général.

8. Lésions :

À l'autopsie, la paroi du côlon est hyperhémisée et amincie, la muqueuse est ponctuée de pétéchies et on peut parfois observer des nodules blanc - grisâtres contenant des ookystes. L'histologie met en évidence l'invasion des cellules épithéliales des glandes de Lieberkühn par des coccidies ; l'épithélium intestinal peut être détaché en larges plaques (Jornet–Bollery, 1981 ; Harrenstien, 1994).

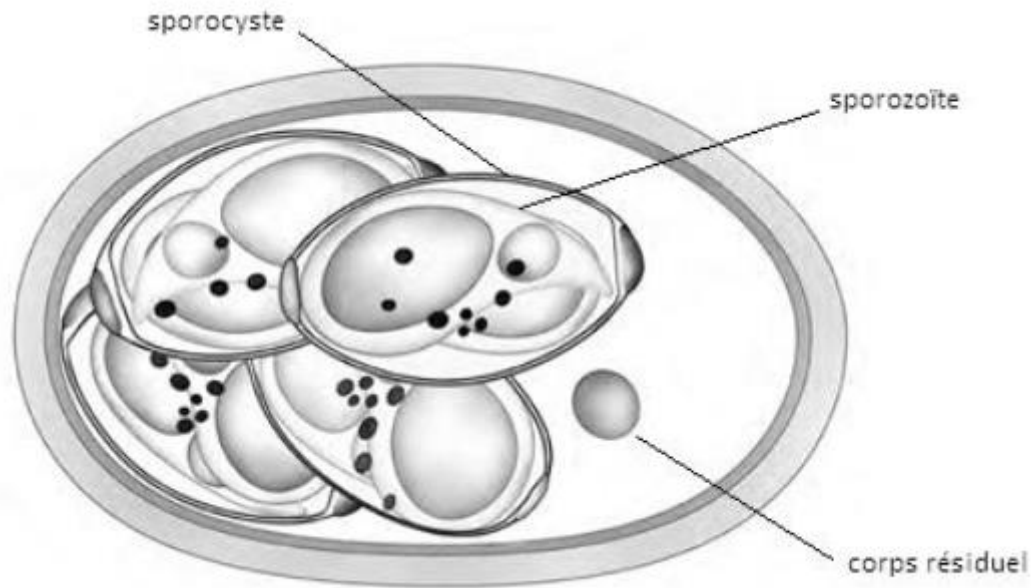
9. Diagnostic :

Le diagnostic se fait par observation d'ookystes au microscope, après enrichissement par la méthode de flottation dans le cas d'infestations mineures (Wasel, 1987). Cependant la diarrhée peut survenir avant que les ookystes ne soient excrétés, d'où l'intérêt de multiplier les coproscopies tous les quatre à cinq jours pendant environ trois semaines (Jornet–Bollery, 1981 ; Fuss, 2002). L'ookyste d'*Eimeria caviae* se reconnaît par la présence d'un œuf ovoïde ayant une longueur comprise entre 13 à 26 µm et une largeur comprise entre 12 à 23 µm avec la présence d'un corps résiduel. La paroi est marron dépourvue de granule polaire ou de micropyle. (Bulliot, 2009 ; Hendrix et Robinson, 2012)

10. Prophylaxie :

De bonnes conditions d'hygiène et une supplémentation en vitamine C (Solau Poissonnet, 2004) permettent de réduire significativement les risques d'infestation. Dans le cas de grands effectifs, on peut effectuer un dépistage systématique par coproscopie en ciblant les animaux nouvellement introduits et placés en quarantaine (Vaudesca, 1993).

Figure 3 : Ookyste d'*Eimeria caviae* (Raunier, 2016) (1 cm correspond à 1,5 μ m)



ii. *Cryptosporidiose*

1. Étiologie :

Le parasite du genre *Cryptosporidium* parasite la portion épicytulaire (intracellulaire et extracytoplasmique) des cellules épithéliales de la bordure en brosse de la portion distale de l'intestin grêle (Harkness et Wagner, 1995). Ce parasite est peu spécifique et peut être rencontré chez de nombreux animaux tels que les ruminants et même l'Homme (Brugère-Picoux, 1995).

Le cobaye peut être infesté par *Cryptosporidium wrairi* principalement (Feng *et al.*, 2011), mais aussi *Cryptosporidium homai* (Zahedi *et al.*, 2017) ou *Cryptosporidium parvum* ou *Cryptosporidium muris* (Georgi, 1980).

2. Cycle évolutif :

Le cycle du parasite est direct, monoxène et se déroule à la surface des cellules épithéliales de l'iléon (Harkness et Wagner, 1995).

3. Épidémiologie :

La transmission est oro-fécale, directe (par ingestion d'ookystes sporulés) ou indirecte (*via* la nourriture, l'eau souillée ou les copeaux de bois). Les individus infestés excrètent dans leurs fèces des ookystes déjà sporulés, donc directement contaminants. Le sevrage, la surpopulation, le rassemblement ou le transport constituent des facteurs de prédisposition non négligeables (Jornet-Bollery, 1981 ; Brugère-Picoux, 1995 ; Harkness et Wagner, 1995 ; Laber-Laird *et al.*, 1996 ; Fuss, 2002).

4. Clinique :

En règle générale, l'infestation est le plus souvent asymptomatique ou subclinique.

Les signes sont présents lors d'immunodépression (par exemple lors du sevrage) se caractérisant par une apathie, un poil piqué, une perte de poids et de la diarrhée. La mort est possible (Gibson et Wagner, 1986 ; Brugère-Picoux, 1995 ; Harkness et Wagner, 1995 ; Solau Poissonnet, 2004).

Le plus souvent le cobaye présente des symptômes lors d'infestation par *Cryptosporidium wrairi* (Schmidt, 1995).

Le cochon d'Inde devient immunocompétent après quatre semaines et résiste à toute nouvelle réinfestation (Keeble et Meredith, 2009).

5. Lésions :

L'examen nécropsique révèle une congestion de l'intestin grêle et un œdème de la paroi cœcale. Le contenu intestinal est liquide (Harkness et Wagner, 1995 ; Keeble et Meredith, 2009).

L'examen histologique permet d'apprécier les lésions microscopiques. Les premières lésions observables sont l'atrophie des villosités intestinales et la desquamation de l'épithélium. Ces villosités fusionnent ensuite et forment des ponts entre elles ; on assiste à une métaplasie de la muqueuse. Des parasites peuvent être visibles à la surface de la bordure en brosse des cellules épithéliales (Chrisp *et al.*, 1990 ; Harkness et Wagner, 1995).

6. Diagnostic :

Il repose sur la mise en évidence d'ookystes dans les fèces. L'observation doit être minutieuse. En effet cette parasitose est souvent sous-diagnostiquée en raison de la faible taille des ookystes et de leur ressemblance avec des levures. Les techniques d'enrichissement (flottation) ou de coloration (Giemsa ou Ziehl-Neelsen modifié) sont très utiles. Les lésions microscopiques de l'épithélium intestinal sont caractéristiques (Harkness et Wagner, 1995).

ATTENTION : La cryptosporidiose est une zoonose qui provoque notamment de sévères diarrhées chez des sujets immuno-déprimés (exemple personne séro-positive au VIH). (Meutchieye *et al.*, 2017)

iii. Giardiose

1. Étiologie :

Giardia duodenalis (figure 4) et ***Giardia caviae*** sont des flagellés infestants le duodénum du cobaye. Le parasite adulte est un trophozoïte ayant la forme d'une poire, possédant quatre paires de flagelles, un disque ventral adhésif et deux noyaux antérieurs. Il se fixe à la bordure en brosse des entérocytes grâce à son disque agissant comme une ventouse. Soit le trophozoïte se multiplie par scission binaire, soit il s'enkyste dans la muqueuse intestinale et finit par être excrété dans les fèces sous forme de kystes. Le trophozoïte mesure 8 à 15 µm X 6,5 µm (Brugère-Picoux, 1995 ; Hendrix et Robinson, 2012).

2. Épidémiologie :

La transmission se fait par ingestion de kystes (contamination de l'eau ou de la nourriture par les fèces d'un animal porteur). La période pré-patente dure généralement une semaine. Les kystes peuvent survivre deux semaines à un mois dans le milieu extérieur. La giardiose est une zoonose. La prévalence estimée chez le cochon d'Inde est de 4,1 % dans une population européenne comptant 121 cobayes de compagnie (85 % d'origine allemande) par la technique ELISA par coproantigène (Pantchev *et al.*, 2014).

3. Pathogénie :

Leur pouvoir pathogène est limité.

4. Clinique :

L'infestation est asymptomatique chez les adultes. Les animaux jeunes, stressés ou immunodéprimés peuvent présenter une diarrhée chronique et une perte de poids (Schmidt, 1995).

5. Lésions :

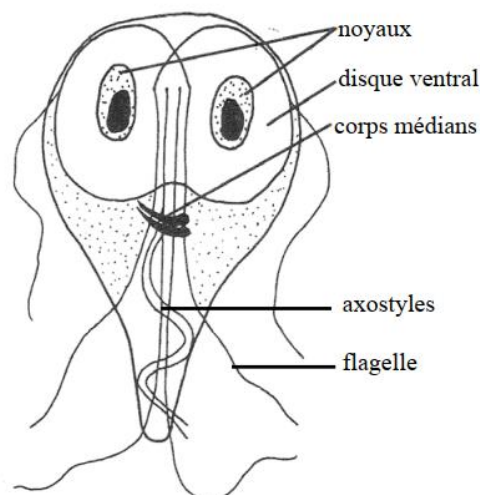
A l'autopsie, l'intestin grêle est distendu et contient un liquide jaune-blanc (Schmidt, 1995).

6. Diagnostic :

Le diagnostic se fait par coproscopie (technique de sédimentation) où l'on met en évidence des kystes ovalaires, possédant quatre noyaux, des flagelles et mesurent $14 \times 8 \mu\text{m}$ (Jornet-Bollery, 1981).

ATTENTION : L'espèce *Giardia* avec un assemblage B est zoonotique (Pantchev *et al.*, 2014 ; Meutchieye *et al.*, 2017).

Figure 4 : Schéma montrant un trophozoïte de *Giardia duodenalis* (Fuss, 2002) (1 cm correspond à $1 \mu\text{m}$)



iv. *Tritrichomonose*

1. **Étiologie :**

Tritrichomonas microti et *Tritrichomonas caviae* (figure 5) sont des flagellés infestant le caecum du cobaye (Brugère-Picoux, 1995 ; Boucher, 1998 ; Wasel, 2002). Ils présentent 3 flagelles antérieurs et un flagelle postérieur. *T.caviae* mesure 10 - 22 μm x 6 - 11 μm (Hendrix et Robinson, 2012). C'est le type de protozoaire le plus fréquemment retrouvé chez le cobaye de compagnie, jusqu'à 9 % des individus dans une étude moscovite recourant majoritairement à la technique de flottation et minoritairement à la technique de sédimentation (Kurnosova *et al.*, 2019).

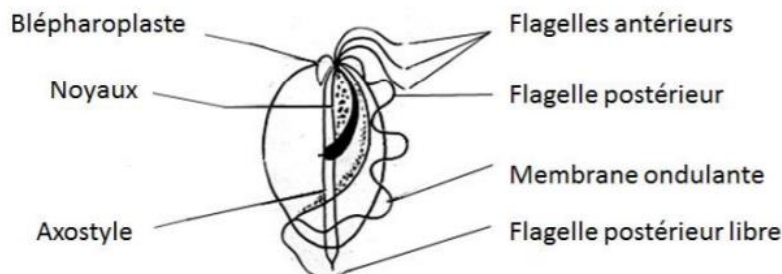
2. **Clinique :**

L'infestation par ces parasites saprophytes est la plupart du temps asymptomatique. Mais en cas de forte infestation, ils provoquent une diarrhée et un amaigrissement pouvant conduire à la mort si les conditions d'hygiène sont déplorables (Richardson, 1992).

3. **Diagnostic :**

Le diagnostic se fait *via* une coproscopie sur des fèces très fraîches où le parasite mobile peut être visualisé. Sinon le diagnostic se fait *via* une culture cellulaire (technique In Pouch réalisable en clinique vétérinaire) ou bien par PCR sur un prélèvement fécal (Bastos *et al.*, 2019).

Figure 5 : Schéma montrant les différentes parties d'un *Tritrichomonas* spp. (Fuss, 2002) (1 cm correspond à 10 μm)



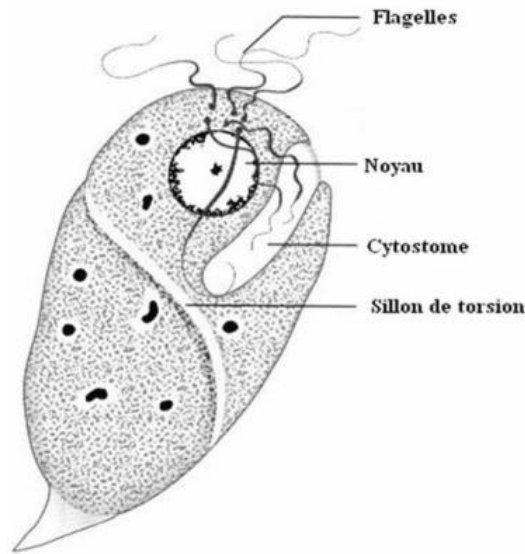
v. *Chilomastixose*

Chilomastix intestinalis et *Chilomastix wenrichi* (figure 6) sont des flagellés infestant le caecum du cobaye (Vetterling, 1976). Les trophozoïtes sont piriformes avec un large sillon cytostomal près de l'extrémité antérieure. Ils présentent trois flagelles en partie antérieure et un quatrième plus petit en périphérie de la fosse cytostomale (Nie, 1950 ; Vetterling, 1976 ; Taylor *et al.*, 2015).

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. (Nie, 1950 ; Taylor *et al.*, 2015). 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*. (Nie, 1950 ; Vetterling, 1976 ; Taylor *et al.*, 2015).

Ces parasites sont des flagellés non pathogènes (Jones et Garcia, 2019).

Figure 6 : Schéma de trophozoïte de *Chilomastix mesnili* (très ressemblant à *Chilomastix intestinalis* et *Chilomastix wenrichi*) (Saghrouni ; 2010) (1 cm correspond à 4 µm)



vi. Amœbose

Entamoeba muris et ***Entamoeba caviae*** (figure 7) sont des agents d'amibiases se développant dans le cæcum et le côlon (Wasel, 1987). Ils existent sous forme de kystes (11 à 27 µm et à 8 noyaux) ou bien sous la forme mobile de trophozoïte mesurant 10,5 à 20 µm.

Le cochon d'Inde a même été utilisé comme modèle pour la recherche d'une vaccination contre *Entamoeba histolytica*, l'amibiase humaine (Kaur *et al.*, 2013).

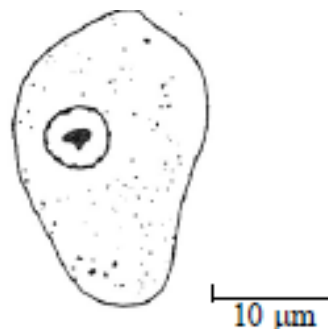
1. Clinique :

Étant des parasites saprophytes, sauf en cas de forte infestation, leur présence est la plupart du temps asymptomatique. Lorsqu'ils prolifèrent anarchiquement, ils provoquent de la diarrhée plus ou moins hémorragique accompagnée d'un amaigrissement (Pichard, 1990).

2. Diagnostic :

Le diagnostic repose sur la mise en évidence des kystes par coproscopie avec flottation.

Figure 7 : Schéma d'*Entamoeba cavia* (Pichard, 1990)



vii. *Balantidiose*

1. **Étiologie :**

Balantidium caviae (figure 8) est un protozoaire cilié que l'on trouve dans la lumière du cæcum et du côlon sous la forme de trophozoïtes.

2. **Épidémiologie :**

La contamination se fait par ingestion de kystes par voie oro-fécale contenue dans l'eau et les aliments infestés.

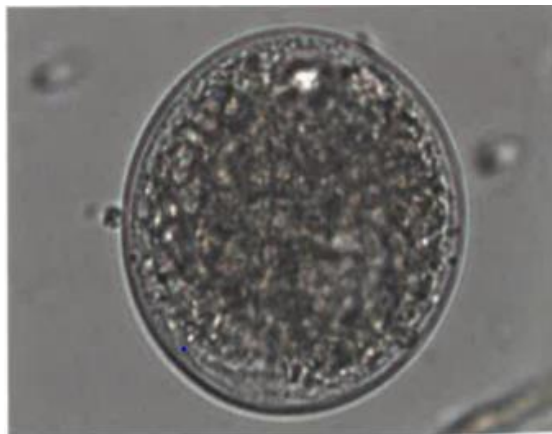
3. **Pathogénie :**

Il est normalement non pathogène car il est incapable de pénétrer dans la muqueuse intestinale lorsqu'elle est intacte. En cas de lésion (par une salmonellose par exemple), *Balantidium* peut alors l'envahir secondairement.

4. **Diagnostic :**

Il s'effectue par un examen de fèces ou de coupes histologiques (le parasite pénètre la muqueuse dans les 3 - 4 heures suivant la mort) (Jornet–Bollery, 1981).

Figure 8 : Visualisation d'un kyste de *Balantidium coli* par coproscopie (Georgi, 1980) (1 cm correspond à 10 µm)



b. **Nématodoses**

Les oxyures sont des agents de nématodes les plus fréquemment rencontrés chez le cochon d'Inde. Ils sont néanmoins rares contrairement à ce que l'on constate chez son homologue sauvage, le cobaye du Brésil ou *Cavia aperea* (Gressler *et al.*, 2010).

i. *Paraspidoderose*

1. **Étiologie :**

Paraspidodera uncinata (figure 9 et 10) sont des hétérakidés localisés à la muqueuse cæcale et colique. L'adulte mesure 11 à 28 mm de long et 0,3 à 0,4 mm d'épaisseur. Le mâle présente une ventouse et deux spicules équidistantes crânialement à l'anus. L'œuf est ovoïde avec une paroi

épaisse et lisse ; il mesure 40 - 50 µm X 30 - 40 µm (Jornet–Bollery, 1981 ; Hendrix et Robinson, 2012 ; Kouam *et al.*, 2015).

2. Épidémiologie :

La contamination se fait par voie oro-fécale. Il est retrouvé le plus souvent chez des animaux vivant à l'extérieur (Richardson, 1992 ; Wasel, 2002 ; Solau Poissonnet, 2004). En Italie, 13,3 % des cochons d'Inde en sont infestés (D'Ovidio, 2014).

3. Cycle évolutif :

Les œufs, une fois pondus dans la lumière intestinale, sont éliminés dans les fèces. Il leur faut 14 jours à 28°C pour devenir infestants (œufs embryonnés). Une fois ingérés, les oxyures se développent et atteignent leur maturité en 51 à 66 jours. Cette période correspond à la période pré-patente. Aucune migration au-delà de la muqueuse intestinale n'a lieu au cours de ce cycle infectieux direct (Jornet–Bollery, 1981 ; Laber-Laird *et al.*, 1996).

4. Clinique :

La paraspidodérose entraîne un amaigrissement, une entérite, une constipation avec du ténesme ou de la diarrhée avec un prurit anal pouvant entraîner un prolapsus rectal et des lésions d'automutilation de la zone péri-anale en cas de forte infestation. Mais le plus souvent, l'infestation est asymptomatique (Jornet–Bollery, 1981 ; Laber-Laird *et al.*, 1996 ; Keeble et Meredith, 2009).

Le parasite peut entraîner une vasodilatation des capillaires de la sous muqueuse caecale provoquant une typhlite hémorragique et la formation de structures rondes en section dans le chorion faisant penser à des larves en migration (Coman, 2009).

5. Diagnostic :

Le diagnostic repose sur la mise en évidence par coproscopie dans les fèces d'œufs ou par application d'un ruban adhésif transparent aux marges de l'anus ou bien par la visualisation du parasite dans le caecum en *post-mortem* (Fuss, 2002 ; Bulliot, 2009 ; Hendrix et Robinson, 2012).

Figure 9 : Photographie montrant un œuf de *Paraspidodera uncinata* au cours d'une coproscopie (Fuss, 2002) (1 cm correspond à 10 µm)

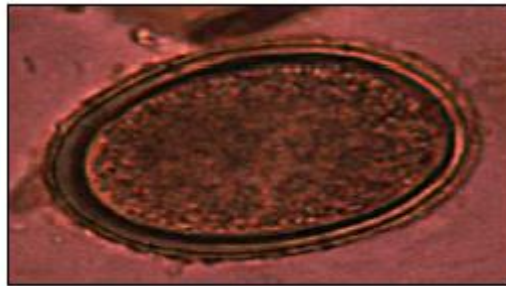


Figure 10 : Photographie montrant des vers adultes de *Paraspidodera uncinata* (Fuss, 2002) (1cm correspond à 10 mm)



Il existe d'autres nématodes retrouvés très rarement chez le cochon d'Inde qu'on ne fera que citer : *Trichostrongylus sp* est un strongle qui parasite l'intestin grêle et provoque une entérite dont la gravité est proportionnelle à la sévérité du parasitisme. *Capillaria hepatica* est responsable d'une nécrose hépatique et d'une cirrhose (Boucher, 1998).

ii. *Trichurose*

1. Étiologie :

Trichuris gracilis est un nématode qui infeste le gros intestin du cobaye. Le ver adulte mesure 3 à 8 cm de long et a la forme d'un fouet : sa partie antérieure est moins large que sa partie postérieure. Les œufs ont l'aspect d'un citron présentant deux bouchons polaires réfringents. Les œufs mesurent 85 µm de long et 40 µm de large.

2. Cycle évolutif et pathogénie :

Le cycle est direct. Le cochon d'Inde se contamine en ingérant une larve L1. Celle-ci se développe dans les muqueuses du côlon et du caecum. La période pré-patente est d'au moins six semaines.

3. Clinique :

La plupart des infections sont asymptomatiques. En cas d'infestation en masse, la trichurose entraîne une baisse de l'état général, un amaigrissement, et de la diarrhée (Raunier, 2016).

c. Plathelminthoses

i. Cestodoses

Le cobaye peut être l'hôte intermédiaire de nombreux cestodes, mais le portage est asymptomatique. En revanche, les téniasis sont rares mais peuvent être graves (Harkness et Wagner, 1995).

1. Étiologie :

Rodentolepis nana ou anciennement *Hymenolepis nana* et *Hymenolepis diminuta* (figure 11) sont deux parasites de l'intestin grêle distal du cochon d'Inde. Ils sont de petites tailles : 0.7 à 10 cm sur 500 à 800 µm pour *R. nana* (Euzéby, 1963 ; Georgi, 1980).

Figure 11 : Photographies d'un oeuf de *Hymenolepis diminuta* en (1) et *Hymenolepis nana* en (2) obtenues par coproscopie (Zajaca, 2009)



2. Épidémiologie :

Rodentolepis nana est la cestodose la plus fréquente chez le cobaye.

3. Facteurs favorisants :

La présence dans le même foyer, d'une multitude d'animaux de compagnie d'espèces différentes ou bien si le cochon d'Inde a accès à un jardin où il y a des insectes tels que des coléoptères ou des blattes (*Blattodea*) représentent des facteurs de risque (Keeble et Meredith, 2009).

4. Pathogénie :

Il existe trois voies de contamination possibles :

- **directe** (de rongeur à rongeur sans hôte intermédiaire) : des proglottis contenant les œufs directement infestants sont émis dans les fèces de l'hôte définitif et sont ingérés par un autre hôte définitif. La période prépatente est en moyenne de 15 jours ;
- **indirecte** : l'hôte définitif ingère l'arthropode hôte intermédiaire (coléoptères, puce (*Ctenocephalides spp.*)) dans lequel se formeront des larves cysticercoïdes ;
- **rétro-infestation ou auto-infestation** : dans les deux cas, l'œuf éclot sans avoir accompli de séjour dans le milieu extérieur. Lors d'une rétro-infestation, l'infestation a lieu via les œufs libérés par suite de la désintégration des segments ovigères dans la propre lumière intestinale du sujet parasité. Ces œufs sont en effet immédiatement viables et infestants. Lors d'une auto-infestation, les proglottis venant d'être expulsés sont directement ingérés à même l'anus par l'hôte (coprophagie). Cependant cette auto-infestation n'est possible que dans deux cas : si l'infestation initiale est due à un parasite ayant évolué selon un cycle indirect ou si elle est due à un petit nombre d'œufs infestants.

Cette diversité explique les réinfestations qui sont souvent massives (Harkness et Wagner, 1995 ; Fuss, 2002).

ATTENTION : *Hymenolepis nana* est un agent de zoonose. L'homme représente aussi un hôte définitif potentiel. Il s'infeste en ingérant des œufs infestants ou l'hôte intermédiaire (Harkness et Wagner, 1995 ; D'Ovidio et al, 2015).

5. Clinique :

Les ténias peuvent engendrer une importante diarrhée catarrhale, voire une occlusion intestinale lors d'infestation massive. Cependant la plupart des cochons d'Inde sont asymptomatiques (Harkness et Wagner, 1995).

6. Diagnostic :

La coproscopie par flottation peut mettre en évidence des œufs ovoïdes, mesurant 40 sur 50 µm, contenant un embryon muni de trois petites paires de crochets.

Cependant, comme les œufs ne sont pas émis librement dans le milieu extérieur, les techniques classiques de flottation peuvent se montrer défaillantes. Les vers adultes sont découverts à l'occasion de l'autopsie. Ils siègent dans l'intestin grêle, le pancréas ou les canaux biliaires et mesurent 20 - 30 mm × 1 mm (Harkness et Wagner, 1995).

ii. Trématodoses

□ Fasciolose

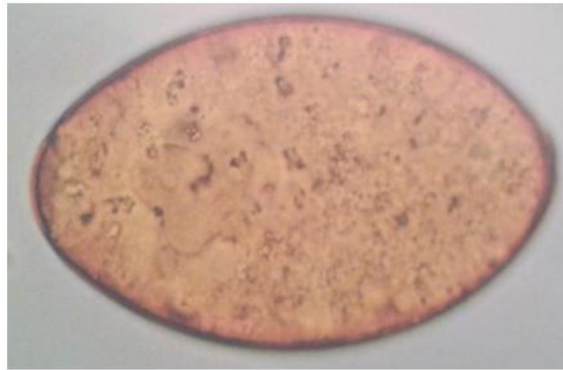
1. Étiologie :

Fasciola hepatica (figure 12) et ***Fasciola gigantica*** sont des parasites pouvant infester le foie du cobaye. (Phalee *et al*, 2015).

Les adultes sont aplatis dorso-ventralement et sont foliacés. *Fasciola hepatica* mesure jusqu'à 30 mm de long et *Fasciola gigantica* jusqu'à 75 mm de long. Les parasites infestant le cobaye seraient plus petits (Clarke *et al.*, 1980 ; Ballweber, 2007).

Les œufs de *Fasciola hepatica* sont ovoïdes, 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 (Dary, 2004 ; Phalee *et al*, 2015).

Figure 12 : Photographie d'un œuf de *Fasciola hepatica* obtenu par coproscopie (Raunier, 2016) (1 cm correspond à 25 µm)



2. Épidémiologie :

L'infestation s'effectue par l'ingestion d'herbe verte ou de fourrages issus de prairies humides infestées par des métacercaires. Ces dernières sont libérées au niveau de l'intestin grêle. Elles 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 ensuite en adultes qui produisent des œufs qui éclosent au bout d'une à deux semaines. Le miracidium ainsi libéré, infeste l'ôte intermédiaire, la limnée tronquée (*Galba truncatula*), pour donner naissance par multiplication asexuée à des cercaires qui vont s'enkyster (métacercaires) sur la végétation (Phalee, 2015).

La période pré-patente est de 8 à 12 semaines pour *Fasciola hepatica* tandis qu'elle est de 12 à 16 semaines pour *Fasciola gigantica*. Chez le cobaye, le stade de production d'œufs n'est que rarement atteint (Ballweber, 2007).

ATTENTION : La fasciolose est une zoonose ; l'homme peut s'infester en ingérant des métacercaires infestantes (pissenlits, cresson, eau) (Fuss, 2002).

3. Clinique :

L'inappétence et la perte de poids sont les premiers signes d'une infestation par *Fasciola hepatica*. Ils coïncident avec l'apparition du trématode dans le foie. En cas de dysfonctionnement hépatique sévère, le cobaye présente de l'ascite, un ictère et une issue fatale (Pichard, 1990). Il semblerait que la dose létale chez le cobaye ne soit que de 25 métacercaires de *Fasciola hepatica* (Jornet-Bollery, 1981).

Pour *Fasciola gigantica*, les symptômes sont dus à des migrations aberrantes des vers s'exprimant notamment par une paraparésie. Au niveau hépatique, on peut retrouver une congestion, une hémorragie autour des vaisseaux, des travées fibronécrotiques, une inflammation et une formation de granulomes en fonction de la chronicité de l'affection (Ballweber, 2007).

4. Lésions :

Le foie est hypertrophié et sclérosé, la paroi des canaux biliaires est épaissie, les intestins et le péritoine présentent des pétéchies.

5. Diagnostic :

Le diagnostic est nécropsique et histologique par la mise en évidence des trématodes dans les canaux biliaires (Fuss, 2002). Il peut se faire aussi par une coproscopie (technique de flottation) par la mise en évidence des œufs (Raunier, 2016).

6. Prévention :

La prévention repose sur l'éviction de la ration de végétaux qui ont été récoltés dans une zone humide où prédominent des limnées tronquées (Ballweber, 2007).

Voici un bilan résumant les principales caractéristiques des parasites digestifs du cobaye (tableau 2).

Tableau 2 : Bilan des parasites digestifs du cobaye

Nom du parasite	Facteurs favorisants	Clinique	Mode de contamination	Diagnostic
<i>Eimeria caviae</i>	<ul style="list-style-type: none">- Surpeuplement- Mauvaise condition d'élevage- Comorbidité	Asymptomatique le plus souvent mais diarrhée liquide et mort possible au sevrage	Oro-fécal par consommation d'aliments et eaux souillées	Coproscopie (méthode de flottation)
<i>Cryptosporidium</i> sp.	<ul style="list-style-type: none">- Sevrage- Surpeuplement- Rassemblement- Transport	Asymptomatique le plus souvent mais possible si immunodépression (diarrhée, apathie, poil piqué et perte de poids)	Oro-fécal par consommation d'aliments et eaux souillées	Coproscopie (méthode de flottation) possible mais difficile

<i>Giardia sp.</i> *		Asymptomatique chez l'adulte mais diarrhée chronique chez le jeune ou l'immunodéprimé	Oro-fécal par consommation d'aliments et eaux souillées	Coproscopie (méthode par sédimentation) possible mais technique moléculaire plus adaptée (ELISA)
<i>Tritrichomonas sp.</i>	- Mauvaise condition d'élevage	Asymptomatique le plus souvent mais diarrhée liquide et amaigrissement en cas de forte infestation	Oro-fécal par consommation d'aliments et eaux souillées	- Coproculture - PCR
<i>Chilomastix sp.</i>		Asymptomatique		
<i>Entamoeba sp.</i>		Asymptomatique le plus souvent		Coproscopie (méthode de flottation)
<i>Paraspidodera uncinata</i>	- Animal vivant à l'extérieur	Amaigrissement Ténesme Diarrhée	Oro-fécal	Coproscopie (méthode de flottation)
<i>Trichuris gracilis</i>		Asymptomatique sauf en cas d'infestation massive entraîne une baisse de l'état général et une diarrhée	Oro-fécal	
<i>Hymenolepis sp</i> *	- Contacts interspécifiques	Asymptomatique mais possible diarrhée catarrhale ou occlusion intestinale lors d'infestation massive	Oro-fécal Ingestion d'un coléoptère/ puce Auto-infestation	Coproscopie (méthode de flottation)
<i>Fasciola sp.</i> *		Dysorexie et perte de poids le plus souvent Ascite et ictère possible	Ingestion d'herbes issues de prairies humides	Coproscopie (méthode par sédimentation)

* : Parasite zoonotique

F. Entérites non-infectieuses

a. Hypovitaminose

Comme indiqué précédemment (*cf.* partie 4. Alimentation), une carence en vitamine C s'accompagne souvent d'une diarrhée chronique associée à d'autres signes non digestifs.

b. Impaction du sac périnéal

Chez les cochons d'Inde âgés, notamment les mâles entiers, les fèces s'accumulent dans le sac périnéal. La physiopathologie de ce trouble est à ce jour inconnue mais cette impaction pourrait être consécutive à une diminution du tonus musculaire et à une incapacité à réaliser un comportement de coprophagie. Cliniquement, l'impaction se traduit par l'accumulation de fèces malodorantes au niveau de l'anus associée à une production de selles molles. Le traitement consiste en la vidange manuelle du sac anal (Keeble et Meredith, 2009 ; Quesenberry et Carpenter, 2012).

c. Stase digestive

Définition d'un iléus paralytique :

L'iléus paralytique se traduit par un arrêt complet du péristaltisme sur toute la longueur du tractus digestif.

Etiologies :

Par ordre décroissant, un iléus paralytique peut être causé par une ration pauvre en fibres, toute cause d'anorexie notamment lors de malocclusion dentaire, un stress physique ou émotionnel, l'absence d'exercice, une douleur, une dilatation intestinale (impaction ou entérite), l'étirement du tractus digestif per-opératoire, un déséquilibre acido-basique, une déshydratation, un déséquilibre électrolytique, une dysbiose ou une toxémie (Keeble et Meredith, 2009).

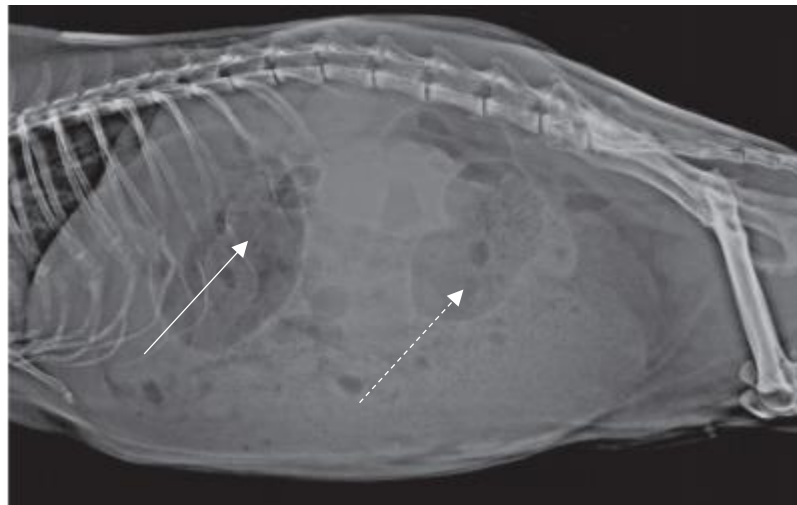
Signes cliniques :

Le premier signe d'un ralentissement du transit est la diminution de la quantité de selles émises. Elles deviennent de petit diamètre et anormalement indurées et sèches. Le cochon d'Inde devient alors dysorexique puis anorexique. Il est prostré suite à la douleur générée par les spasmes digestifs ; il présente un bruxisme et une tachypnée. La palpation abdominale est tendue et douloureuse. Le cobaye est déshydraté par séquestration dans un troisième secteur, ici le tractus digestif. Comme chez le chat, une anorexie se complique rapidement d'une lipidose hépatique aggravant ainsi l'état général du cobaye et son pronostic. Progressivement, un état de choc et une hypothermie s'installent entraînant la mort du cobaye en quelques jours en l'absence de traitement.

Diagnostic :

La radiographie de l'abdomen (figure 13) met en évidence la dilatation de l'estomac avec un contenu alimentaire entouré d'un halo aérique pouvant être associée à une dilatation du caecum et une visualisation dans les stases avancées des haustrations caecales.

Figure 13 : Radiographie de l'abdomen de profil d'un cobaye femelle montrant une stase stomacale (flèche en trait plein) et caecale (flèche en pointillé) (Minarikova *et al.*, 2015)



□ Traitement :

Le traitement est essentiellement médical ; il est primordial de le mettre en œuvre le plus rapidement possible. Lors de dilatation marquée de l'estomac avec présence de signes d'hypovolémie (signe de compression de la veine cave caudale) ou de signes de dyspnée (due à la compression du diaphragme par l'estomac dilaté), un sondage oro-gastrique sous anesthésie générale doit être réalisé en urgence pour décompresser l'estomac car le cochon d'Inde est incapable de vomir du fait de son cardia très musculaire. Il est contre-indiqué de trocarer l'estomac car le risque de fuite du contenu intestinal dans l'abdomen ou de rupture d'organe est trop important à cause de la finesse et de la fragilité de la muqueuse gastrique.

Une fluidothérapie par voie intraveineuse ou intraosseuse à raison de 10 mL/kg/h doit être réalisée.

Une analgésie multimodale est indispensable : soit l'application du protocole fentanyl-lidocaïne-kétamine en perfusion continue (il n'existe pas à l'heure actuelle de posologie chez le cochon d'Inde, au CHUVA, la posologie employée pour les carnivores domestiques est appliquée par empirisme et semble être efficace combinant du fentanyl à la dose de 0,5 µg/kg/h et jusqu'à 7 µg/kg/h, de lidocaïne à 0,4 mg/kg/h et kétamine à 0,3 mg/kg/h) soit de la méthadone à la posologie de 1 mg/kg en intra-musculaire toutes les 4 heures avec un anti-inflammatoire non stéroïdien (1 mg/kg de meloxicam par voie sous-cutanée deux fois par jour).

En l'absence de signe d'obstruction intestinale, une reprise de la prise alimentaire permet de stimuler le redémarrage du transit par le gavage au moyen d'un aliment hyperdigestible (Emeraid Herbivore®) suivi d'une alimentation plus riche en fibres (Critical care fine grind Oxbow®) puis l'administration d'un mélange de gavage d'entretien (Critical Care Oxbow®, Recovery Suprem®) jusqu'à la reprise d'une alimentation spontanée.

L'administration de prokinétique telle que le métoclopramide n'a pas d'efficacité prouvée pour le moment (Huynh *et al.*, 2019). Keeble et Meredith (2009) recommandent d'administrer 0,2 à 1

mg/kg de métopropramide par voies orale, sous-cutanée ou intra-musculaire à raison de deux fois par jour ou bien du cisapride à la dose de 0,1 à 0,5 mg/kg par voie orale de deux à trois fois par jour.

De plus en cas d'hypothermie, des mesures de réchauffement actif progressif sont recommandées telles qu'un placement en couveuse.

Un protecteur hépatique peut être administré en prévention d'une lipidose hépatique telle que la S-Adénosyl Méthionine à 20-100mg/kg par voie orale une fois par jour (Carpenter et Marion, 2018). Le meilleur moyen pour lutter contre une lipidose hépatique est le gavage du cochon d'Inde.

d. Dilatation et/ou torsion de l'estomac

(Mitchell *et al.*, 2010) et (Huynh et Pignon, 2013)

Ce syndrome est fréquemment rencontré en clinique mais il est souvent sous diagnostiqué.

□ Facteurs favorisants :

Les femelles seraient plus fréquemment touchées que les mâles notamment en fin de gestation. En effet, le déplacement anatomique de l'estomac qui s'ensuit entraînerait un relâchement des ligaments gastriques et augmenterait ainsi sa mobilité.

□ Pathogénie et signes cliniques :

La torsion est une complication de la dilatation gastrique. Cette dernière serait secondaire à un trouble de la vidange stomacale dont les causes sont diverses et variées : anorexie lors d'affection bucco-dentaire par exemple, ralentissement iatrogène du transit (lors d'anesthésie), évolution d'un processus douloureux (urolithiases, kystes ovariens, pododermatite, traumatisme) ou en période de stress.

À l'inverse du chien, le cochon d'Inde ne présente pas de ptyalisme ou de tentatives de vomissements en cas de torsion gastrique. L'examen clinique ne présente aucun signe pathognomonique mais il est identique à celui d'une stase gastro-intestinale (Huynh *et al.*, 2019).

□ Diagnostic :

La radiographie abdominale met en évidence une distension sévère de l'estomac avec un contenu aérien (figure 14). La présence des anses digestives crânialement à l'estomac est caractéristique d'une dilatation torsion de cet organe. Sinon une radiographie sous transit baryté permet de visualiser la présence ou non de la torsion.

Figure 14 : Radiographie de l'abdomen de profil d'un cochon d'Inde mâle mettant en évidence une dilatation et une torsion de l'estomac. La flèche souligne la présence d'anses digestives situées crânialement à l'estomac ce qui confirme la torsion (Minarikova *et al.*, 2015).



□ Traitement :

Il n'existe pas à l'heure actuelle de recommandation pour la dilatation-torsion de l'estomac spécifique au cochon d'Inde ; le traitement est basé essentiellement sur les données de la médecine des carnivores domestiques.

Dans un premier temps, il est conseillé de procéder à une réanimation médicale pour stabiliser le cochon d'Inde. Un sondage oro-gastrique permet de décompresser l'estomac et de favoriser le retour veineux sous anesthésie générale.

Une fluidothérapie par voie intra-veineuse ou intra-osseuse au rythme de 10 mL/kg/h doit être mise en place.

Une analgésie multimodale est préconisée en appliquant le protocole fentanyl-lidocaïne-kétamine en perfusion continue.

À cela s'ajoute un traitement de soutien : administration d'un anti-acide tel que la ranitidine (1mg/kg en sous-cutané trois fois par jour) et d'un antibiotique (métronidazole 20 mg/kg par voie orale deux fois par jour).

À ce stade, un gavage est contre-indiqué.

Une fois stabilisé, le traitement de choix est chirurgical. La technique est similaire à celle pratiquée en médecine canine. Une laparotomie ventrale est réalisée et le volvulus réduit. Le tractus digestif doit être manipulé avec précaution au cours de la chirurgie compte tenue du haut risque d'iléus paralytique iatrogène. Une gastropexie peut être réalisée bien que son intérêt chez le cochon d'Inde n'a pas encore été prouvé.

Le taux de mortalité en per et post-opératoire s'élève à près de 70 %.

9. Diagnostic des parasitoses digestives

Le diagnostic de maladies parasitaires repose tout d'abord sur une suspicion épidémiologique et clinique mal définie chez cette espèce. C'est pourquoi le diagnostic se fait surtout par une recherche directe ou indirecte du parasite en laboratoire.

Le diagnostic direct est la méthode la plus employée pour des raisons d'accessibilité et de coût. Il repose sur des techniques de mise en évidence des parasites ou des éléments parasitaires telle que la coproscopie. Cette dernière consiste à mettre en évidence des œufs, des capsules ovifères ou des ookystes de parasites.

Le diagnostic indirect repose sur la mise en évidence d'une réponse de l'hôte à l'infestation parasitaire. Il peut être non spécifique telle que la numération formule sanguine avec l'observation d'une éosinophilie marquée lors de la migration parasitaire (concerne des parasites respiratoires). Il peut être plus spécifique tel que les tests sérologiques (recherche d'anticorps) ou immunologiques (recherche des antigènes parasitaires circulants) (Beugnet, 2004).

A. Diagnostic coproscopique

i. Méthodes

Le diagnostic coproscopique permet de mettre en évidence des éléments parasitaires dans les matières fécales. Cette recherche peut être qualitative, quantitative ou semi-quantitative. Ses objectifs sont de confirmer la présence d'une infestation parasitaire mais aussi d'évaluer le statut parasitaire d'un élevage ou bien le contrôle de l'efficacité d'un traitement parasitaire.

ii. Parasites décelables par la coproscopie

Les parasites intestinaux et exceptionnellement les parasites des annexes digestives (trématodes tels que *Fasciola hepatica* et *F. gigantica*) sont recherchés.

On peut aussi retrouver des parasites respiratoires ou circulatoires.

Les éléments présents dans les fèces sont les plus souvent des œufs ou des kystes mais il peut s'agir également de larves ou de parasites adultes (anneaux de ténias).

iii. Récolte et transport du prélèvement

Les fèces doivent être récoltées directement sur l'animal, avec des gants, ce qui est impossible chez le cochon d'Inde du fait de sa petite taille ou bien juste après la défécation. En effet, si la récolte n'est pas immédiate, elles sont rapidement contaminées par des nématodes libres du sol ou bien des acariens pouvant être à l'origine de faux-positifs lors de l'analyse coproscopique.

Les analyses peuvent être individuelles ou de mélange (cinq animaux du même âge ou bien des animaux du même lot).

Les fèces doivent être acheminées le plus rapidement au lieu de l'analyse (laboratoire ou bien chez le vétérinaire). Elles peuvent être conservées au réfrigérateur pendant plusieurs jours (jusqu'à huit jours à 4°C) ou bien indéfiniment en stoppant l'évolution du parasite par l'ajout de formol commercial à 7 %.

iv. *Techniques de coproscopie*

□ Diagnostic macroscopique

Un examen macroscopique des selles doit toujours être réalisé car il permet dans certains cas d'observer des parasites adultes de grandes tailles ou bien des segments de ténias notamment lors d'infestation massive. La plupart du temps, lors de ces infestations, l'examen est microscopique sauf si un anneau a été déchiré au cours de la préparation de la coproscopie.

□ Diagnostic microscopique

Les éléments parasitaires sont identifiés à l'objectif 10 correspondant à un grossissement de 100 et les détails peuvent être observés à l'objectif 40 correspondant à un grossissement de 400.

1. Examen direct

Cette technique consiste en l'homogénéisation des fèces dans de l'eau et en l'observation directe du mélange au microscope optique. Cet examen est peu utilisé en pratique du fait de sa sensibilité médiocre mais il peut tout de même permettre d'identifier des œufs de strongles digestifs car ils sont souvent présents en très grand nombre.

2. Technique de flottation

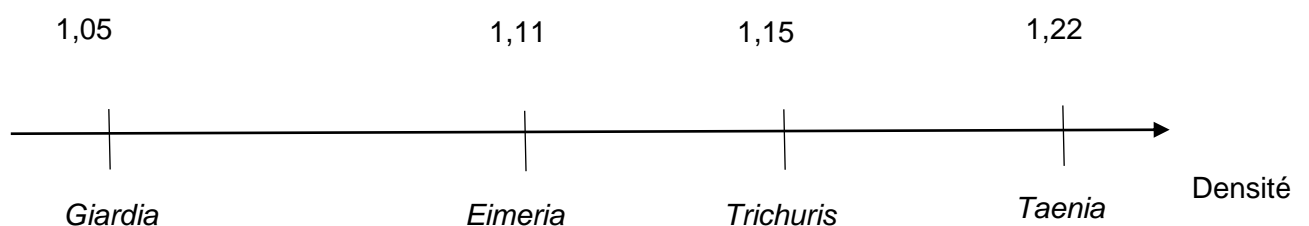
C'est la technique la plus employée car c'est la technique d'enrichissement nécessitant le moins de matériel.

L'utilisation d'un liquide de densité supérieure aux œufs de parasites permet de faire remonter ceux-ci vers la surface et d'entraîner les débris vers le fond. Plus le liquide est dense, meilleure est la sensibilité pour détecter des œufs (Beugnet, 2004). Cependant, un liquide trop dense fait également remonter les débris, ce qui gêne la lecture. Le liquide optimal aurait une densité comprise entre 1,22 et 1,35 (O'Grady et Slocombe, 1980).

Les liquides de flottation les plus employés sont le sulfate de magnésium (solution à 35% à saturation dans l'eau, densité = 1,28), le sulfate de zinc (solution à 33% à saturation dans l'eau, densité = 1,18) et le mélange de sulfate et acétate de zinc (33 grammes de sulfate avec 15 grammes d'acétate dans 100 mL d'eau, densité = 1,24).

La densité des œufs (figure 15) de parasites retrouvés dans les matières fécales varie de 1,05 à 1,23 (David et Lindquist, 1982). Les kystes de *Giardia* ont une densité de 1,05. Les oocystes d'*Eimeria sp* ont une densité de 1,11. L'œuf d'un trichure est plus lourd avec une densité de 1,145, il faut donc utiliser une solution de forte densité pour le faire flotter et pouvoir le repérer sur une lame au microscope. De même, *Tænia sp* a une densité élevée de 1,22 (Beugnet, 2004).

Figure 15 : Échelle de densité des œufs de parasites du cobaye (Beugnet, 2004)

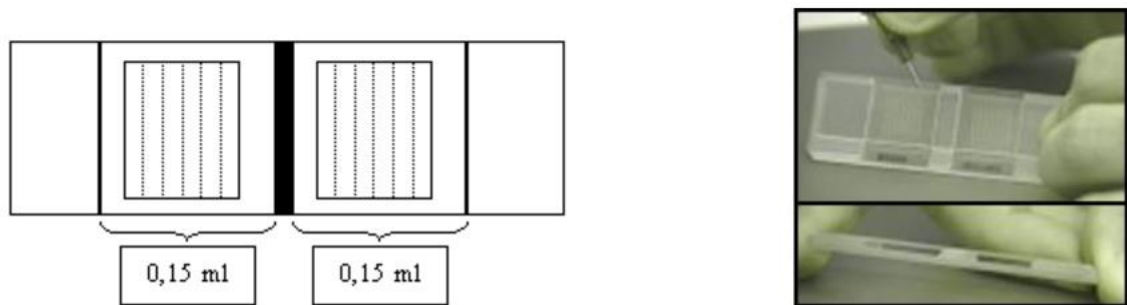


Cette technique permet de mettre en évidence tous les œufs d'helminthes et les kystes de protozoaires.

Elle est semi quantitative car en utilisant toujours le même poids de selles pour un même volume de liquide d'enrichissement, on peut en déterminer un niveau d'infestation.

Elle devient quantitative par l'emploi de la cellule de McMaster (figure 16) qui est une lame de lecture particulière permettant de calculer un nombre d'œufs par gramme de fèces (opg) de parasites.

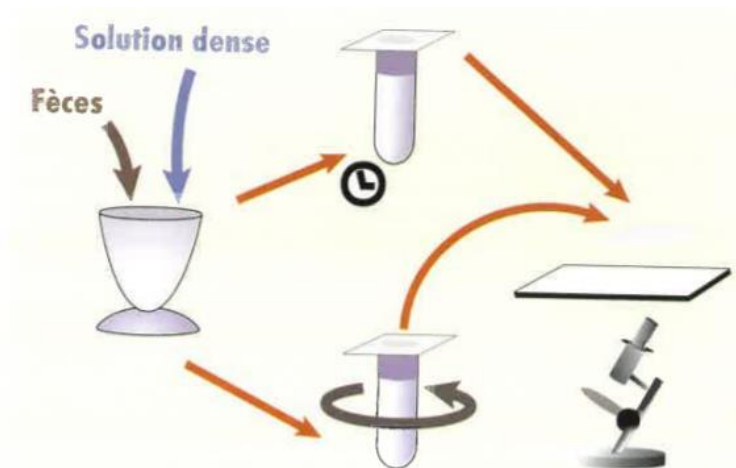
Figure 16 : Schéma et photographie d'une cellule de McMaster (Méthode de Mac Master, [http://alizarine.vetagrosup.fr/coproparasite/sommaire/techniques/analyse/mac_master.htm])



3. Protocole de la méthode semi – quantitative

- 5 grammes de selles sont mélangés dans 75 mL de solution dense spécifiée ci-dessus dans une éprouvette graduée de 100 mL à l'aide d'un agitateur en verre (figure 17).
- Le mélange est transvasé dans un verre à pied surmonté d'un filtre à thé.
- Un tube à essai est rempli en totalité jusqu'à visualisation d'un ménisque convexe. Une lamelle est posée sur le tube. Le dispositif est laissé au repos sur un porte tube pendant 15 minutes.
- La lamelle est posée sur une lame et devient ainsi prête pour l'observation microscopique.

Figure 17 : Schéma montrant la technique de flottation semi-quantitative (Beugnet et al., 2004)



4. Protocole de la méthode quantitative

- 5 grammes de selles sont mélangées dans 75 mL de solution dense spécifiée ci-dessus dans une éprouvette graduée de 100 mL à l'aide d'un agitateur en verre.
- Le mélange est transvasé dans un verre à pied surmonté d'un filtre à thé.
- Le mélange filtré est homogénéisé à l'aide d'une pipette Pasteur pour évacuer toutes bulles d'air.
- La cellule de McMaster est remplie à l'aide d'une pipette Pasteur puis après 15 minutes d'attente sur une surface horizontale, la cellule est prête à être analysée.

Chaque cellule de McMaster contient deux cellules quadrillées dont chacune présente un volume de 0,15 mL. Comme les selles sont diluées au $5/75 = 1/15$; La visualisation d'un œuf sous une cellule de la lame correspond à 100 œufs par gramme de fèces.

Si on compte les œufs sous les 2 grilles (soit dans 0,3 mL) ; pour obtenir le nombre d'œufs par gramme de fèces, il suffit d'effectuer la moyenne du nombre d'œufs compté sur chacune des deux grilles que l'on divise par 100 ce qui équivaut à la formule : $(A1 + A2) / 100$ avec A1 le nombre d'œufs visualisés sur la grille 1 et A2 le nombre d'œufs visualisés sur la grille 2.

Si le nombre d'œufs sur la lame est faible, pour augmenter la sensibilité, il faut compter non seulement les œufs présents sous les grilles mais également autour, soit dans l'ensemble des 2 compartiments (0,5 mL x 2). Sachant que dans 1 mL, on a 0,07 g de fèces, il faut multiplier le nombre d'œufs compté par 15. Le seuil de détection théorique est alors de 15 opg, soit une limite de détection de 1 œuf par millilitre.

5. Méthode de flottation avec centrifugation

D'après l'expérience de Blagburn (2008), une centrifugation du mélange du prélèvement avec le liquide dense améliore la sensibilité de la détection de parasites en accélérant leur remontée par rapport à l'effet de gravité seule. De plus, cette technique permet d'analyser les selles qu'au bout de 5 minutes de repos au lieu de 15 minutes dans les précédentes techniques de flottation permettant la séparation des œufs des débris.

Recherche de kystes de protozoaires

Les kystes de *Giardia* (d'une dimension de 8 x 12 µm) ou les coccidies (d'une dimension de 4 x 5 µm pour *Cryptosporidium*) sont difficiles à observer du fait de leur petitesse.

La recherche de ces éléments fait appel à des colorations non spécifiques tel que le lugol double ou bien l'iode pour les kystes de *Giardia*.

Les débris de végétaux et les oocystes de coccidies ne sont pas teintés par le lugol mais les levures et quelques helminthes peuvent l'être (Deguilhem, 2015). Les levures sont deux fois plus petites que les *Giardia* et sont dépourvues de structures internes apparentes.

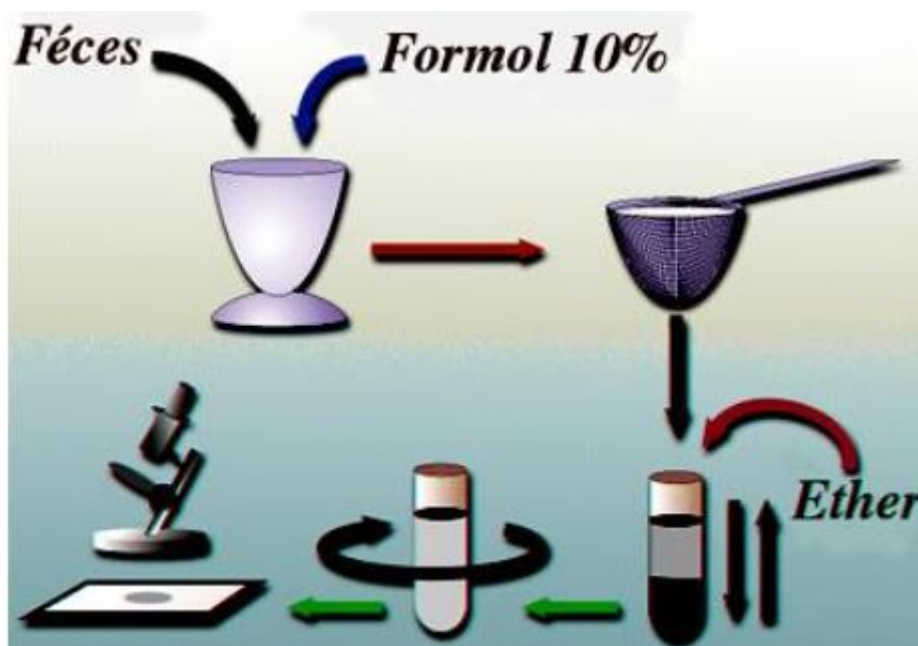
6. Technique de sédimentation de Telemann-Rivas (ou méthode di-phasique)

Le principe repose sur la dissolution du prélèvement dans une solution de densité faible permettant la sédimentation des œufs en les concentrant dans le culot. La sédimentation est intéressante pour les œufs lourds ou operculés qui ne flottent pas bien à cause de l'effet hypertonique exercé par la solution de flottation (Dryden *et al.*, 2005). Elle est surtout employée en cas de selles grasses. De plus, elle s'avère plus sensible pour l'identification de *Giardia* ou d'œufs lourds tels que les trématodes.

Protocole de la méthode par sédimentation (figure 18) :

- 0,5 gramme de fèces est d'abord mélangé dans 10 mL de sérum physiologique formolé à 10 % ou bien dans l'acide acétique à 5 %.
- Le mélange est tamisé.
- Il faut remplir 7 mL du mélange obtenu dans un tube à centrifuger de 15 mL.
- Le tube est complété avec 3 mL d'éther.
- Les tubes sont agités puis centrifugés à 3000 tours par minutes pendant 5 minutes.
- L'éther dégraisse le prélèvement. Le culot est récupéré à l'aide d'une pipette Pasteur et il est observé au microscope optique entre lame et lamelle.

Figure 18 : Les étapes de la réalisation pratique de la technique de sédimentation diphasique (Beugnet et al., 2008)



7. Technique de Baermann (Deguilhem, 2015)

Cette technique permet de mettre en évidence les larves vivantes de nématodes qui sont attirées par l'eau. Ces larves présentent donc un hydrotropisme et un géotropisme positif.

Protocole de la technique de Baermann (figure 19) :

- 10 à 20 grammes de fèces fraîches sont déposées dans une passoire métallique tapissée d'une à deux couches de gaze. Il est conseillé d'introduire la plus grande quantité de fèces possible.
- La passoire contenant les fèces est déposée dans un entonnoir. Celui-ci est relié à un tube en caoutchouc avec un robinet (pince de Mohr ou clamp) situé à son extrémité distale.
- L'entonnoir est rempli d'eau jusqu'à imbibber la compresse de gaze. Un béccher est placé sous le robinet pour collecter l'eau et les larves présentes.
- Il faut laisser reposer pendant 18 à 24 heures, avant d'ouvrir le robinet pour récupérer le liquide avec les larves ayant migrées.

- Environ 5 mL de liquide est récupéré.

- Les larves sont récupérées avec une pipette Pasteur et sont déposées sur une lame avant d'être observées au microscope. Il est possible de tuer les larves avant de les observer avec une solution de Lugol.

Figure 19 : Schéma illustrant la technique de Baermann (Beugnet *et al.*, 2004)



Faeces : fécès ; Water : eau ; migration of larvae : migration de larve ; collection of larvae : collection de larves

Cette méthode est facilement réalisable dans une clinique vétérinaire et elle présente un faible coût. En général, lors de l'observation, on retrouve peu de débris et les larves étant vivantes sont facilement identifiables.

Mais cette méthode présente l'inconvénient majeur de requérir des selles fraîches et le résultat n'est obtenu qu'au bout d'un certain temps car la migration des larves se fait en 18 à 24 heures. De plus, pour pallier à l'excrétion intermittente des larves, il est nécessaire de disposer d'un prélèvement correspondant à la récolte de fèces sur 3 jours consécutifs.

Interprétation coproscopique

Le nombre d'éléments parasites n'est pas toujours le reflet du niveau de l'infestation. En effet, certaines espèces sont plus prolifiques (*Paraspidodera uncinata*) que d'autres (*Trichostrongylus sp.*).

La ponte des parasites est aussi dépendante de la réponse immunitaire de l'hôte.

En cas d'absence d'éléments parasites, il est nécessaire de réitérer l'analyse. Les œufs ne sont pas toujours présents si l'analyse a été faite avant l'achèvement de la période pré-patente du

parasite qui correspond au temps qui s'écoule avant que les parasites ne soient capables de devenir des adultes matures et produisent des œufs.

8. Coproculture

La plupart du temps, la coproscopie, notamment chez les espèces herbivores ne permet pas d'identifier l'espèce du parasite mais uniquement son type, par exemple : « œuf de strongle ».

C'est pourquoi, la coproculture permet de faire évoluer l'œuf du parasite jusqu'à la larve L3 infestante, facilitant ainsi l'identification de l'espèce.

9. Techniques d'immunofluorescence (Deguilhem, 2015)

En cas de suspicion de giardiose, il existe un anticorps monoclonal fluorescent murin dirigé contre des antigènes de la paroi des kystes. Un anticorps secondaire anti-murine marqué révèle via une coloration vert-pomme, la fixation de l'anticorps à l'antigène en cas d'infestation. La sensibilité de cet examen est estimée à 94,7 % (Baixench *et al.*, 1993).

10. Techniques d'immunologie pour l'identification de *Giardia*

Il existe des tests ELISA permettant de mettre en évidence des antigènes de *Giardia sp.* : Giardia Specific Antigen (GSA) présents dans les fèces des animaux infestés.

Ces tests ne peuvent pas être réalisés sur un prélèvement congelé. Ces tests doivent être réalisés sur des fèces fraîches ou réfrigérées à 4°C au maximum pendant 48h.

Ces kits sont validés uniquement sur les selles de chiens et chats.

Le test SNAP® Giardia (figure 20), commercialisé par le laboratoire Idexx, pallie le problème d'excrétion intermittente des kystes, car il détecte les coproantigènes libres non liés aux kystes mais produits en continu par les parasites adultes. Ce test est composé d'anticorps spécifiques qui réagissent avec les coproantigènes de *Giardia sp.* par l'émission d'une deuxième pastille bleue en cas de positivité. S'il est positif, on considère que l'animal est activement infesté. Groat *et al.* (2003), ont montré que le test SNAP® Giardia a une sensibilité de 92 % et une spécificité de 99 % par rapport au test ELISA utilisé dans les laboratoires d'analyses de référence.

Ce test a l'avantage d'être rapide ; il se fait en huit minutes et il peut se pratiquer non seulement sur des selles fraîches mais aussi sur des prélèvements conservés au réfrigérateur entre 2 et 7 °C ou bien congelés pendant sept jours.

Il est à noter que chez certains chiens, le test peut rester positif jusqu'à trois semaines après le traitement car les coproantigènes ne disparaissent pas immédiatement après la mort du parasite dans les matières fécales.

Figure 20 : Photographie montrant un test SNAP® Giardia positif (Idexx, 2019)



11. Techniques d'identification par PCR

La détection d'ADN de divers parasites dans les selles est réalisée par PCR. Plus onéreuse, elle permet de confirmer un test ELISA et de détecter l'espèce exacte du parasite incriminé y compris pendant la période pré-patente et ce, sur divers tissus (humeur aqueuse et liquide cérébro-spinal) (Cabrera *et al.*, 2002 ; Salant *et al.*, 2010). De plus, la PCR présente l'avantage de pouvoir être réalisée sur des selles récoltées tardivement ou réfrigérées (Aurélien Grellet, congrès AFVAC Nantes 2013) avec une spécificité de 100 % (Augot, 2004). Cette méthode n'est réservée qu'à des laboratoires équipés (Scanelis (voir Annexe 3), Vebiotel). Elle est utilisable pour rechercher *Cryptosporidium weberi* (Feng *et al.*, 2011)

Technique PCR :

- Des amorces spécifiques sont utilisées pour amplifier l'ADN.
- Il y a concentration des œufs ou oocystes dans les selles.
- L'ADN est extrait.
- L'ADN est amplifié (dénaturation, hybridation, élongation) à deux reprises en variant la température.
- Dans un gel d'agarose, on laisse migrer l'ADN pendant une heure.
- *Via* des marqueurs spécifiques, le genre et l'espèce du parasite sont déterminés.

La réaction de polymérisation en chaîne peut échouer dans l'amplification de l'ADN de *Giardia sp.* dans environ 20 % des cas (Tangtrongsup et Scorza, 2010). Ces échecs peuvent s'expliquer par la présence d'inhibiteurs dans les selles.

10. Traitement des parasites digestifs du cobaye

A. Absence d'AMM d'antifongiques et d'antiparasitaires interne et externe chez le cochon d'Inde

D'après le guide de recommandations de l'ESCCAP publié en 2018, il n'existe à l'heure actuelle aucune AMM pour des antifongiques, des antiparasitaires internes et externes chez le cochon d'Inde.

B. Antiparasitaires internes recommandés pour le cochon d'Inde (hors AMM)

i. Curatif

1) Nématodes (ESCCAP, 2018)

Les **lactones macrocycliques** telle que l'ivermectine permettent de lutter efficacement contre les oxyures. Le protocole recommandé étant le dépôt directement sur la peau entre les deux scapulas de 5 µL d'une solution d'ivermectine à 1 % à raison de deux administrations espacées de dix jours.

Les **benzimidazolés** tels que le fenbendazole peuvent être également utilisés. Le protocole recommandé pour le fenbendazole est l'administration de 20 mg/kg par voie orale pendant cinq jours en alternance c'est-à-dire une semaine de traitement suivie d'une semaine sans traitement. Le traitement nécessite au moins trois cycles.

Les **dérivés imidazolés** peuvent être une bonne alternative comme le lévamisole qui est administré à 25 mg/kg par voie sous-cutanée ou bien à 10 mg/kg par voie orale.

Il est primordial d'associer à tout traitement antihelminthique, un nettoyage et désinfection du lieu de vie du cochon d'Inde.

2) Cestodes (ESCCAP, 2018)

Le **praziquantel**, puissant cestodicide, peut être administré au cochon d'Inde à raison de 5 à 10 mg/kg par voie sous-cutanée en deux fois à dix jours d'intervalle. Ce traitement doit être associé à des mesures de nettoyage et de désinfection de milieu de vie du cochon d'Inde.

3) Trématodes

Peu d'information sont disponibles chez le cobaye. L'albendazole peut être utilisé à la posologie de 5 mg/kg par voie orale à raison de deux fois par jour (Carpenter et Marion, 2018).

Le praziquantel administré à 5 à 10 mg/kg *per os* semble peu efficace. La stratégie la plus efficace passe par la prévention qui consiste à laver minutieusement les végétaux frais et à bien choisir son fourrage (Fuss, 2002).

4) Protozoaires

□ Traitement de la giardiose :

Le fenbendazole (**benzimidazole**) est à administrer par voie orale deux fois par jour pendant 10 jours à raison de 20 à 50 mg/kg. Une alternative consiste à opter pour le métronidazole (**nitroimidazole**) par voie orale deux fois par jour pendant cinq à sept jours à la posologie de 25 mg/kg. On conseille d'ajouter du sucre pour neutraliser le goût amer du métronidazole (Fuss, 2002). Ce traitement est déconseillé chez la femelle gestante car il est tératogène.

Les réinfestations sont fréquentes car des kystes peuvent être émis dans les selles cinq jours plus tard, c'est pourquoi on combine le traitement antiparasitaire avec une désinfection de la cage à l'aide d'ammoniums quaternaires. La litière doit être renouvelée plus fréquemment qu'à l'habitude (ESCCAP, 2018).

□ Traitement de la coccidiose (ESCCAP, 2018) :

Il est recommandé de prescrire du toltrazuril (famille des triazines) à la dose de 10 mg/kg par voie orale en alternance par cycle de trois jours.

On peut aussi prescrire des antibiotiques appartenant à la famille des sulfamides comme la sulfamérazine, la sulfaméthazine ou la sulfaquinoxaline respectivement à 1 mg/ml, 1 à 5 mg/mL et 1 mg/mL dans l'eau de boisson.

Il est aussi possible d'associer la sulfadiazine (famille des sulfamides) avec le triméthoprime à raison de 30 mg/kg deux fois par jour dans l'aliment.

□ Traitement de la cryptosporidiose :

Aucun traitement ne s'est montré efficace à ce jour ; on peut cependant essayer le même traitement que celui préconisé lors de coccidiose (Fuss, 2002).

La lutte repose essentiellement sur la prévention consistant à éviter l'exposition d'animaux porteurs aux jeunes cobayes à risque, nettoyer et désinfecter le milieu de vie du cobaye infesté. Les ookystes infectants sont détruits par une solution ammoniacale à 5 % ou après une exposition à une température inférieure à 0°C ou supérieure à 65°C (Solau Poissonnet, 2004).

□ Traitement de la tritichomonose, de l'entamoebiose et de la balantidiose :

Il est recommandé d'administrer du métronidazole à la dose de 20 à 50 mg/kg une fois par jour par voie orale pendant sept jours (ESCCAP, 2018).

D'après Fuss (2002), l'oxytétracycline serait efficace contre la balantidiose.

Comme lors de cestodose et de nématodose, il est important de mettre en place des mesures de décontamination du lieu de vie du cochon d'Inde.

ii. Prévention (ESCCAP, 2018)

La prévention des infestations parasitaires repose sur une association de mesures hygiéniques et l'utilisation de molécules à visée prophylactique.

Les mesures hygiéniques reposent sur le traitement de la nourriture, l'hygiène de la cage et de la litière ainsi qu'éviter les situations de surpeuplement (en augmentant la taille de la cage par exemple). En cas de contact possible avec d'autres animaux, les chiens et les chats doivent être régulièrement vermifugés.

Deuxième partie : étude expérimentale : enquête épidémiologique et coproscopique sur le parasitisme digestif du cobaye

1. Introduction

La vermifugation des chiens et des chats fait partie intégrante de la médecine préventive de ces animaux aux côtés des vaccins. Qu'en-est-il du cochon d'Inde ? Nous venons de constater en compilant la littérature scientifique que le cobaye peut être l'hôte d'un nombre non négligeable de parasites digestifs. Chez cet animal nouvellement médicalisé, la connaissance de ses parasites internes demeure limitée. La prévalence du parasitisme dépend-elle de la saisonnalité ? Y-aurait-il une part non significative de portages sains pour ces parasites digestifs chez le cobaye ?

À l'inverse des carnivores domestiques, le cochon d'Inde peut vivre dans des conditions de vie très variées. Le type d'habitat, sa localisation et son niveau d'hygiène, la cohabitation intra et interspécifique, la composition et la qualité de l'alimentation constituent autant de facteurs de cette diversité qui méritent d'être étudiés plus en détail...

Nous venons de voir qu'il n'existe pas d'AMM pour le cochon d'Inde pour les antiparasitaires internes, ni de recommandations précises. On peut également s'interroger sur les éléments qui fonderaient les vétérinaires à prescrire des traitements préventifs contre les parasites internes pour cette espèce.

2. Objectifs

Les objectifs de ce travail sont de déterminer :

- la diversité des conditions d'entretien et du régime alimentaire des cobayes en France, Belgique et Suisse
- la prévalence globale du parasitisme digestif sur cette population de cobayes ainsi que celles des espèces de parasites les plus souvent retrouvés
- s'il existe un intérêt à administrer un traitement antiparasitaire en préventif et si une famille de molécules devra alors être recommandée
- si la saison, les contacts interspécifiques, l'accès avec l'extérieur, l'hygiène et le type de culture des végétaux consommés par le cobaye représentent des facteurs de risque de la présence de parasites digestifs

3. Matériels et méthodes

Afin de répondre aux objectifs précédemment énoncés, la méthodologie a consisté en l'analyse de fèces de cochons d'Inde sains tout au long d'une année sur une population d'animaux sains d'origine française, belge et suisse pour lesquelles ont été recueillies des informations relatives à leur environnement, leur alimentation, leurs contacts intra et interspécifiques et leurs antécédents médicaux.

A. Les animaux et leurs propriétaires

Des propriétaires de cochon d'Inde ont été sollicités *via* des réseaux de vétérinaires et des groupes sociaux. Les personnes, soucieuses de contribuer à l'avancée des connaissances sur leur espèce de prédilection, ont accepté de renseigner *via* un questionnaire les conditions de vie de leurs cochons d'Inde et d'envoyer cinq grammes de selles fraîches de leur cobaye ou groupe de cobayes tous les 3 mois pendant un an.

Les propriétaires étaient soit français (métropole), belges ou suisses.

Dans un premier temps, un appel aux volontaires a été lancé parmi certains groupes Facebook® (tableau 3).

Tableau 3 : Liste des pages Facebook® où le questionnaire a été partagé

	Noms des pages Facebook®
Groupes des Écoles nationales vétérinaires	EnvA Oniris - Nantes envt VetAgro Sup
Groupes vétérinaires	VDM vétérinaire VDB vétérinaire Entre vétos et ASV – Vetbreedge
Groupes de passionnés de cochon d'Inde ou de NAC	Conseils cochons d'inde, cobayes Les Chons de Malo Nos chons (cochons d'inde / cobayes). Aide et Conseils, Cochons d'Inde Passion, Cochon d'Inde - Cobaye's Club Cobayes et Compagnies : Le petit monde de Praline PassionCobaye.Com LAPIN'ACS Lapin nain et cie Les lapinautes.

* VDB : Vie de Bonheur ; VDM : Vie de Merde

Enfin grâce à des vétérinaires franciliens spécialisés NAC, quelques volontaires supplémentaires ont pu être recrutés. Des affiches d'appel à candidature (Annexe 4) ont été posées dans la salle d'attente NAC du Centre Hospitalier Vétérinaire d'Alfort et dans la salle de repos du CEDAF (Centre d'Accueil des animaux de la faune sauvage de Maisons-Alfort).

Afin de respecter l'indépendance des données traitées, chaque propriétaire ne pouvait faire rentrer dans l'étude qu'un seul animal. Dans le cas où un propriétaire possède plusieurs cochons d'Inde, ces derniers sont en effet dits « statistiquement dépendants » car ils vivent dans les mêmes conditions et sont donc exposés aux mêmes facteurs de risque.

Les cobayes recherchés ne devaient pas avoir plus de quatre ans le jour de leur entrée dans l'étude. Cette limite d'âge avait été choisie arbitrairement étant donné l'espérance de vie moyenne du cobaye qui est de cinq à huit ans et la durée de l'étude s'étalant sur toute une année.

Un cochon d'Inde était considéré comme « individu de l'étude » dès lors que le propriétaire avait rempli le questionnaire.

B. Le questionnaire

Le questionnaire (*cf.* Annexe 5) à remplir comporte 33 questions avec une majorité de questions à choix unique permettant un remplissage plus rapide, une réduction et une harmonisation du choix des possibilités pour chaque potentiel facteur de risque. Ce questionnaire a été créé grâce au logiciel disponible à l'École National Vétérinaire d'Alfort : Microsoft Forms. Pour y répondre, il suffisait d'accéder à ce lien : <https://forms.office.com/Pages/ResponsePage.aspx?id=MLyqLQxxJ0qru1qmpvB0UeIFrbsvZJFgudWHrvgVBUOVNKSFMNFM2SDBDTUtPSEpGTEVBQVNLMy4u> ou bien via un QR code présenté sur l'Annexe 4.

i. Adresses de contact du propriétaire

Le questionnaire débute sur le renseignement de l'identité du propriétaire du cochon d'Inde afin de faciliter les échanges avec ce dernier. En effet, tous les trimestres, pendant une année, chaque propriétaire a reçu un mail de rappel pour effectuer le prélèvement de fèces ou bien les résultats de la coproscopie de son cobaye. Deux fois au cours de cette même année, il a reçu *via* la poste, un colis avec deux pots à prélèvement stériles vides et toutes les instructions pour réaliser un bon prélèvement de selles (*cf.* Annexe 6).

ii. Identité du cobaye

La suite du questionnaire porte sur le nom du cobaye, son statut reproducteur (entier ou castré/stérilisé) et son âge. Par choix, aucun cochon d'Inde de plus de 4 ans n'a été inclus dans l'étude. Les propriétaires devaient n'inscrire que leur cochon d'Inde le plus jeune dans le cas où ils en avaient plusieurs.

Puis le propriétaire devait indiquer l'origine du cobaye inscrit : obtenu soit en animalerie, soit chez un éleveur, soit chez un particulier ou bien dans d'autres circonstances.

De plus, le propriétaire devait nous renseigner sur la race de son cobaye s'il en avait connaissance ou à défaut placer leur cochon d'Inde dans une catégorie de type de race basé exclusivement sur le type de pelage :

- Les cochons d'Inde à « poils lisses et courts » rassemblant les races de cochons d'Inde à poils lisses de divers coloris de robe, mais aussi les cochons d'Inde à tête couronnée anglaise et américaine.

- Les cochons d'Inde à « poil court avec des rosettes » correspondant aux cochons d'Inde abyssinien ou à rosettes.

- Les cochons d'Inde à « poils longs » rassemblant les cochons d'Inde de race péruvienne, shelty, lunkarya ou bien alpaga.

- Les cochons d'Inde « Skinny » représentant les cobayes nus.

- Les cochons d'Inde « Cuy » étant le cochon d'Inde géant.

- Les « autres » races de cochons d'Inde correspondant aux races moins communes telles que les texel, rex et teddy ayant un poil dur.

Enfin, étant donné que le cochon d'Inde est une espèce sociable, il a été demandé aux propriétaires de nous renseigner sur le nombre de cobayes, avec lequel l'individu inscrit était en contact.

iii. Logement du cobaye

Une partie du questionnaire a pour objectif d'obtenir une description non exhaustive du milieu de vie du cochon d'Inde afin de mettre en évidence l'existence d'un contact plus ou moins rapproché avec l'environnement extérieur et donc potentiellement avec des œufs de parasites. Dans un premier temps, une question permet d'identifier dans quel type d'habitat vit le cobaye : cage (ou cavy cage), en liberté à l'intérieur ou à l'extérieur, dans un enclos à l'extérieur ou dans un environnement mixte c'est-à-dire un cochon d'Inde qui vit dans une cage en l'absence des propriétaires mais qui est en liberté en leur présence.

Pour les cochons d'Inde vivant dans une cage, le propriétaire doit renseigner les dimensions de la cage disponibles par cochon d'Inde (en divisant les dimensions par le nombre de cochons d'Inde). Puis il doit spécifier la fréquence, la durée et le lieu des sorties du cochon d'Inde de la cage.

La nature du composant de la litière est demandée : copeaux de bois, chanvre, pellets de bois, alèze, Vetbed® ou bien de la terre. La fréquence de nettoyage de la cage doit aussi être précisée.

iv. Contact interspécifique

Comme certains parasites sont communs aux autres animaux de compagnie, il a été demandé de spécifier si le cochon d'Inde pouvait être en contact plus ou moins étroit avec un lapin, des carnivores domestiques, d'autres rongeurs ou des oiseaux.

v. Alimentation du cobaye

Comme la plupart des infestations se fait par voie oro-fécale, une attention toute particulière a porté sur la nature, la qualité et l'hygiène du régime alimentaire.

Une première question a pour but de quantifier le nombre de cobayes ayant accès à du foin et une question supplémentaire nous renseigne sur la qualité de celui-ci (présence d'insectes et de corps étrangers dans le paquet de foin). Puis une question recense le nombre de cobayes ayant accès à de l'herbe fraîche. Une autre question recense les cobayes consommant des légumes et fruits frais ainsi que l'origine et l'hygiène de ces derniers. Une autre porte sur les cobayes consommant des extrudés ainsi que les marques achetées.

vi. Vermifugation et antécédent médical du cobaye

Chaque propriétaire a dû déclarer si son cochon d'Inde avait présenté des troubles digestifs au cours de sa vie, sachant qu'au moment de l'entrée dans l'étude, le cobaye devait être sain.

D'autre part, en cas d'administration d'antiparasitaire interne, le propriétaire devait spécifier le nom de la spécialité et la fréquence de l'administration du produit.

vii. Choix de la méthode d'envoi du prélèvement

Le propriétaire bénéficiait du choix de recevoir et d'envoyer les pots à prélèvement : directement à l'École Nationale Vétérinaire d'Alfort, *via* des connaissances de l'École, directement à Cergy-Pontoise ou bien par la poste pour les propriétaires ne résidant pas à proximité de ces lieux.

C. Les prélèvements

Tous les trois mois, suite à l'envoi d'un mail de rappel, chaque propriétaire a prélevé au moins cinq grammes (correspondant approximativement à la moitié du pot à prélèvement) de fèces fraîches.

Si le cochon d'Inde vivait à l'extérieur ou dans une litière à base de terre, il était préconisé d'isoler l'animal sur un sol synthétique relativement propre jusqu'à ce qu'il ait émis la quantité de selles requise.

Si le cochon d'Inde vivait dans un endroit contrôlé telle qu'une cage ou un enclos d'intérieur, il était demandé de faire la récolte de fèces fraîches soit le jour suivant le nettoyage de la litière.

Comme la plupart des cochons d'Inde vivent avec d'autres congénères, le propriétaire n'a pas eu pour obligation de ne prendre les selles que du cochon d'Inde inscrit mais il a pu prélever un mélange de fèces si et seulement si les cochons d'Inde vivaient dans le même lieu, dans les mêmes conditions et s'ils consommaient les mêmes aliments.

Il a été demandé de conserver le moins longtemps possible le prélèvement avant de l'envoyer par la poste ou de l'apporter directement en main propre à Maisons-Alfort ou Cergy-Pontoise. En attendant de l'envoyer, il a été conseillé de conserver le pot à prélèvement dans un réfrigérateur.

Un passage à la boîte aux lettres de Maisons-Alfort a été réalisé deux à trois fois par semaine. Dans les rares cas de réception en mains propres, des rendez-vous pris par téléphone ou par courriels ont permis de convenir d'une date et d'un lieu de rendez-vous pour la réception des prélèvements.

Dès réception des prélèvements, ils ont été immédiatement conservés au réfrigérateur à une température variant de 2 à 4°C.

Avant analyse, le temps d'attente minimal étant de quelques heures et le temps maximal de stockage étant de deux semaines.

D. Les analyses

i. Analyse coproscopique

La méthode coproscopique utilisée est la méthode de flottation semi-quantitative et quantitative. Le liquide dense employé est le sulfate de magnésium à la densité de 1,28.

Toutes les analyses coproscopiques se sont déroulées au laboratoire de parasitologie de l'École Nationale Vétérinaire d'Alfort.

□ Protocole :

- 1- 3 grammes de selles sont prélevés et versés dans une éprouvette graduée de 100 mL.
- 2- Lorsque les selles sont indurées et desséchées, elles sont d'abord réduites en poudre grâce à un mortier.
- 3- Les selles sont dissoutes dans 45 mL de solution dense à l'aide d'un agitateur en verre.
- 4- Le mélange obtenu est filtré par un filtre à thé.
- 5- La solution filtrée est récoltée dans un verre à pied.
- 6- La solution est homogénéisée et débrassée de bulles d'air à l'aide d'un compte-goutte.
- 7- La cellule de McMaster est remplie à l'aide du compte-goutte puis après 15 minutes d'attente sur une surface horizontale, la cellule est prête à être analysée au microscope optique à l'objectif 10 pour le comptage et la mesure des dimensions de l'œuf parasite.
- 8- Un tube à essai est totalement rempli jusqu'à visualisation d'un ménisque convexe. Une lamelle est posée sur le tube. Le dispositif est laissé au repos sur un plan de travail horizontal pendant 30 minutes. Puis la lamelle est déposée sur une lame, avant d'être observée au microscope optique à l'objectif 10. L'objectif 20 est utilisé pour la reconnaissance du parasite en visualisant certains détails.

Comme exposé dans la partie bibliographique, pour obtenir le nombre de parasites observés par gramme de fèces, on effectue la moyenne du nombre d'œufs compté sur chacune des deux grilles de la cellule de McMaster que l'on multiplie par 100.

ii. Analyse statistique

L'analyse des résultats ci-après utilise le test du Chi² permettant de vérifier la présence ou l'absence de différence significative entre certaines réponses étudiées entre deux variables qualitatives et nominales. Pour pouvoir appliquer ce test, chacun des effectifs attendus doit être au moins égal à 5 et le seuil de significativité a été fixé à 5 %. Quand les effectifs attendus étaient inférieurs à 5, le test exact de Fisher a donc été utilisé. L'ensemble des traitements statistiques a été réalisé à l'aide du site de biostatistiques en ligne : <http://biostatgv.sentiweb.fr/?module=tests>

4. Résultats

A. Résultats sur le questionnaire

i. Choix du mode d'envoi des pots à prélèvements

Le questionnaire a été disponible du 27 décembre 2017 au 13 décembre 2018.

158 volontaires ont répondu au questionnaire avec une durée moyenne de remplissage de 15 minutes et 26 secondes (figure 21).

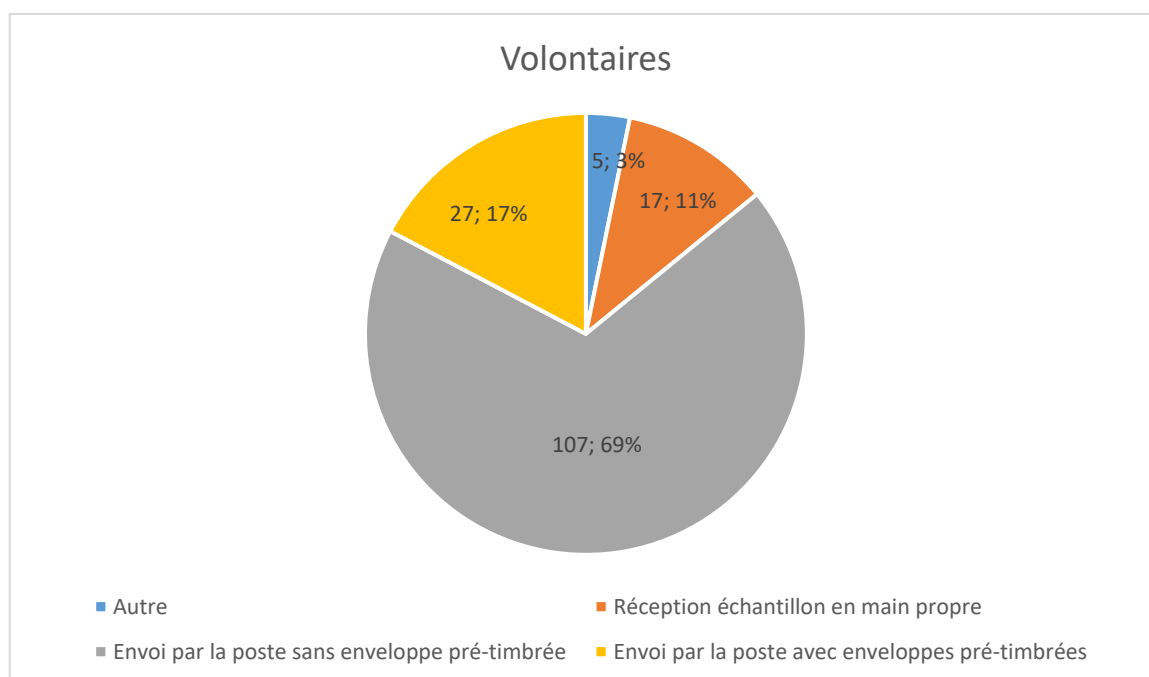
17 personnes ont décidé de donner les échantillons en main propre ou par l'intermédiaire d'un étudiant vétérinaire ou d'un cabinet vétérinaire.

27 personnes ont préféré recevoir des enveloppes pré-timbrées.

107 personnes ont choisi l'option d'envoyer les prélèvements en affranchissant eux-mêmes les lettres en échange de recevoir le résultat de chacune des coproscopies.

Les 5 personnes « autre » représentent en fait les propriétaires n'ayant pas renseigné leurs adresses complètes ou s'étant inscrites plus d'une fois.

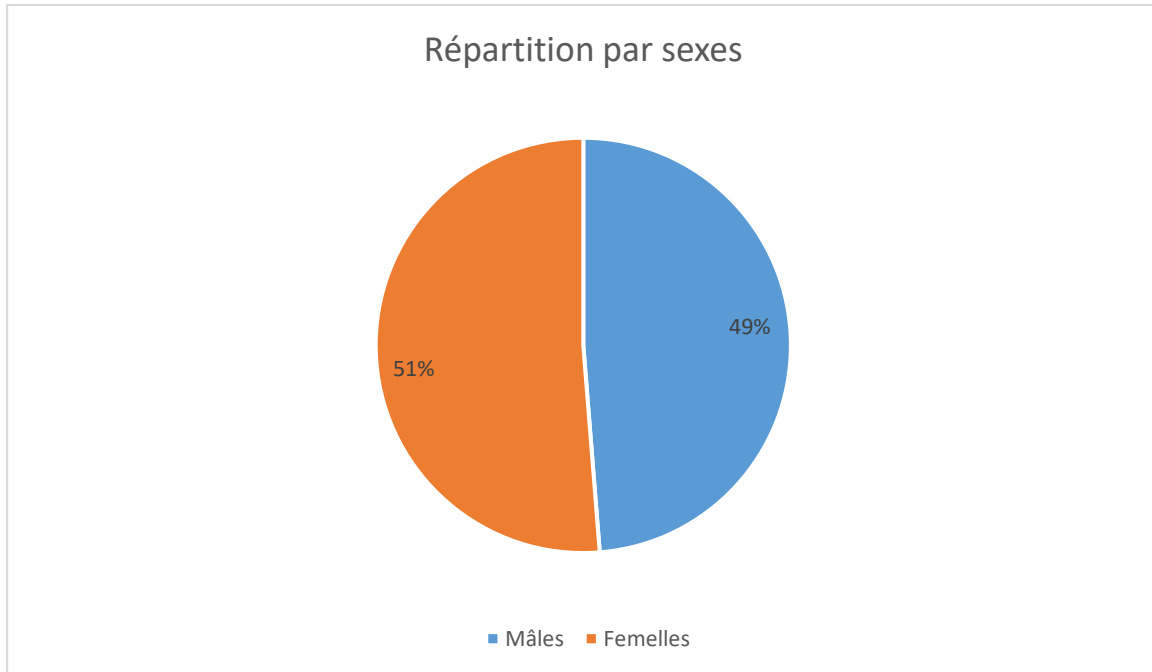
Figure 21: Répartition du mode d'envoi des pots à prélèvements



ii. Distribution des cochons d'Inde en fonction de leur sexe

Parmi les 158 cochons d'Inde inclus dans l'étude, il y avait 81 femelles et 77 mâles (figure 22). La parité des sexes a été respectée.

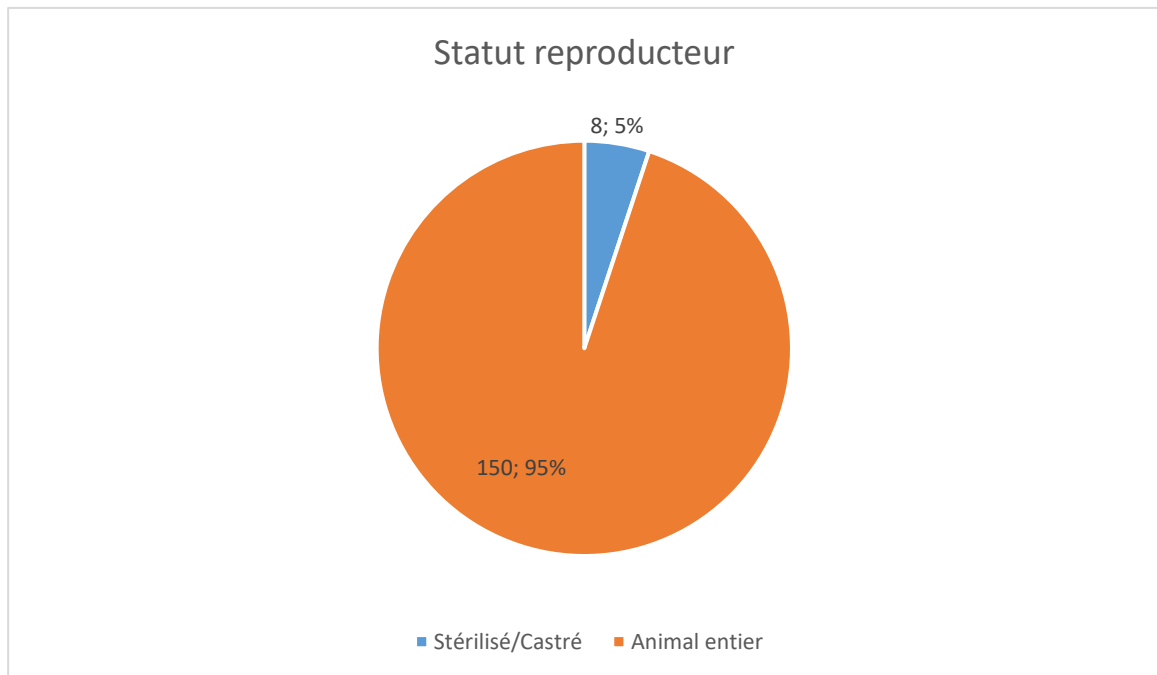
Figure 22 : Répartition des cochons d'Inde en fonction de leur sexe



iii. Distribution des cochons d'Inde en fonction de leur statut reproducteur

La majorité (figure 23) des cochons d'Inde inclus dans l'étude ne sont ni castrés, ni stérilisés (150 individus).

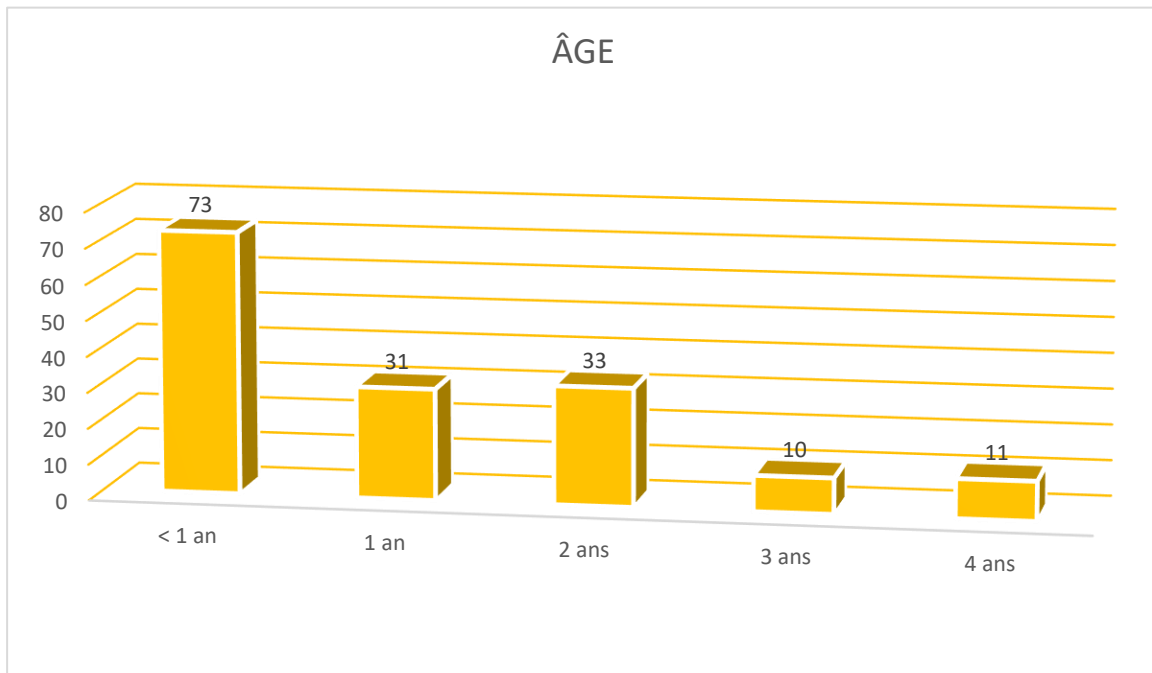
Figure 23 : Statut reproducteur des cochons d'Inde



iv. Distribution des cochons d'Inde en fonction de leur âge

On remarque dans la figure 24 que 73 des cochons d'Inde avaient moins d'un an lors de leur entrée dans le protocole, 31 cobayes avaient 1 an, 33 avaient 2 ans, 10 avaient 3 ans et enfin 11 avaient 4 ans.

Figure 24 : Répartition des cochons d'Inde en fonction de leur âge

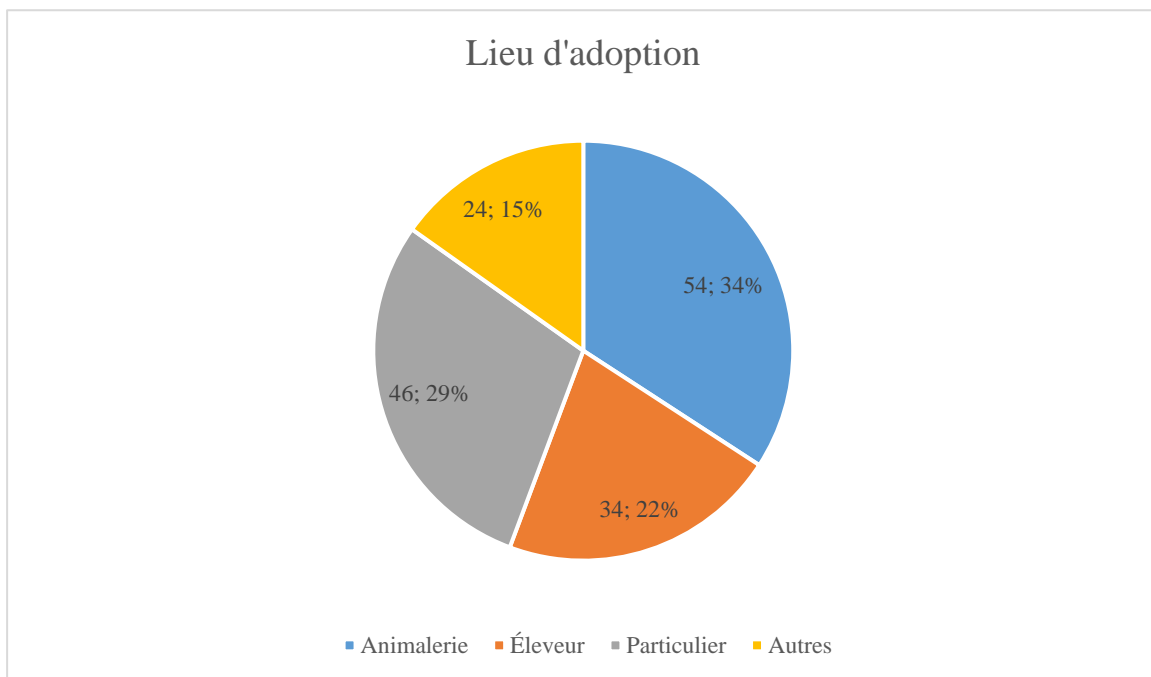


v. Distribution des cochons d'Inde en fonction de leurs origines

Il a été décidé de rechercher l'origine du cochon d'Inde afin de savoir dans un second temps si cela pouvait impacter le parasitisme digestif de cette espèce (figure 25).

54 cochons d'Inde de l'étude proviennent d'une animalerie, 46 cobayes proviennent de particuliers, 34 proviennent directement d'un éleveur et le restant soit 24 ont été adoptés *via* d'autres moyens (par l'intermédiaire d'une association, dans la nature suite à un abandon...).

Figure 25 : Origine du cochon d'Inde lors de son adoption



vi. Diversités des races des cochons d'Inde de l'étude

72 cochons d'Inde (soit 45%) ont un poil lisse et court (figure 26).

26 cochons d'Inde (soit 16%) ont un poil court avec des rosettes.

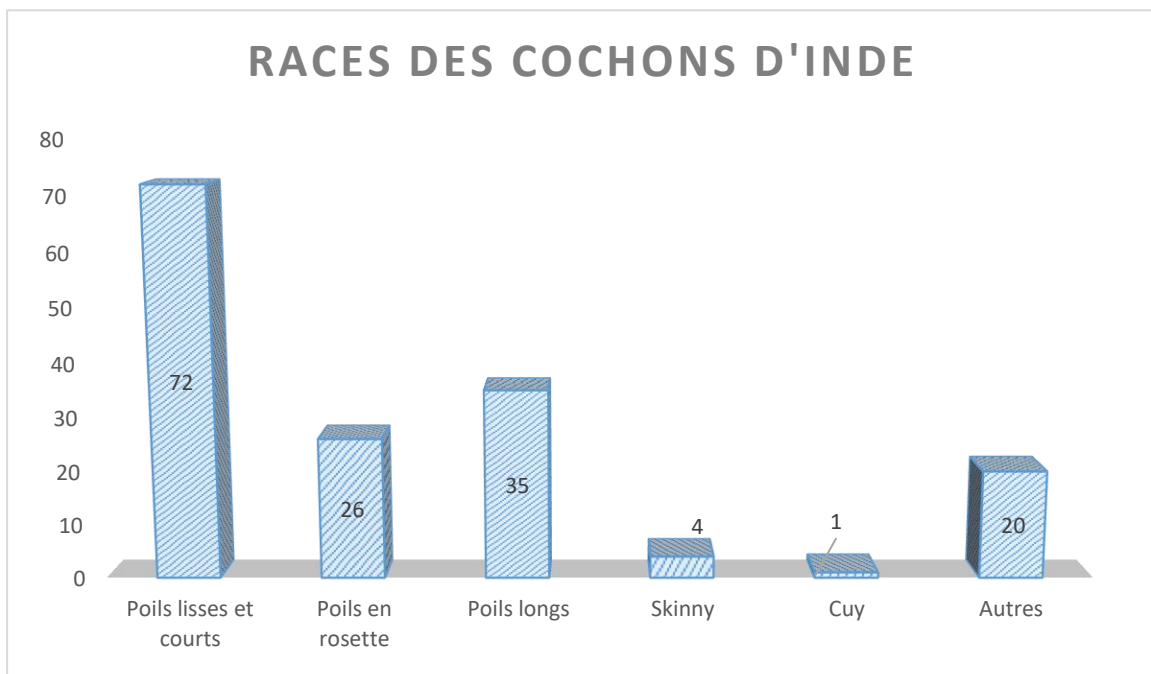
35 cochons d'Inde (soit 22%) ont des poils longs.

4 cochons d'Inde (soit 3%) sont des Skinny.

Un seul cochon d'Inde était un Cuy.

Les 20 (soit 13,4 %) cochons d'Inde restants ont été classés dans « autres ».

Figure 26 : Diversité des races des cochons d'Inde

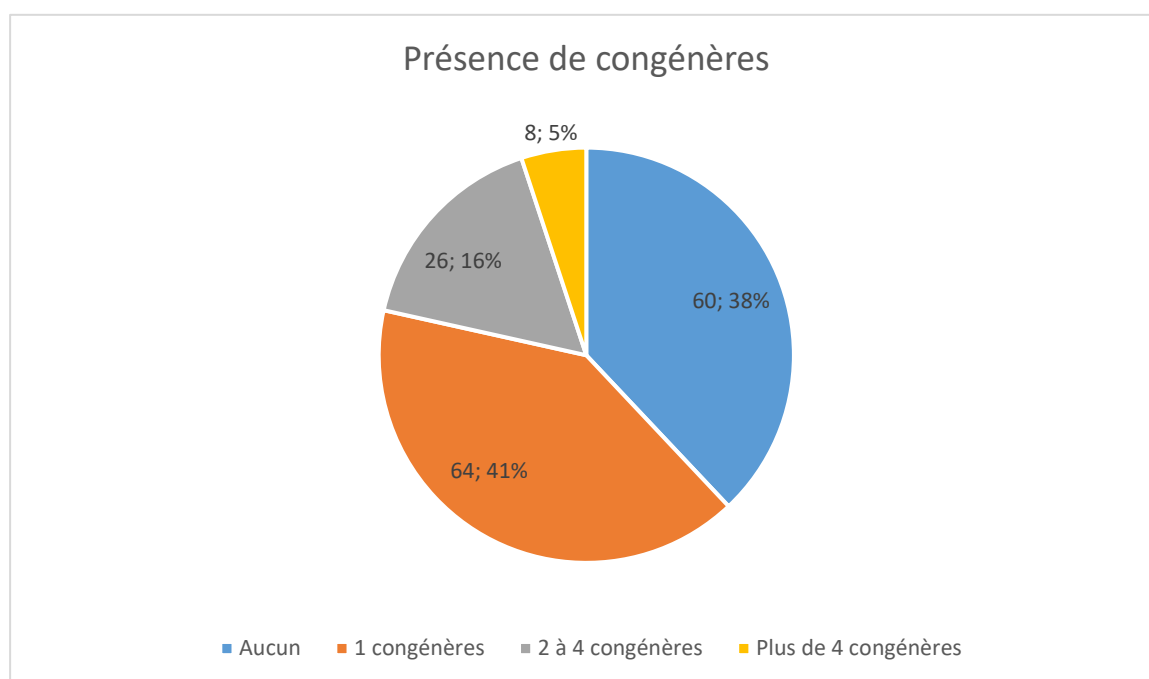


vii. Diversité des contacts des cochons d'Inde inclus dans l'étude

Comme le cochon d'Inde est une espèce sociable, il a été décidé de se renseigner sur le nombre d'individus de cochons d'Inde dans chaque foyer de l'étude (figure 27).

98 cochons d'Inde vivent au sein d'une tribu de deux à plus de cinq cochons d'Inde (voir détails sur la figure 28 ci-dessous) quand 60 cobayes vivent en solitaire.

Figure 27 : Proportion de cobayes vivant avec des congénères



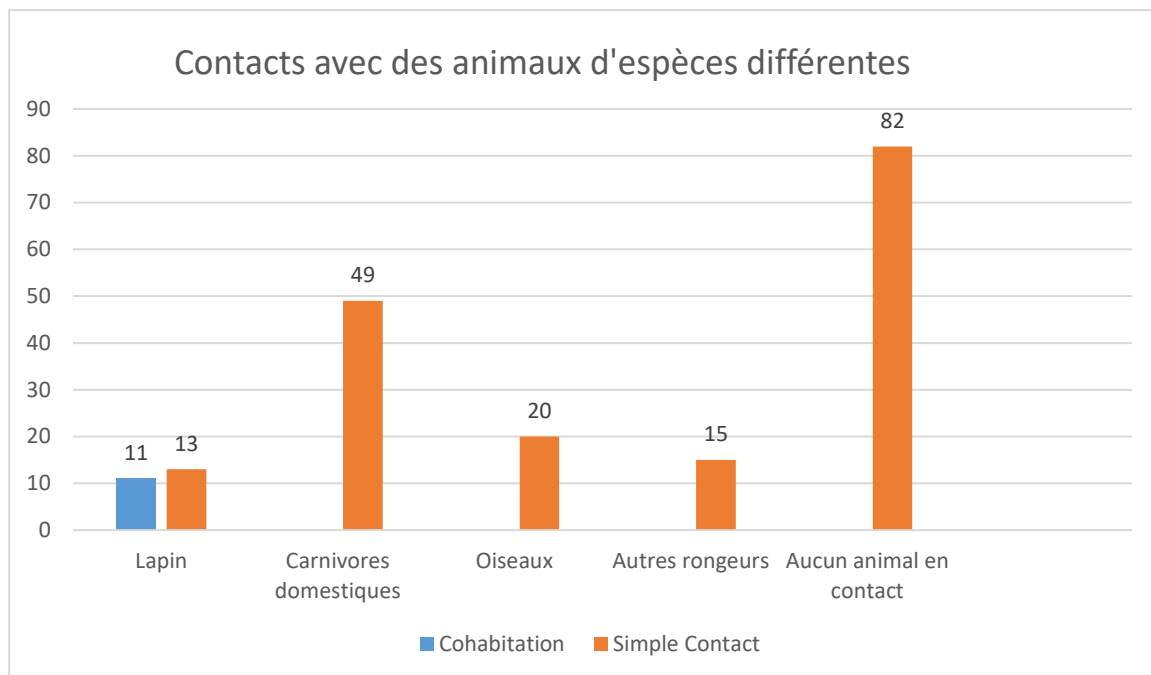
Le cochon d'Inde peut aussi avoir des contacts plus ou moins rapprochés avec des animaux d'espèces différentes (figure 28).

Ainsi, parmi les 76 animaux qui ont déclaré avoir un contact avec un animal d'une espèce différente, 11 partagent le même habitat et/ou la même cage avec un lapin.

13 cobayes ne vivent pas dans la même cage qu'un lapin mais peuvent être en contact avec cette espèce lors de sorties.

49 cochons d'Inde sont en contact avec des chiens, chats, furets lors de leurs sorties, alors que 15 cobayes peuvent être en contact avec des rongeurs et 20 avec des oiseaux.

Figure 28 : Nombre de cobayes vivant avec des animaux d'espèces différentes



viii. Milieu de vie des cochons d'Inde inclus dans l'étude

Comme un accès à l'extérieur peut être un facteur de risque de l'infestation du parasitisme, il a été décidé de se renseigner sur cette accessibilité auprès des cochons d'Inde suivis.

□ Diversité des milieux de vie

96 cochons d'Inde vivent dans une cage ou une Cavy cage exclusivement (figure 29).

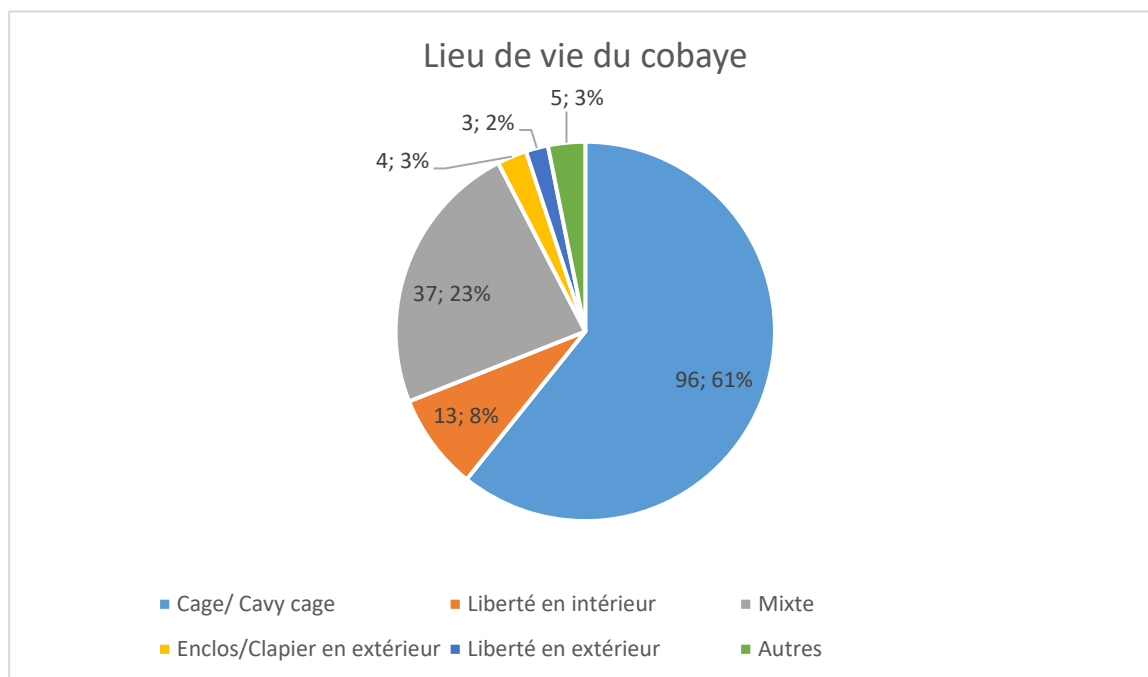
13 cochons d'Inde vivent en liberté dans une pièce ou dans une maison/appartement.

37 cochons d'Inde vivent dans un modèle mixte : c'est-à-dire ils ont accès en continu à leur cage et à une partie du milieu de vie des propriétaires. En l'absence de ces derniers, ils sont confinés dans leurs cages.

4 cochons d'Inde vivent dans un clapier ou enclos en extérieur tout au long de l'année.

3 autres cochons d'Inde vivent en totale liberté dans un milieu extérieur.

Figure 29 : Diversité du milieu de vie des cochons d'Inde

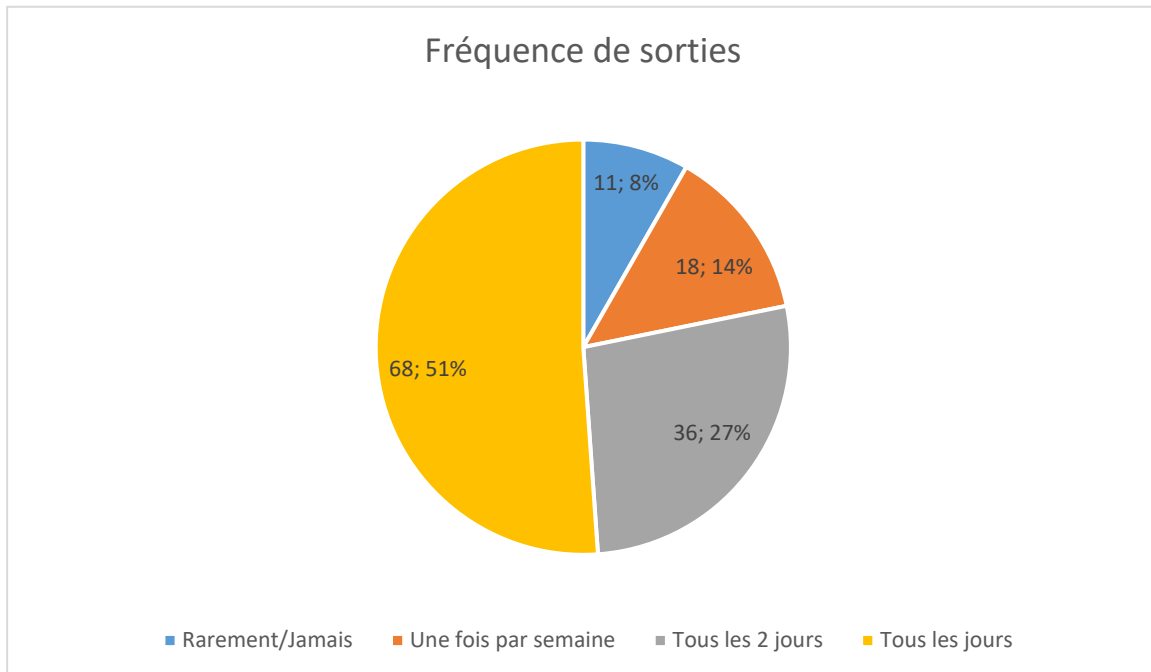


□ Fréquence de sorties des cobayes ne vivant pas en liberté

Parmi les 133 cochons d'Inde vivant en cage ou dans un environnement mixte entre cage et liberté, 68 font de l'exercice tous les jours, 36 sont sortis tous les 2 jours, 18 sont sortis une fois par semaine et 11 ne sortent que rarement voire jamais pour faire de l'exercice (figure 30).

Parmi tous ces cochons d'Inde, en moyenne les animaux sont sortis 2,66 heures par jour.

Figure 30 : Fréquence de sorties du cochon d'Inde

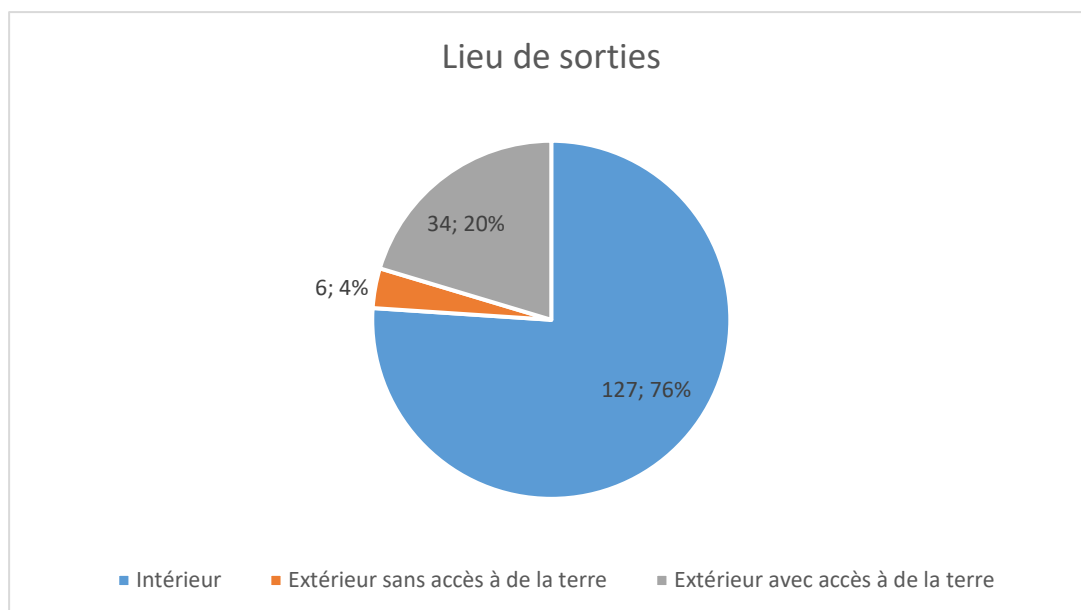


□ Lieux de sorties des cobayes ne vivant pas en liberté (figure 31)

127 cochons d'Inde sont sortis dans une pièce de l'appartement ou de la maison du propriétaire. 34 cochons d'Inde sont sortis dans un jardin où ils peuvent consommer de l'herbe et d'autres végétaux.

Enfin, 6 cochons d'Inde sont sortis en extérieur sans avoir accès à de la terre ou bien à des végétaux, par exemple, sur un balcon ou une véranda...

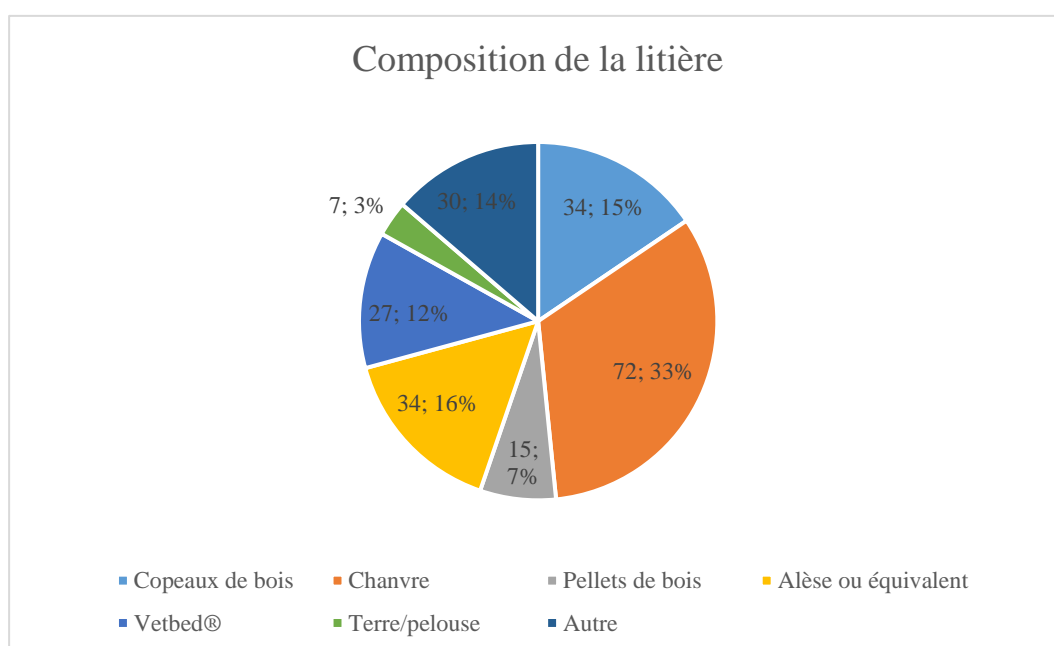
Figure 31 : Lieu de sorties du cochon d'Inde



□ Nature de la litière

La litière utilisée peut être très diversifiée allant du chanvre (pour 72 cobayes), aux copeaux de bois (pour 34 cobayes), aux alèses ou au tapis d'évier (pour 34 cobayes), au tapis de type Vetbed® (pour 27 cobayes), aux pellets de bois (pour 15 cobayes), à de la terre ou à de la pelouse pour les sept cochons d'Inde vivants en extérieur (figure 32).

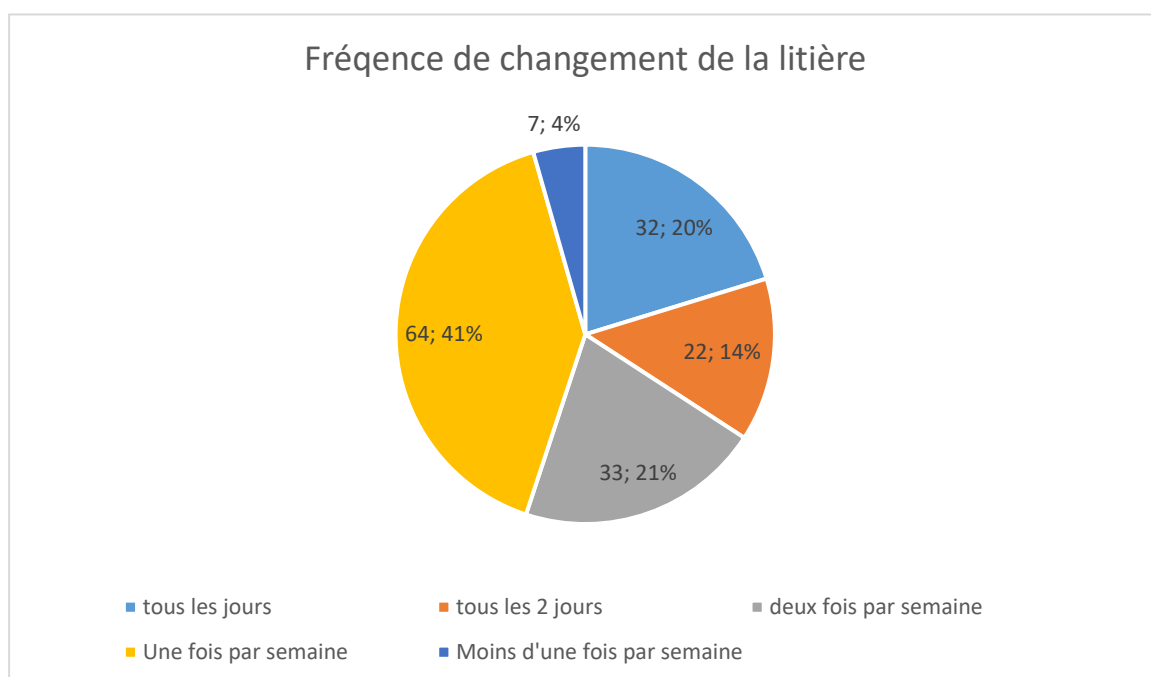
Figure 32 : Composition de la litière



□ Hygiène de la litière

64 propriétaires affirment renouveler la litière une fois par semaine, 33 deux fois par semaine, 32 tous les jours, 22 tous les deux jours et sept propriétaires la renouvelle moins d'une fois par semaine (figure 33).

Figure 33 : Hygiène de la litière



ix. Régime alimentaire des cochons d'Inde inclus dans l'étude

□ Consommation de foin et sa qualité

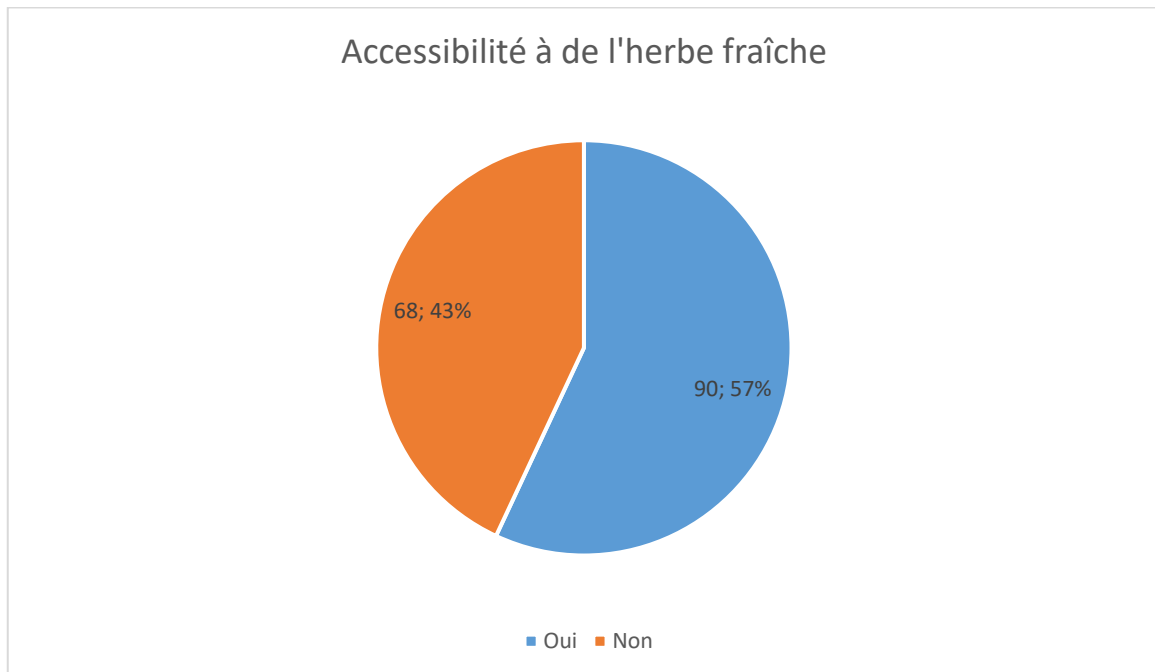
Les 158 cochons d'Inde de l'étude soient 100 % des individus consomment du foin.

Ce foin ne semble être que faiblement contaminé par la faune sauvage car seul 6 propriétaires y ont déjà retrouvé des insectes ou d'autres corps étrangers lors de sa distribution.

□ Consommation d'herbe fraîche

90 cochons d'Inde de l'étude ont accès à de l'herbe fraîche récupérée par leurs propriétaires quand 68 n'y ont jamais accès (figure 34).

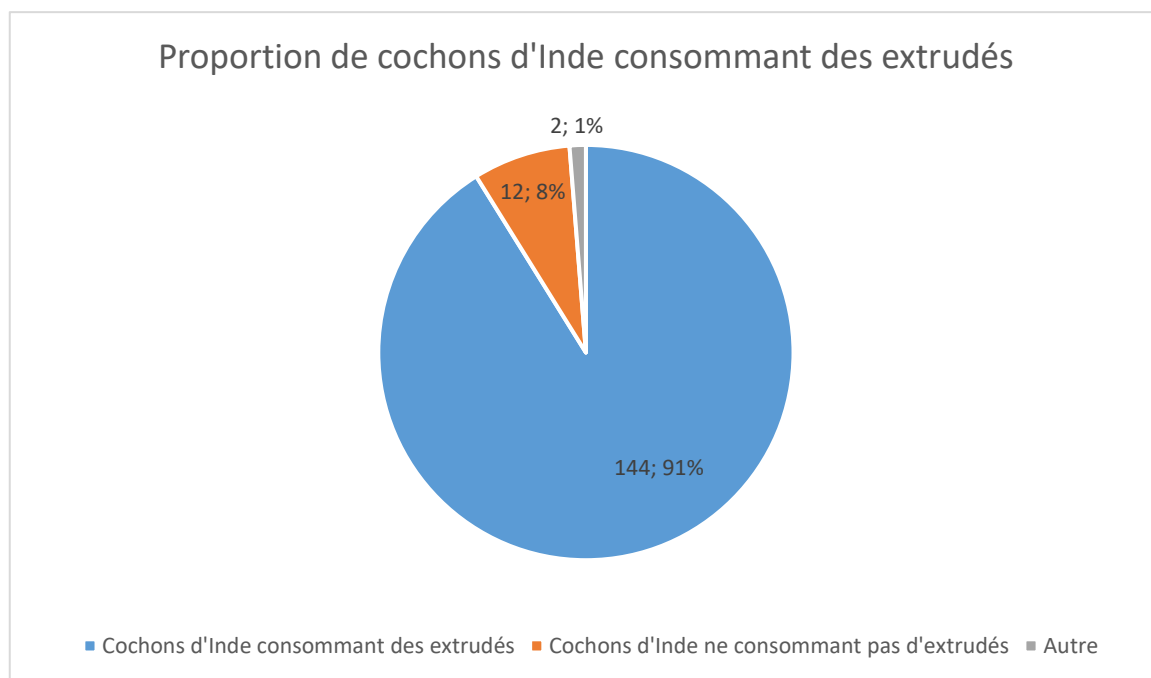
Figure 34 : Accessibilité à de l'herbe fraîche



□ Consommation d'une alimentation commerciale

D'après le questionnaire, 144 cochons d'Inde consomment des extrudés quotidiennement afin de compléter leur régime alimentaire (figure 35). 12 ne consomment pas d'extrudés.

Figure 35 : Consommation d'extrudés



Sur ces 144 cochons d'Inde ayant accès à des granulés, 139 propriétaires ont connaissance des granulés qu'ils distribuent. Les cinq propriétaires restants ignorent la marque d'extrudés distribuée.

Parmi eux, 12 propriétaires distribuent des mélanges de graines de différentes marques (tableau 4).

Tableau 4 : Tableau montrant le nombre de cobayes consommant des mélanges de graines en fonction de la marque

Marques de mélange de graines	Nombre de cochons d'Inde
Vitakraft®	3
Tyrol Good and optimal®	2
Versele Laga Crispy®	2
Carrefour®	1
Tom and Co®	1
Riga menu®	1
Paradisio®	1
Witte Molen puur®	1

Quatre propriétaires distribuent de l'alimentation développée initialement pour les lapins : trois personnes distribuent des Sélective® pour lapin et une personne des Versele Laga Cuni complet®.

123 personnes distribuent des extrudés à leurs cochons d'Inde contenant des granulés tous identiques entre eux (en opposition à un mélange de graines) de différentes marques (tableau 5).

Tableau 5 : Tableau montrant le nombre de cobayes consommant des granulés de même composition en fonction de la marque

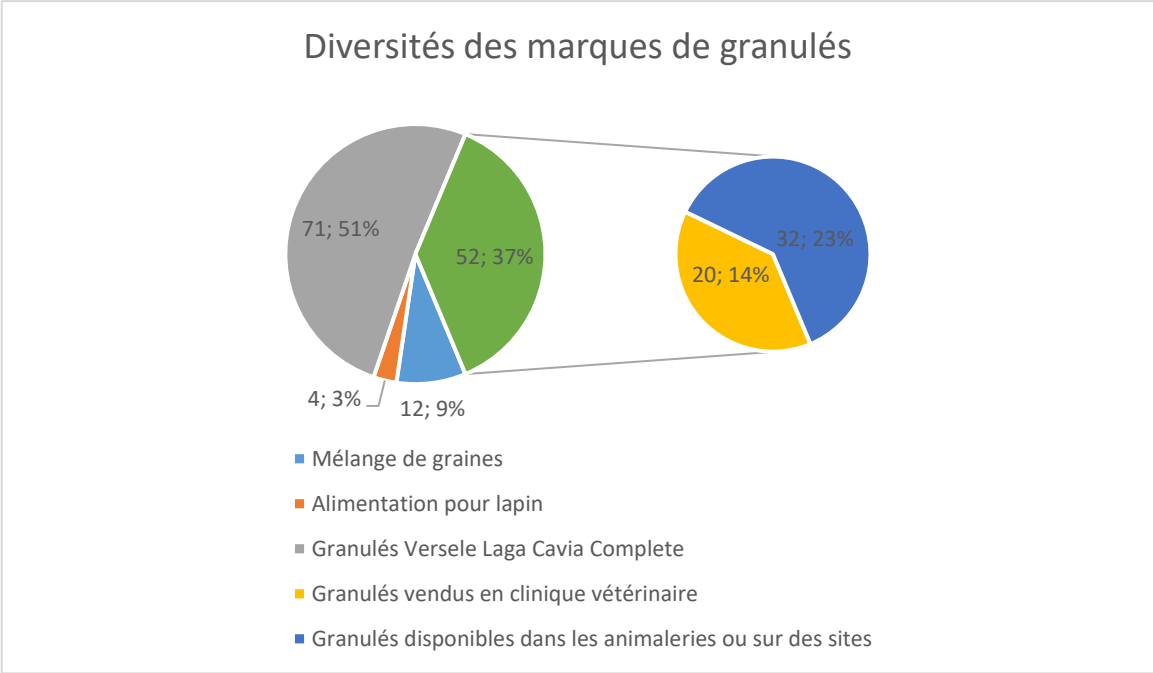
Marques de mélange de graines	Nombre de cochons d'Inde
Versele Laga Cava complete®	71
Hamiform®	21
Selective® *	12
Beaphar VetCare+® *	5
Cobaye Passion Premium®	4
Oxbow® *	3
JR Farm Grainless®	2
Feedez®	2
Rongis®	2
Maxizoo Real Nature®	1

* Extrudés disponible en cabinet vétérinaire

Enfin, voici ci-dessous (figure 36) un graphique faisant le bilan des divers types d'extrudés distribués dans cette population de cochons d'Inde.

71 cobayes ont accès à des extrudés Versele Laga complete® (disponible en animalerie ou sur internet), 20 ont accès à des granulés vendus principalement en cliniques vétérinaire (Selective®, Beaphare VetCare+® et Oxbow®) et 32 ont accès à d'autres marques de granulés (hors Versele Laga complete®) en vente en animalerie ou sur des sites internet. Enfin, 4 cobayes consomment de granulés pour lapin et 71 consomment des mélanges de graines.

Figure 36 : Bilan sur la diversité des types d'extrudés distribués



□ Origine et hygiène des légumes et fruits frais

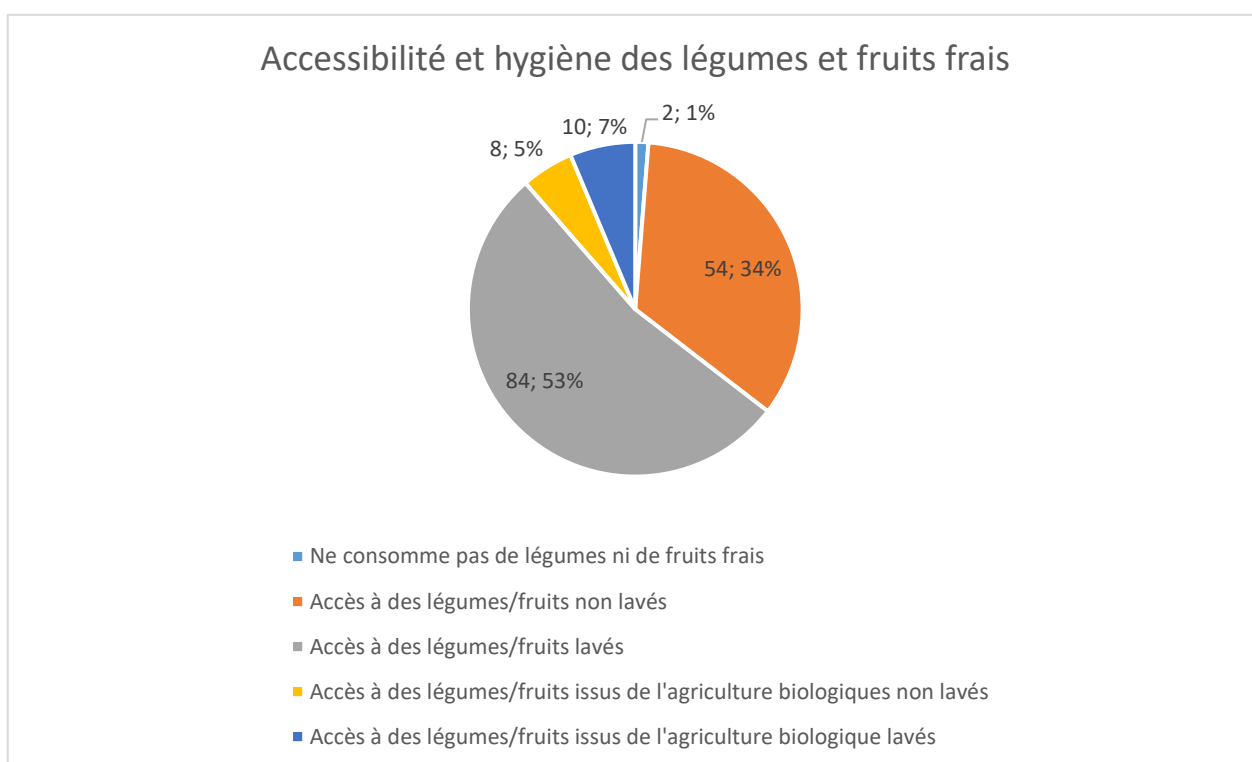
La majorité (156) des cochons d'Inde consomme des légumes ou bien des fruits frais, seuls deux cobayes dans l'étude n'y ont pas accès (figure 37).

Sur ces 156 cochons d'Inde, 18 consomment exclusivement des fruits et légumes issus de l'agriculture biologique.

84 propriétaires distribuent à leurs animaux les végétaux issus de l'agriculture conventionnelle après les avoir systématiquement lavés quand 54 propriétaires ne les nettoient pas préalablement.

Dix propriétaires distribuent à leurs animaux les végétaux issus de l'agriculture biologique après les avoir systématiquement lavés quand huit propriétaires le distribuent sans les avoir nettoyés préalablement.

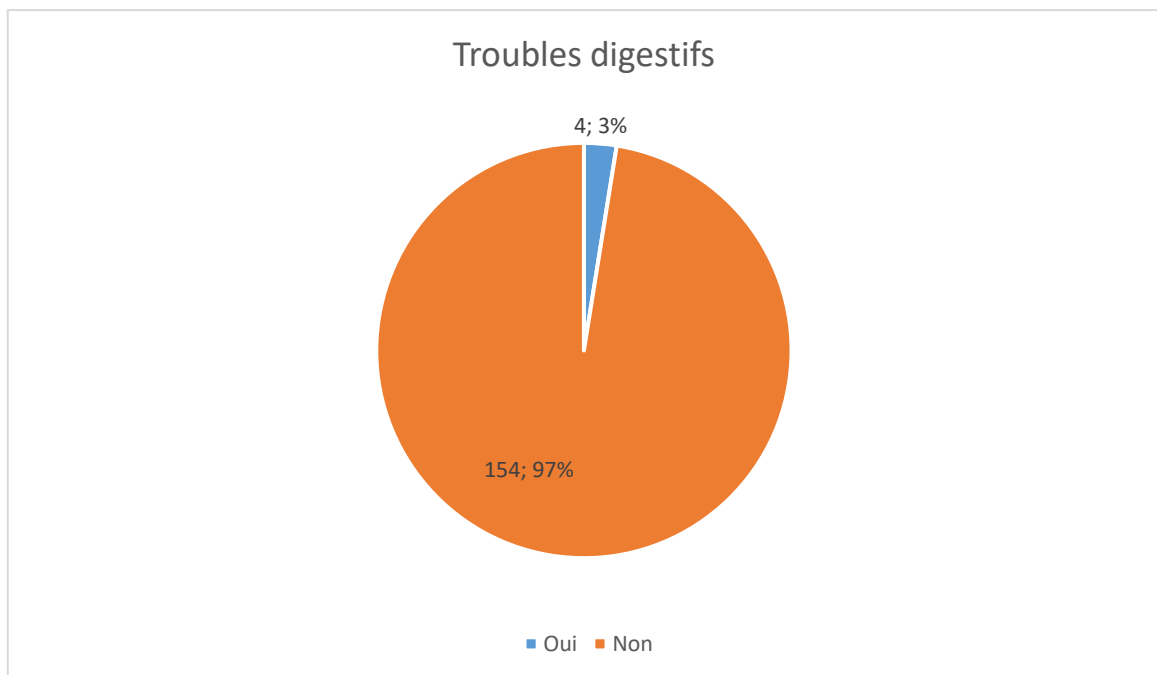
Figure 37 : Accessibilité et hygiène des légumes et fruits frais



x. Troubles digestifs chez les cochons d'Inde étudiés

Les animaux recrutés devaient être sains le jour de leur entrée dans l'étude. Seuls quatre cochons d'Inde avaient présenté des troubles digestifs antérieurement : un cobaye avait présenté des selles molles, un autre de l'aérophagie, un cobaye a déjà eu un épisode de diarrhée et le dernier avait eu « des spasmes digestifs » pouvant probablement correspondre à un épisode de stase digestive (figure 38).

Figure 38 : Présence de troubles digestifs dans l'historique de l'animal



xi. Vermifugation (tableau 6, figures 39 et 40)

138 propriétaires n'ont jamais administré de traitement pour lutter contre les parasites internes.

15 propriétaires ont déjà donné un traitement contre les parasites internes dont 11 l'ont administré occasionnellement *versus* quatre propriétaires qui l'administrent tous les mois ou tous les trois mois.

Enfin cinq personnes ont administré une molécule qui n'est pas reconnue comme ayant une action contre les parasites internes (le fipronil, le vinaigre de cidre, le Rongeur Digest® et l'antiparasitaire « naturel »). Ces personnes ont été placées dans la catégorie « autre » sur la figure 39.

Tableau 6 : Tableau montrant le nombre de cobayes ayant déjà reçu (ou croyant avoir reçu selon les propriétaires) une administration d'antiparasitaire en fonction de la molécule administrée

Molécule (spécialité)	Nombre de cochons d'Inde
Sélamectine (Stronghold chaton®)	10
fenbendazole (Panacur®)	1
Fipronil (Frontline®)	1
Lévamisole (Capizol®)	1
Ivermectine (Ivomec®)	1
Vinaigre de cidre	1
Antiparasitaire « naturel »	2
Vermifuge prescrit par un vétérinaire mais le nom de la molécule a été oublié	2
Rongeur Digest®	1

Figure 39 : Proportion de propriétaire ayant déjà administré un antiparasitaire interne ainsi que leur fréquence

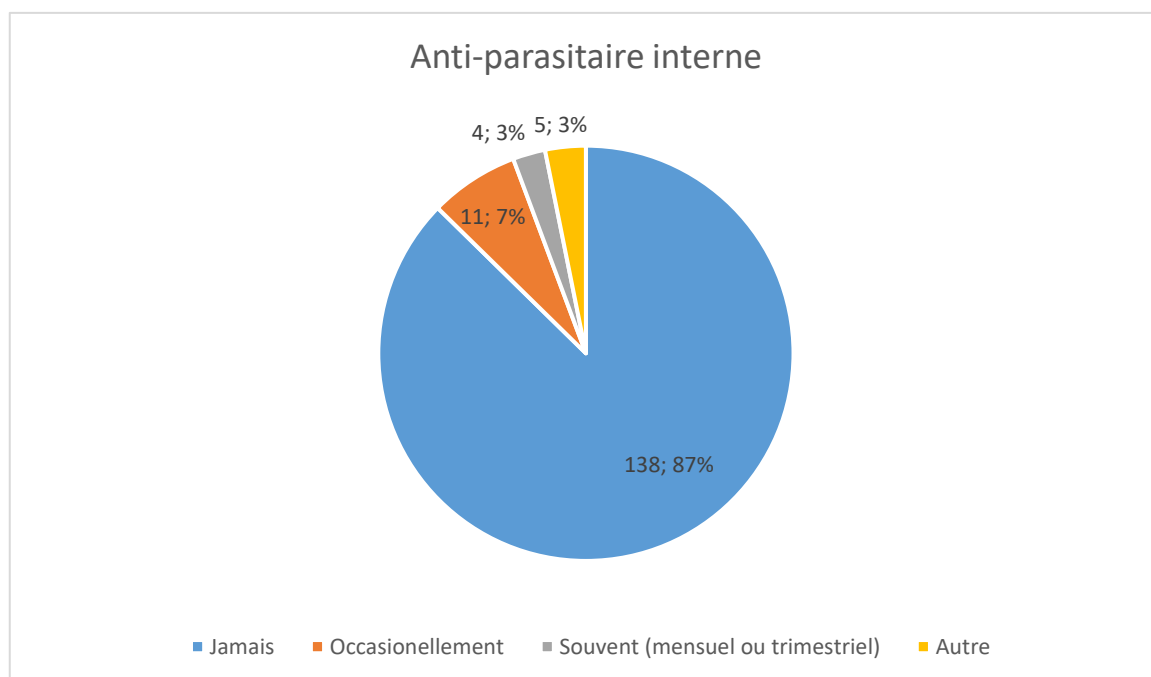
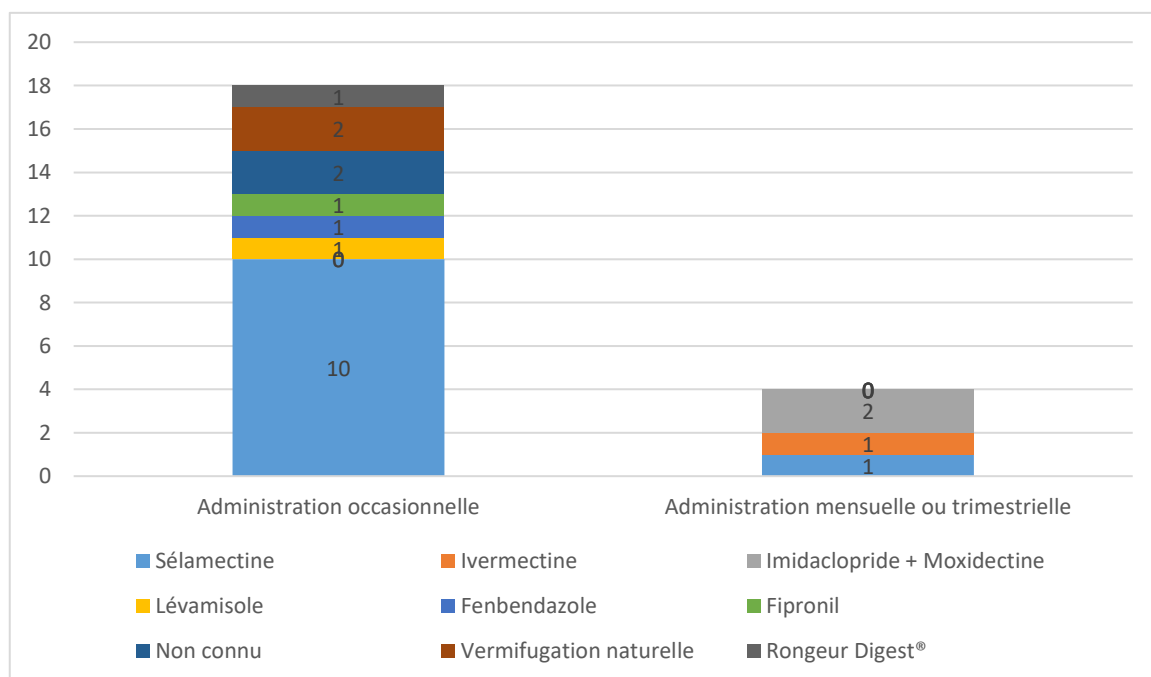


Figure 40 : Diversités des différents « antiparasitaires internes » administrés



B. Résultats des coproscopies

Parmi les 158 répondants au questionnaire, il a été impossible d'envoyer à trois personnes les pots à prélèvements par la poste du fait d'une adresse incomplète et une personne a rempli le questionnaire après la date de fin de recrutement. De plus une personne a répondu au questionnaire à deux reprises. Les analyses coproscopiques ont été réalisées sur 153 candidats différents, tous indépendants entre eux

i. Observance du protocole (figure 41)

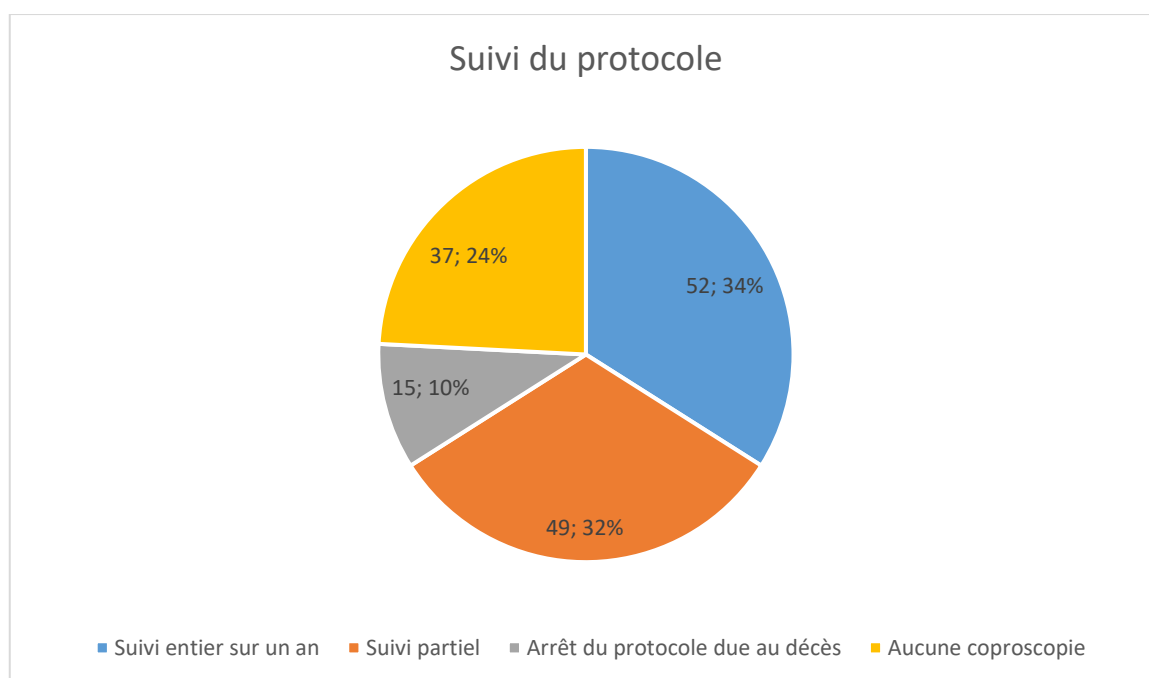
52 cochons d'Inde ont eu 4 coproscopies durant une année, chacune espacée de 3 mois.

49 cochons d'Inde ont eu au moins une coproscopie sans parvenir à être suivi tout au long de l'année.

15 cochons d'Inde ne sont pas allés au bout du protocole suite à un décès du cobaye (13 cas) ou bien du propriétaire (1 cas) ou un changement de propriétaire du cobaye (1 cas).

Enfin, 37 propriétaires qui ont rempli le questionnaire n'ont jamais envoyé des fèces pour qu'elles soient analysées.

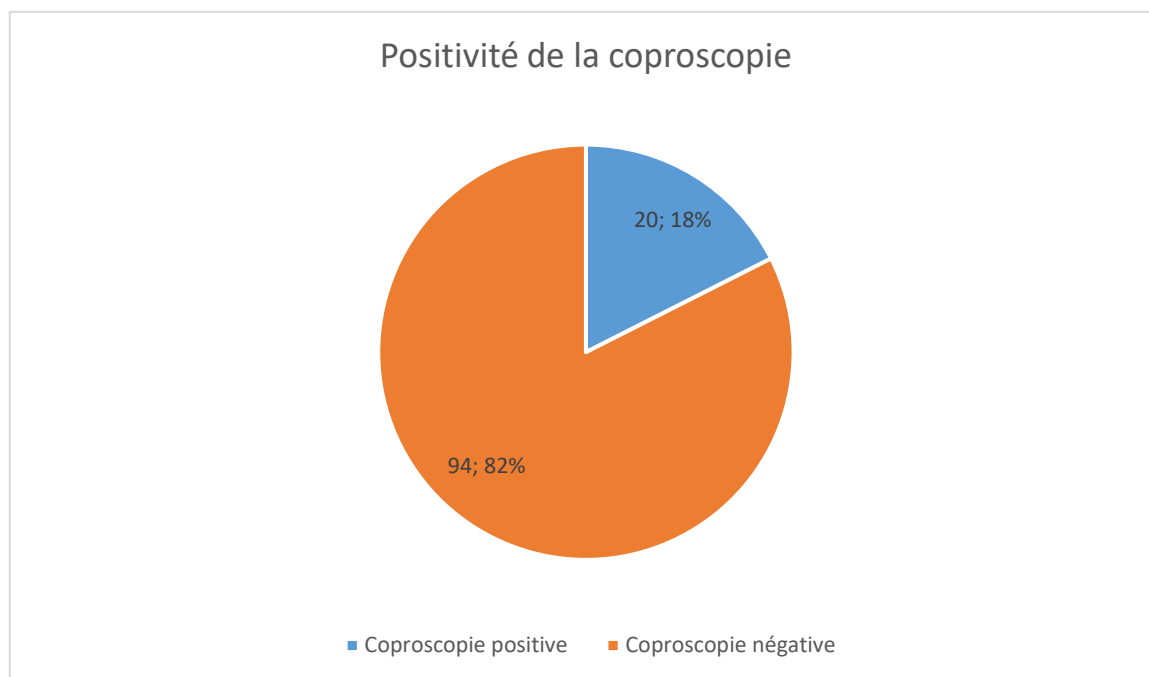
Figure 41 : Suivi du protocole et observance des propriétaires



ii. Types de parasites retrouvés et intensité de l'infestation

Sur les 153 volontaires, il n'y a eu des coproscopies que sur 114 cobayes différents. Seul 20 individus ont eu une coproscopie positive sur au moins une des coproscopies réalisées tout au long du suivi parasitaire (figure 42). Tous les cochons d'Inde ayant eu un test positif ne l'ont eu que sur une seule coproscopie.

Figure 42 : Proportion de coproscopies positives



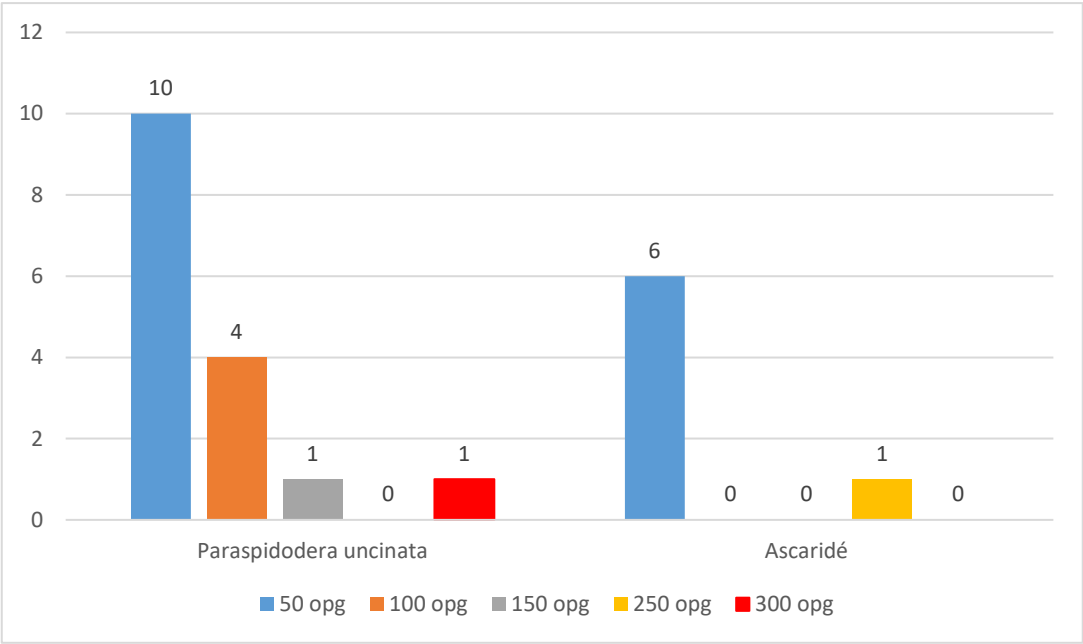
Parmi les 20 coproscopies positives, seuls deux types d'œufs de parasite ont été identifiés (tableau 7 et figure 43) : des œufs d'Ascaridés et le parasite *Paraspidodera uncinata* qui est un nématode Hétérakidé.

Tableau 7 : Tableau montrant le type de parasites retrouvés en fonction de leurs concentrations parmi les coproscopies positives

Nombre de cochons d'Inde	<i>Paraspidodera uncinata</i>	Ascaridé
1	50 opg	50 opg
2	100 opg	50 opg
9	50 opg	
2	100 opg	
1	150 opg	
1	300 opg	
3		50 opg
1		250 opg

Par ailleurs les quatre cochons d'Inde ayant eu des troubles digestifs dans leurs antécédents, trois ont eu des coproscopies et elles étaient toutes négatives.

Figure 43 : Diversité et quantité des parasites retrouvés



iii. Recherche de facteur de risque

□ Impact de la saison

Il semblerait que la plupart des coproscopies positives portaient sur des prélèvements réalisés en hiver (6 /13 soit 46 %).

Afin de vérifier ou non cette observation, on pose l'hypothèse H0 : « Le pourcentage de cochons d'Inde parasités en hiver est le même que le pourcentage de cochons d'Inde parasités le reste de l'année. »

Pour vérifier cette hypothèse, dans un premier temps, uniquement les 52 cochons d'Inde qui ont eu 4 analyses ont été choisis pour rechercher la présence d'une potentielle association entre la saisonnalité et la positivité à la coproscopie (tableau 8).

Tableau 8 : Association du parasitisme et de la saisonnalité chez les individus ayant suivi tout le protocole

	Hiver	Printemps	Été	Automne
Coproscopies positives	6	4	3	0
Coproscopies négatives	46	48	49	52

La probabilité des coproscopies positives réalisées en hiver est : $P(\text{Hiver} / \text{Coproscopie positive}) = 46\%$

La probabilité des coproscopies positives réalisées en dehors de l'hiver est : $P(\text{Autres saisons} / \text{Coproscopie positive}) = 56\%$

Test exact de Fisher : $p = 0,074 > 0,05$ donc on accepte H0 au risque d'erreur β inconnu.

Afin d'augmenter la puissance (car $p < 0,1$), on a inclus dans l'étude tous les cobayes ayant eu au moins une coproscopie ($n = 114$) (tableau 9).

Tableau 9 : Association du parasitisme et de la saisonnalité chez les individus ayant eu au moins une coproscopie

	Hiver	Printemps	Été	Automne
Coproscopies positives	11	5	3	1
Coproscopies négatives	101	83	55	58

La probabilité des coproscopies positives réalisées en hiver est : $P(\text{Hiver} / \text{Coproscopie positive}) = 55\%$

La probabilité des coproscopies positives réalisées en dehors de l'hiver est : $P(\text{Autres saisons} / \text{Coproscopie positive}) = 45\%$

Test exact de Fisher : $p = 0,222 > 0,05$ donc on accepte H_0 au risque d'erreur β inconnu.

Tableau 10 : Association du parasitisme et de la saisonnalité chez les individus ayant eu au moins une coproscopie

	Hiver	Autres saisons
Coproscopies positives	11	9
Coproscopies négatives	101	196

La probabilité des coproscopies positives réalisées en hiver est : $P(\text{Hiver} / \text{Coproscopie positive}) = 55\%$

La probabilité des coproscopies positives réalisées en dehors de l'hiver est : $P(\text{Autres saisons} / \text{Coproscopie positive}) = 45\%$

Test du χ^2 avec correction de Yates : 2,75 ; $p = 0,957 \gg 0,05$ donc on accepte H_0 au risque d'erreur β inconnu. On observe que le pourcentage de cochons d'Inde parasités parmi les coproscopies réalisées en hiver n'est pas significativement différent du pourcentage de cochons d'Inde parasités le reste de l'année dans cette étude (tableau 10).

□ Impact de la vermifugation sur le parasitisme :

Dans l'optique de déterminer si la vermifugation antérieure des cochons d'Inde diminue la proportion de cochons d'Inde parasités ; on a posé l'hypothèse H_0 : « Le pourcentage de cochons d'Inde parasités ayant déjà été traités contre les parasites internes est le même que le pourcentage de cochons d'Inde parasités n'ayant jamais été vermifugés. »

Pour vérifier cette hypothèse, les cochons d'Inde ont été divisés en deux lots, un lot rassemblant les animaux vermifugés et un autre rassemblant les individus n'ayant jamais reçu d'antiparasitaire interne. Dans chacun de ces lots, la prévalence du parasitisme digestif a été calculée (tableau 11).

Tableau 11 : Association du parasitisme et de la vermifugation chez les individus ayant eu au moins une coproscopie

	Animal vermifugé	Animal non vermifugé
Coproscopies positives	4	16
Coproscopies négatives	8	86

La prévalence du parasitisme digestif chez les cobayes vermifugés est : $P(\text{Vermifugé} / \text{Coproscopie positive}) = 20\%$

La prévalence du parasitisme digestif chez les cobayes non vermifugés est : P (Non vermifugé / Coproscopie positive) = 80 %

Test exact de Fisher : $p = 0,219 > 0,05$ donc on accepte H_0 au risque d'erreur β inconnu. On observe que le pourcentage de cochons parasités parmi les cochons d'Inde ayant été vermifugé dans leur historique n'est pas significativement différent du pourcentage de cochons d'Inde parasités n'ayant jamais reçu un traitement antiparasitaire.

□ Impact du contact avec d'autres animaux sur le parasitisme :

Comme le parasitisme peut être véhiculé ou porté par un animal d'une espèce différente, on s'est demandé si les cochons d'Inde étant en contact avec d'autres animaux sont significativement plus parasités.

Posons l'hypothèse H_0 : « Le pourcentage de cochons d'Inde parasités ayant un contact avec des animaux d'espèces différentes est le même que le pourcentage de cochons d'Inde parasités n'ayant jamais eu de contact avec des animaux d'espèces différentes ».

Pour vérifier cette hypothèse, les cochons d'Inde ont été divisés en deux lots, un lot rassemblant les animaux ayant un contact interspécifique et un autre rassemblant les individus n'ayant jamais eu de contact avec une autre espèce. Dans chacun de ces lots, la prévalence du parasitisme digestif a été calculée (tableau 12).

Tableau 12 : Association du parasitisme et du contact avec d'autres animaux chez les individus ayant eu au moins une coproscopie

	Contact avec des animaux	Pas de contact
Coproscopies positives	11	9
Coproscopies négatives	43	51

La prévalence du parasitisme digestif chez les cobayes ayant un contact interspécifique est : P (Contact avec des animaux / Coproscopie positive) = 55 %

La prévalence du parasitisme digestif chez les cobayes n'ayant pas de contact interspécifique est : P (Aucun contact / Coproscopie positive) = 45 %

Test de Chi² avec correction de Yates : $p = 0,613 \gg 0,05$ donc on accepte H_0 au risque d'erreur β inconnu. On observe que le pourcentage de cochons parasités et ayant un contact avec des animaux d'espèces différentes n'est pas significativement différent du pourcentage de cochons d'Inde parasités n'ayant jamais été mis en contact avec des animaux d'espèces différentes.

□ Association entre l'accessibilité à l'extérieur et la présence de parasitisme :

Comme les cochons d'Inde ayant un contact avec l'extérieur sont plus à risque d'être parasités, on a voulu retrouver ce résultat.

Posons l'hypothèse H_0 : « Le pourcentage de cochons d'Inde parasités ayant un contact avec le monde extérieur quelle que soit l'ampleur de ce contact est le même que le pourcentage de

cochons d'Inde parasités n'ayant pas de contact avec l'extérieur ».

Pour vérifier cette hypothèse, les cochons d'Inde ont été divisés en quatre lots, un lot rassemblant les animaux n'ayant aucun contact avec le monde extérieur, un deuxième lot avec les cobayes consommant de l'herbe fraîche cueillie par les propriétaires, un troisième lot pour les cobayes ayant un accès à un jardin lors de leurs sorties et enfin le quatrième lot rassemblant tous les cobayes vivants à l'extérieur. Dans chacun de ces lots, la prévalence du parasitisme digestif a été calculée (tableau 13).

Tableau 13 : Association du parasitisme et du contact avec l'extérieur chez les individus ayant eu au moins une coproscopie

	Aucun contact avec le monde extérieur (0)	Accessibilité à de l'herbe fraîche (1)	Sorties dans le jardin (2)	Milieu de vie en extérieur (3)
Coproscopies positives	10	8	1	1
Coproscopies négatives	37	49	3	5

La prévalence du parasitisme digestif chez les cobayes consommant de l'herbe fraîche est : $P(\text{Herbe fraîche} / \text{Coproscopie positive}) = 40\%$

La prévalence du parasitisme digestif chez les cobayes ayant accès à un jardin au cours de leurs sorties est : $P(\text{Sorties jardin} / \text{Coproscopie positive}) = 5\%$

La prévalence du parasitisme digestif chez les cobayes vivant à l'extérieur est : $P(\text{Vie en extérieur} / \text{Coproscopie positive}) = 5\%$

La prévalence du parasitisme digestif chez les cobayes n'ayant aucun contact avec le milieu extérieur est : $P(\text{Aucun contact} / \text{Coproscopie positive}) = 50\%$

Test exact de Fisher : $p = 0,656 \gg 0,05$ donc on accepte H_0 au risque d'erreur β inconnu. On observe que le pourcentage de cochons parasités et ayant un contact avec l'extérieur n'est pas significativement différent du pourcentage de cochons d'Inde parasités n'ayant jamais eu de contact avec l'extérieur.

□ Effet de l'hygiène des fruits et légumes sur le parasitisme :

Comme la majorité des parasites sont transmis par un manque de propreté des végétaux, on a souhaité retrouver ce résultat dans notre échantillon.

Posons l'hypothèse H_0 : « Le pourcentage de cochons d'Inde parasités consommant des légumes ou fruits non systématiquement nettoyés est le même que le pourcentage de cochons d'Inde parasités ayant systématiquement des légumes ou fruits nettoyés ».

Pour vérifier cette hypothèse, les cochons d'Inde ont été divisés en deux lots, un lot rassemblant les animaux consommant des végétaux préalablement nettoyés par les propriétaires et un autre lot rassemblant les cobayes consommant des végétaux non nettoyés. Dans chacun de ces lots, la prévalence du parasitisme digestif a été calculée (tableau 14).

Tableau 14 : Association du parasitisme et de l'hygiène des végétaux consommés chez les individus ayant eu au moins une coproscopie

	Légumes et fruits systématiquement nettoyés	Légumes et fruits pas nettoyés
Coproscopies positives	12	8
Coproscopies négatives	58	35

La prévalence du parasitisme digestif chez les cobayes consommant des végétaux nettoyés est : $P(\text{Végétaux nettoyés} / \text{Coproscopie positive}) = 60\%$

La prévalence du parasitisme digestif chez les cobayes consommant des végétaux non nettoyés est : $P(\text{Végétaux non nettoyés} / \text{Coproscopie positive}) = 40\%$

Test de Chi2 avec correction de Yates : $p = 1 \gg 0,05$ donc on accepte H_0 au risque d'erreur β inconnu. On observe que le pourcentage de cochons parasités consommant des végétaux non systématiquement nettoyés avant leurs consommations n'est pas significativement différent du pourcentage de cochons d'Inde parasités ayant systématiquement leurs végétaux nettoyés avant consommation.

□ Effet de l'origine des fruits et légumes consommés sur le parasitisme :

Posons l'hypothèse H_0 : « Le pourcentage de cochons d'Inde parasités consommant des légumes ou fruits issus de l'agriculture biologique est le même que le pourcentage de cochons d'Inde parasités consommant des fruits et légumes standards ».

Pour vérifier cette hypothèse, les cochons d'Inde ont été divisés en deux lots, un lot rassemblant les animaux consommant des végétaux issus de l'agriculture biologique et un autre lot rassemblant les cobayes consommant des végétaux issus d'une agriculture non biologique alors nommée « standard ». Dans chacun de ces lots, la prévalence du parasitisme digestif a été calculée (tableau 15).

Tableau 15 : Association du parasitisme et de l'origine des végétaux consommés chez les individus ayant eu au moins une coproscopie

	Légumes et fruits biologiques	Légumes et fruits standards
Coproscopies positives	2	18
Coproscopies négatives	9	84

La prévalence du parasitisme digestif chez les cobayes consommant des végétaux issus de l'agriculture biologique est : P (Végétaux issus de l'agriculture biologique / Coproscopie positive) = 10 %

La prévalence du parasitisme digestif chez les cobayes consommant des végétaux issus de l'agriculture standard est : P (Végétaux issus de l'agriculture standard / Coproscopie positive) = 90 %

Test exact de Fisher : $p = 1 \gg 0,05$ donc on accepte H_0 au risque d'erreur β inconnu. On observe que le pourcentage de cobayes parasités parmi les cochons d'Inde consommant des végétaux issus de l'agriculture biologiques n'est pas significativement différent du pourcentage de cochons d'Inde parasités consommant des végétaux issus de l'agriculture standard.

5. Discussion

En raison de l'absence de mise en évidence d'un impact de ces facteurs de risque présumé sur le parasitisme digestif du cobaye, comment pourrions-nous améliorer le protocole de cette étude pour ne pas écarter totalement leur rôle éventuel ? Des articles analogues ont-ils obtenu des résultats en accord ou complétant cette enquête ?

A. Recrutement des cochons d'inde :

Comme le recrutement des individus reposait sur le volontariat des propriétaires, il y aurait un biais de sélection, car ce sont probablement les propriétaires les plus motivés par l'objectif de cette étude qui ont accepté d'y participer.

De plus, comme la majorité des recrutements a été réalisée sur les réseaux sociaux, une partie de la population cible (les propriétaires n'y ont pas ou peu accès) n'a pas pu être représentée dans l'échantillon testé ce qui en fait un probable biais de sélection. Pour pallier à cet écueil, une diffusion sur un plus long terme par exemple sur cinq ou dix ans et *via* des moyens plus diversifiés aurait pu permettre de recruter des cochons d'Inde non seulement en plus grand nombre mais aussi issus de milieux plus diversifiés. Par exemple, une diffusion de fiches d'appel à candidatures dans des cliniques vétérinaires françaises, belges et suisses et dans les animaleries lors d'adoption des cochons d'Inde aurait probablement recruté des volontaires supplémentaires. Cette étude préliminaire ne peut donc être considérée comme étant représentative de la population de cochons d'Inde française, belge ou suisse.

Il est probable qu'une des plus grandes limitantes de ce protocole pour recruter des volontaires est la relative non-gratuité de la participation. En effet, chaque propriétaire devait lors de chaque envoi (il y a eu quatre envois au total) poster par ses propres moyens le prélèvement pour obtenir les résultats de la coproscopie. Donc même en échange de quatre coproscopies gratuites d'une valeur approximative de 100 euros, certains propriétaires n'étaient probablement pas prêts à déboursier huit timbres (car il fallait deux timbres par envoi), le prix du timbre pour une lettre verte en 2017 étant de 73 centimes soit une dépense totale pour l'ensemble de l'étude chiffrée à 5,84 euros. Ce problème n'a été que partiellement surmonté en donnant le choix aux propriétaires de recevoir des enveloppes pré-timbrées ou pas permettant ainsi de recruter 30 volontaires supplémentaires. Or comme le budget rendait impossible la généralisation de ce moyen d'envoi à l'ensemble des candidats, les propriétaires qui ne désiraient pas payer les timbres n'avaient pas le résultat de la coproscopie envoyée.

B. Création et remplissage du questionnaire :

Globalement, aucun propriétaire n'a eu de difficultés pour remplir le questionnaire.

L'âge des cochons d'Inde ne devait pas excéder les quatre ans révolus le jour du recrutement. En effet, comme l'étude s'étale sur un an et que l'espérance de vie d'un cobaye est comprise entre cinq à huit ans (Keeble et Meredith, 2009), cet âge limite a été choisi arbitrairement en espérant ainsi obtenir le moins de perdus de vue liés à des décès de cobayes âgés au cours du suivi coproscopique. Dans l'avenir, si nous souhaitons étudier l'impact à plus grande échelle de tous les facteurs de risques abordés dans cette étude mise à part l'impact de la saisonnalité, on pourrait ne pas fixer de limite d'âge. Il suffira de ne réaliser qu'une coproscopie par cobaye sans la nécessité de réaliser un suivi coproscopique au cours des saisons.

C. Méthode de prélèvement :

La présence de faux-négatifs est possiblement due au prélèvement de selles non fraîches. De même, on peut retrouver des faux-positifs pouvant être due au ramassage de fèces de cochon d'Inde vivant en extérieur qui aurait été en contact avec la terre et aurait été potentiellement parasité par des nématodes libres dans le milieu extérieur. Il est à noter que la plupart du temps, lors de la réception des selles, elles étaient humides et noires faisant preuve de leur état de fraîcheur (Beugnet, 2004).

Pour faciliter la récolte elle-même, il était possible de ramasser des fèces provenant de cochons d'Inde différents mais vivant dans des conditions analogues. Cette technique de mélange de selles n'est pas considérée comme limitante : si des individus exposés aux mêmes conditions environnementales sont parasités, ils le seront par les mêmes espèces et recevront potentiellement un traitement de groupe ou individualisé selon l'intensité de l'infestation. C'est d'ailleurs ce qui est fait sur les cheptels de bovins (Salas et Sheikboudou, 1988).

D. Méthode d'envoi :

La poste ne semble pas être le meilleur moyen pour envoyer un prélèvement de fèces. En effet, quelques colis ont été reçus déchirés ou bien ouverts avec l'absence du pot à prélèvement.

Les propriétaires suisses ont rencontré certaines difficultés quant à l'envoi de leurs prélèvements à cause de la douane. Même si la plupart du temps, la douane suisse acceptait l'envoi, un seul envoi a tout de même été refusé.

De plus le délai d'envoi par la poste était très variable allant de 24 heures à plus d'un mois pour quelques colis. Or un délai trop long dans un environnement non réfrigéré entraîne soit la mort des œufs de parasites ou bien la poursuite du cycle du parasite vers une forme larvaire générant ainsi de faux-négatifs.

Pour pallier ce problème, il faudrait dans l'idéal transporter dans une boîte réfrigérée les prélèvements soit par un transporteur particulier ou bien par la poste dans une enveloppe plus résistante que le papier en colis express. Mais en respectant ces conditions, le prix de chaque envoi serait nettement plus conséquent.

E. Délai d'analyse :

Le délai d'analyse s'étalait du jour même de la réception à 14 jours après. Or à cela s'ajoute le délai entre la récolte et la réception du prélèvement, ce qui, au total, dépasse de façon non négligeable les recommandations qui sont d'un maximum de 8 jours (Beugnet, 2004).

En plus des améliorations à apporter pour réduire la durée d'acheminement par la poste, il faudrait réaliser idéalement deux fois par semaine les coproscopies reçues pendant les 15 mois de l'étude (décembre 2017 à février 2019). Pour permettre une disponibilité sur un si long terme, il est conseillé de les réaliser par une ou deux personnes qualifiées telles que des parasitologues.

F. Méthode d'analyse :

Les techniques, quantitative et semi-quantitative de flottation MacMaster, ont été choisies car ce sont des techniques simples et facilement disponibles.

Elle permet de mettre en évidence tous les œufs de trématodes, cestodes, nématodes, les kystes de protozoaires telles que les coccidies et possiblement mais plus difficilement les *Giardia* et les Cryptosporidies du fait de leurs petites tailles pour lesquelles les techniques par sédimentation ou de coloration Ziehl-Neelsen seraient plus adaptées (Beugnet, 2004). Comme relevé précédemment, le cochon d'Inde présente plus fréquemment des protozoaires que des helminthes donc le point négatif majeur de cette étude est la sous-estimation potentiellement majeure du nombre de cochons d'Inde infestés.

D'autre part, le liquide dense utilisé est le sulfate de magnésium de densité 1,28. Cette densité serait donc plus adaptée pour faire flotter les témoins de téniasis (densité 1,22) que les *Giardia* (densité 1,05) (Beugnet, 2004).

De plus, 2,5 grammes de fèces ont été utilisés et non comme les 5 grammes préconisés (Beugnet, 2004) car la plupart des prélèvements étaient trop faibles du fait de la relative petite taille de l'animal. Pour respecter les proportions et garder le même facteur multiplicateur pour quantifier le nombre d'œufs par gramme de fèces, les 75 mL de sulfate de magnésium ont été réduits par 37 mL. Le fait d'avoir utilisé une moindre quantité de fèces pourrait être à l'origine de faux-négatifs par diminution de la taille de l'échantillon.

Le temps d'attente pour la méthode semi-quantitative a été progressivement diminué car à 30 minutes, avant observation, beaucoup de débris végétaux telles que des fibres de foin venaient s'agglutiner sur la lamelle rendant sa lecture impossible. En réduisant de 15 minutes, cela a facilité la lisibilité de la lamelle mais il se peut que ce temps d'attente soit court pour la flottation des œufs lourds tels que ceux des trématodes. De plus, la plupart des œufs identifiés étaient présents sur la cellule de McMaster mais non retrouvés sur la lamelle probablement due à ce manque de visibilité.

La méthode de McMaster serait plus adaptée pour la recherche d'œufs que la méthode de flottation semi-quantitative chez le cochon d'Inde.

Notons que ces deux méthodes avaient aussi été utilisées dans le protocole de Raunier qui avait pour but de déterminer la prévalence du parasitisme digestif du cobaye et du lapin en France au sein d'une clientèle vétérinaire (Raunier, 2016). Mais elle avait utilisé un autre liquide dense à saturation : le sulfate de zinc de densité 1,334.

G. Les résultats apportés par le questionnaire

i. Distribution des cochons d'Inde en fonction de leur sexe

La parité sexuelle a été atteinte étant donné qu'il y avait 51 % de femelles dans notre étude comme dans l'étude de Raunier (2016) avec 53 % de mâles parmi les 24 cobayes de son étude. Notons que cette parité n'a pas été recherchée et n'est que le fruit du hasard suite au recrutement de la population de cobayes. Cette parité, nous permet toutefois d'exclure le possible impact du sexe sur nos données statistiques.

ii. Distribution des cochons d'Inde en fonction de leur statut reproducteur

Une minorité des cobayes ($n = 8$; 5 %) sont castrés / stérilisés. Comme parmi ces huit cochons d'Inde, six vivent avec des congénères, on peut donc se demander si ces animaux ont été castrés par convenance pour éviter ainsi la surpopulation. De plus, il semblerait que les propriétaires ont préféré castrer le mâle et non stériliser la femelle car le taux de mortalité et de complications sont plus élevés lors de la stérilisation (Bishop, 2002).

Dans l'étude de Raunier (2016), des résultats analogues avaient été trouvés ; en effet, 15 % des mâles cobayes avaient été castrés et aucune femelle stérilisée.

iii. Distribution des cochons d'Inde en fonction de leur âge

La majorité des cochons d'Inde avait moins d'un an lors de l'entrée dans l'étude car il a été spécifié dans le questionnaire de choisir le cobaye le plus jeune du groupe si le propriétaire en possédait plusieurs. Aucun *Cryptosporidium* n'a pu être mis en évidence et de permettre de vérifier une plus forte prévalence lors du sevrage de cette espèce (Jornet-Bollery, 1981 ; Brugère-Picoux, 1995 ; Harkness et Wagner, 1995 ; Laber-Laird *et al.*, 1996 ; Fuss, 2002). Ceci n'est cependant pas étonnant car ils n'ont pas été recherchés spécifiquement *via* la coloration de Ziehl-Neelsen. Or il est impossible de les retrouver par la méthode de flottation, seule technique utilisée dans notre étude.

iv. Distribution des cochons d'Inde en fonction de leurs origines

L'origine des cochons d'Inde de l'étude est diversifiée et plutôt équilibrée permettant une meilleure représentativité de notre échantillon par rapport à notre population cible. En effet, 34 % proviennent d'animalerie, 29 % de particuliers et 22 % directement d'éleveurs. Les propriétaires ayant coché la case « autres » ont probablement adopté leurs cochons d'Inde lors de sauvetages (cochons d'Inde abandonnés dans la nature, déposés dans une clinique vétérinaire ou bien provenant d'une association ou d'un refuge pour animaux).

29 % des cochons d'Inde proviennent de particuliers, ceci n'étant pas illégal en France car contrairement aux chiens et aux chats, la vente de cochons d'Inde par des particuliers n'oblige pas ceux-ci à se déclarer comme « éleveurs ».

Dans l'étude de Raunier (2016), l'origine des cochons d'Inde semble avoir suivi la même tendance ; en effet, 45,8 % provenaient d'animalerie, 29,2 % de particuliers et enfin 12,5 % d'élevage.

v. Diversités des races des cochons d'Inde de l'étude

Les cochons d'Inde sont en majorité (n = 72, 45 %) à poils lisses et courts dans cette étude. Les couronnés correspondent à un cochon d'Inde à poil court et lisse avec une seule rosette dont le centre est au milieu du front. Les couronnés anglais ont une rosette de même couleur que le reste de la robe. Quant aux couronnés américains, la rosette est de couleur différente et elle est généralement blanche. Les cochons d'Inde à rosette ou abyssiniens (n = 26, 16 %) sont des cochons d'Inde ayant au moins six rosettes tout au long de leurs corps et ces dernières doivent être symétriques (Donnelly et Brown, 2004).

Les cochons d'Inde à poils longs (n = 35, 22 %) sont le plus fréquemment de races péruviennes ou shely. Le péruvien possède une raie le long de la colonne vertébrale et il présente deux rosettes sur sa croupe. Ses poils longs sont dirigés rostralement alors que le shely a des poils longs allant caudalement.

D'autre part, le lunkarya a un poil mi-long et bouclé, cette race n'a pas encore été reconnue en France et l'alpaga a un poil long comme le péruvien mais ondulé.

Les rex ont le poil court, dressé et rêche. La longueur du poil doit être comprise entre 12 et 18 mm. Le texel a de longs poils bouclés. Le teddy (la variété la plus fréquente étant l'US-teddy) a des poils courts dressés et durs. Ce dernier a été sélectionné aux Etats-Unis d'Amérique alors que le rex provient d'Angleterre.

Les skinnies (n = 4, 3 %) sont des cochons d'Inde nus ne naissant qu'avec quelques poils de type rex sur le chanfrein et les pattes. Il ne doit pas être confondu avec le cochon d'Inde Baldwin né avec tout son pelage mais qui devient nu progressivement.

Le cuy (n = 1, 0,06 %) est une variété de cochon d'Inde géant pouvant peser 4 kilos (Boucher, 1989).

Les cochons d'Inde à poils lisses et courts et les abyssiniens sont probablement les cobayes les plus fréquents du fait du faible besoin d'entretien de leurs poils et de la forte prévalence de ces races dans la littérature pour enfants ainsi que dans les animaleries par rapport aux autres races.

Actuellement, dans la littérature scientifique, il n'existe pas d'article montrant la prévalence de chacune des races ou groupes de races.

vi. Diversité des contacts des cochons d'Inde inclus dans l'étude

□ Contacts intra-spécifiques :

Même si la majorité des cobayes vivent avec au moins un congénère (62 %), une part non négligeable des propriétaires ne possède qu'un seul cochon d'Inde (38 %). L'étude de Raunier (2016) montre un résultat analogue : 58 % des cobayes de l'étude vivent avec au moins un congénère.

Bien que la loi suisse interdisant la possession d'un cochon d'Inde sans congénère n'ait pas d'équivalent en France, les cochons d'Inde sont des animaux grégaires (Sachser, 1998). Cette proportion non négligeable de cochons d'Inde solitaires peut être partiellement expliquée par une absence d'entente avec un congénère ou bien un manque de place ou de moyen. Mais du fait de l'importance de ce pourcentage, on peut se douter qu'une partie de ces propriétaires ne sont pas au courant de ce besoin primaire de cohabiter avec un autre cochon d'Inde.

Cette question avait pour but de déterminer si la prévalence du parasitisme digestif était affectée par une augmentation de la densité de cobayes dans un même milieu, comme ce qui a été démontré pour *Eimeria sp.* (Keeble et Meredith, 2009) et *Cryptosporidium* (Jornet-Bollery, 1981 ; Brugère-Picoux, 1995 ; Harkness et Wagner, 1995 ; Laber-Laird *et al.*, 1996 ; Fuss, 2002). Cet objectif n'a pu être atteint, car sur la question subsidiaire nous renseignant sur les dimensions de la cage des cobayes, beaucoup de propriétaires n'y ont pas répondu par méconnaissance ou bien que partiellement rendant le calcul de la densité de cobayes impossible.

□ Contacts inter-spécifiques :

La moitié des cochons d'Inde (n = 82, 52 %) ne sont pas en contact avec des animaux d'espèces différentes.

Mais 11 (7 %) cochons d'Inde partagent leur habitat avec un lapin et 13 (8 %) sont en contact avec un lagomorphe lors de sorties. Donc 14 % (n = 24) des cobayes de l'étude sont en contacts plus ou moins étroits avec des lapins ce qui est proche des 23 % retrouvés dans l'étude de Raunier (2016). Or ces deux espèces n'ont pas les mêmes besoins (vitamine C...), les mêmes méthodes pour communiquer, ni la même force et peuvent se transmettre des maladies. En effet, le lapin peut être porteur sain de *Bordetella bronchiseptica* dont l'infection est pour la plupart du temps létale pour le cochon d'Inde. Une cohabitation aussi rapprochée peut également entraîner la transmission de parasites internes ; exceptionnellement le cochon d'Inde peut être infesté par des coccidies cunicoles (*Eimeria perforans*, *Eimeria piriformis*, *Eimeria exigua*, *Eimeria media*, *Eimeria magna*, *Eimeria coecicola*, *Eimeria vejdoskyi*, *Eimeria flavescens* et *Eimeria intestinalis*) (Laber-Laird *et al.*, 1996). Le seul parasite interne en commun est *Toxoplasma gondii*, or ces deux espèces ne peuvent

pas se le transmettre. En effet, ces herbivores, ne peuvent s'infester que par ingestion d'ookystes infectants libérés par un chat (cf. Annexe 7, d'après recommandations ESCCAP 2018).

31 % (n = 49) des cochons d'Inde peuvent être en contact avec des carnivores domestiques ce qui semblerait être mieux estimé que les 52 % trouvés dans une étude (Raunier, 2016) sur un plus petit effectif (24 cobayes) étant donné que notre étude a été réalisée sur un plus grand nombre d'individu. Seul une minorité des cobayes peuvent être en contact avec des oiseaux (n = 20, 12,7 %) ou d'autres rongeurs (n = 15, 9,5 %). Si ces contacts sont occasionnels, à la vue d'un prédateur potentiel tel que les carnivores domestiques, cela est susceptible de stresser le cobaye et d'altérer son système immunitaire. Si ce contact est rapproché et fréquent, il peut y avoir transmission de parasites internes communs avec les carnivores tels que *Giardia spp*, *Cryptosporidium spp*, *Toxoplasma gondii* et *Sarcocystis spp*.

vii. Milieu de vie des cochons d'Inde inclus dans l'étude

La majorité (n = 96, 61 %) des cochons d'Inde vivent dans une cage ou une Cavy Cage due au manque de propreté de ce rongeur. Mais du fait de la présence de modèle mixte ou de cochon d'Inde vivant en liberté à l'intérieur de l'habitation du propriétaire, cette restriction d'espace n'est pas obligatoire ; un apprentissage de la propreté dès le plus jeune âge est possible. D'autre part, il est à noter que 5 cochons d'Inde vivent dans un environnement différent (les propriétaires ayant coché la case « autre »), on peut imaginer qu'ils puissent vivre dans un enclos en intérieur ou en liberté en ayant accès à une pièce en intérieur attenante à un jardin... Bien que l'étude de Raunier (2016), n'ait pas fait la distinction entre les cobayes vivant en cage de ceux vivant en enclos ou en liberté en intérieur, la majorité des animaux vivaient également en intérieur (75 %).

Le lieu des sorties a été demandé afin de savoir déterminer si les cochons d'Inde pouvaient avoir accès à de la pâture et donc à une source potentielle de parasites internes.

Parmi les cochons d'Inde vivant en cage et dans un milieu mixte (cage avec accès temporairement à un milieu intérieur), 20% ont accès à de la pâture. Ces derniers sembleraient être plus à risque que les cochons d'Inde ne broutant jamais d'herbe notamment vis-à-vis d'une infestation avec le nématode *Paraspidodera uncinata* (Richardson, 1992 ; Solau Poissonnet, 2004 ; Raunier, 2016).

La composition de la litière des cochons d'Inde est très diversifiée. Selon les recommandations (Keeble et Meredith, 2009), seule la litière à base de copeaux de bois n'est pas indiquée à cause de son taux élevé de poussière augmentant ainsi la prévalence de rhinite d'origine environnementale. De plus la litière à base de copeaux de bois est un facteur de risque de l'infestation par *Cryptosporium* (Jornet-Bollery, 1981 ; Brugère-Picoux, 1995 ; Harkness et Wagner, 1995 ; Laber-Laird *et al.*, 1996 ; Fuss, 2002). 14 % (n = 30) des propriétaires utilisent une litière « autre », les plus communes parmi les non citées pouvant être des papiers journaux, de la litière minéralisée pour chat, du foin ou de la paille. Le foin, alimentation de base de ce rongeur, ne doit pas être souillée par des excréments et des urines à l'origine d'une diminution de sa consommation. La paille n'ayant aucune valeur nutritive a un pouvoir absorbant insuffisant. L'utilisation de papiers journaux ou de litière pour chat entraînent un risque que le cobaye le consomme et l'innocuité de l'encre utilisée ou du type de papier du journal n'est pas prouvée.

Comme le manque de propreté de la litière peut être un facteur de risque de l'intensité de l'infestation par le biais d'une diminution du système immunitaire, une question portait sur la fréquence du renouvellement de la litière. La majorité des propriétaires renouvelle la litière au moins une fois par semaine (96 %) mais cette fréquence doit être modulée avec la surface disponible par animal. Or la question nous permettant de nous renseigner sur la surface disponible par animal n'ayant pas été bien remplie par la majorité des propriétaires, les réponses obtenues sont inexploitable.

viii. Régime alimentaire des cochons d'Inde inclus dans l'étude

La totalité des cochons d'Inde consomment du foin, alimentation de base de cette espèce. Mais on peut se demander si la qualité des foin administrés est équivalente dans chaque foyer. Par exemple, seuls six propriétaires ont déjà trouvé des insectes ou autres corps étrangers dans le paquet de foin. Ces corps étrangers doivent s'être glissés lors de la découpe, du séchage ou bien de l'emballage du foin. On peut se demander si des œufs de parasites résistants au protocole de production du foin peuvent s'y retrouver.

Une question supplémentaire dans le questionnaire aurait pu porter plus spécifiquement sur la présence de moisissures favorisant ainsi l'infestation par des parasites saprophytes tels que *Trichomonas microti*, *Trichomonas caviae* ou bien *Entamoeba muris* et *Entamoeba caviae*.

Un accès aux parasites présents à l'extérieur peut se faire indirectement par la consommation d'herbe fraîche récoltée par les propriétaires ou directement en vivant à l'extérieur. C'est pourquoi a été évalué le nombre de cobayes ayant la possibilité de consommer de l'herbe fraîche. 57 % (n = 90) des propriétaires récoltent de l'herbe fraîche pour la consommation de leurs cochons d'Inde.

La majorité (n = 144, 91 %) des animaux présentent dans leur ration des granulés. 85 % (n = 123) des propriétaires distribuent des granulés homogènes ce qui correspond aux recommandations actuelles. Car si l'on distribue un mélange de graines, même si la ration est à la base équilibrée, le cochon d'Inde pourra trier et ne consommera que les graines les plus grasses et les plus appétentes favorisant ainsi l'obésité. Les propriétaires semblent préférer une marque en particulier les Versele Laga Cavia Complete® (n = 71, 49 %) probablement en lien avec sa grande disponibilité (en animalerie et sur tous les sites web spécialisés) et son prix ne dépassant qu'à peine ceux des mélanges de graines. Bien que minoritaire (n = 4, 2,7 %), certains propriétaires distribuent des granulés pour lapin or le cochon d'Inde bien qu'ayant un régime alimentaire proche du lagomorphe, manifeste des particularités physiologiques spécifiques telle qu'une complémentation en vitamine C et une meilleure digestion de fibres notamment de la cellulose.

La quasi-totalité (n = 156, 99 %) des propriétaires proposent des légumes et des fruits frais à leurs cochons d'Inde mais ils n'adoptent pas tous le même comportement. 40 % (n = 62) d'entre eux ne lavent pas systématiquement les végétaux avant de les distribuer or la plupart des parasites internes se transmettent par voie oro-fécale, c'est-à-dire qu'il suffit qu'un animal infesté ait contaminé la terre ou bien l'eau d'irrigation des végétaux. Pour rappel, les parasites digestifs du cochon d'Inde ayant ce mode de transmission sont : *Cryptosporidium spp.*, *Giardia spp.*, *Paraspidodera uncinata* ainsi que

les trématodes. D'autre part, on s'est demandé si la consommation d'aliments issus de l'agriculture biologique augmente la prévalence du parasitisme digestif (voir ci-après).

ix. Statut sanitaire des cochons d'Inde étudiés

97 % (n = 154) des cochons d'Inde au moment de l'entrée dans l'étude n'avaient pas présenté de troubles digestifs dans leur historique ce qui est différent des résultats précédents (13,1 %) (Minarikova *et al.*, 2015). Parmi les 4 cochons d'Inde ayant un passif, seuls deux pourraient avoir eu une étiologie parasitaire qui aurait pu expliquer les signes cliniques : diarrhée et selles molles.

x. Vermifugation

La majorité des propriétaires (n = 138, 87 %) n'a jamais administré de traitement antiparasitaire pour leur cochon d'Inde ce qui est aussi retrouvé dans l'étude de Raunier (2016) avec 70,8%. Dans cette étude, la prévalence pourrait être sur-estimée par rapport à la notre étant donné que tous les cobayes de son étude étaient recrutés par l'intermédiaire de cliniques vétérinaires et étaient tous médicalisés donc plus à même de recevoir un vermifuge. Une minorité (n = 4, 3 %) des propriétaires administre tous les mois ou tous les trois mois, un traitement antiparasitaire interne. Un propriétaire administre de l'ivermectine qui est à la fois une molécule active contre les parasites externes et les parasites internes notamment les nématodes respiratoires, digestifs (et donc contre *Paraspidodera uncinata*) et circulatoires en excluant les plathelminthes. Il se trouve que c'est ce même propriétaire qui a eu un cochon d'Inde ayant déjà présenté des « spasmes digestifs ». Les 3 autres cochons d'Inde avec des antécédents de troubles digestifs n'ont jamais reçu de traitement antiparasitaire. Un propriétaire administre de façon régulière de la sélamectine (Stronghold chaton®) qui fait partie de la même famille que l'ivermectine : les avermectines. Deux propriétaires administrent de façon régulière l'Advocate® spécialité renfermant à la fois de la moxidectine et de l'imidaclopride. La moxidectine est une milbémycine qui comme l'ivermectine a une action contre les parasites externes, la dirofilariose canine, les nématodes digestifs et l'angiostrongylose canine. Il ne présente pas d'action contre les plathelminthes. L'imidaclopride est un néonicotinoïde ayant une action contre les parasites externes en particuliers contre tous les stades de la puce en se fixant sur les récepteurs cholinergiques nicotiques des insectes (Tissier, 2016).

Parmi les propriétaires qui donnent occasionnellement un traitement antiparasitaire c'est-à-dire à une fréquence inférieure à tous les trois mois, une majorité a déjà administré de la sélamectine (Stronghold chaton®). On peut se demander si l'administration de cet antiparasitaire ayant une double action ne serait pas plutôt contre les parasites externes étant donné que cette spécialité est surtout indiquée contre ces derniers notamment les poux broyeurs et la gale sarcoptique qui sont des dominantes de la parasitologie externe du cobaye. Une personne a déjà administré du fenbendazole (Panacur®). Cette molécule fait partie des benzimidazolés qui a une action contre les nématodes digestifs (et donc contre *Paraspidodera uncinata*), respiratoires, les cestodes et dans une moindre mesure contre les trématodes. Une personne a déjà administré du lévamisole (Capizol®) pour une raison indéterminée. Cette molécule fait partie des Imidazothiazoles qui a une action contre les nématodes digestifs et dans une moindre mesure contre les nématodes respiratoires et circulatoires (Tissier, 2016).

Enfin une personne a administré du fipronil (Frontline®). Cette molécule fait partie de la famille des pyrazolés et elle a une action insecticide et acaricide par inhibition des récepteurs GABA.

Or cette molécule est connue pour sa neurotoxicité létale chez le lapin. Le cobaye semble moins sensible à cette molécule mais cinq cas de toxicités liés à l'administration de fipronil ont été déclarés à la pharmacovigilance de l'ANSES mais le type de toxicité n'a pas été énoncé (Arnich et Thomann, 2005).

Deux propriétaires ne se souviennent pas du nom de l'antiparasitaire administré lors d'une consultation de contrôle chez leurs vétérinaires.

Enfin, quatre personnes ont déclaré avoir administré un vermifuge qui n'est pas reconnu comme en étant un : du vinaigre de cidre (il est peu probable que le cochon d'Inde en ait bu car ce liquide n'est pas du tout appétent) ; on peut penser que le propriétaire lave le milieu de vie du cochon d'Inde avec ce vinaigre pensant désinfecter et donc tuer les parasites présents dans l'habitat. Deux autres personnes déclarent administrer « un antiparasitaire naturel » sans spécifier la molécule utilisée que l'on considérera comme « néant » dû au manque d'information précise. Enfin une personne a déclaré avoir déjà administré à son cochon d'Inde du Rongeur Digest® qui n'est pas un vermifuge selon la RCP mais un prébiotique indiqué lors de déséquilibre de la flore digestive.

En prenant en compte les spectres d'action des anti-parasitaires, le fenbendazole paraît être la molécule ayant le spectre d'action le plus étendu : action contre les nématodes, les cestodes et les trématodes mais aussi quelques protozoaires comme *Giardia*. Les avermectines et les milbémycines représentent des alternatives intéressantes pour leur efficacité contre les nématodes digestifs. De plus, comme les cestodes à *Hymenolopis sp.* sont le plus souvent asymptomatiques (Harkness et Wagner, 1995) et que l'infection par *Fasciola sp.* est rare, leur inefficacité contre les plathelminthes ne sembleraient pas problématiques à titre préventif. Pour les affections causées par des protozoaires, comme le traitement repose essentiellement sur une antibiothérapie, ils ne sont pas recommandés en prévention mais qu'en cas d'infestation d'après les recommandations de l'ESCCAPP (ESCCAP, 2018). Ainsi la sélamectine (Stronghold chaton®) étant la plus fréquemment prescrite au sein de notre population, est une milbémycine, elle semblerait donc être une molécule adéquate pour la prévention et le traitement contre les infestations par des nématodes digestifs chez le cobaye même si cela n'est pas prévue dans son AMM.

H. Les résultats des coproscopies

i. Importance du nombre de perdus de vue tout au long du protocole

Tout d'abord, comme les coproscopies se faisaient sans avoir lu les résultats du questionnaire au préalable, on peut parler de réalisation en double aveugle assurant ainsi l'absence de biais de classement différentiel dans cette étude.

Sur les 153 individus, il y a eu 101 cochons d'Inde soit 66 % des individus qui ne sont pas allés au bout du protocole prévu initialement (c'est-à-dire, envoyer des prélèvements de selles tous les trois mois pendant un an) alors que les propriétaires s'y étaient engagés en remplissant le questionnaire. Un résultat analogue a aussi été retrouvé (68 %) dans l'étude de Raunier (2016). L'importance des perdus de vue peut être expliquée par le décès de 13 cochons d'Inde, le décès d'un propriétaire et le changement de propriétaire dans un autre cas. Parmi ces 15 cochons d'Inde, seuls deux sont décédés avant de réaliser une seule coproscopie.

Dans 49 cas, il y a eu une à trois coproscopies seulement bien que les quatre pots à prélèvement eussent été envoyés ainsi que les mails de rappel pour signaler la date à laquelle il fallait à nouveau faire un prélèvement de selles. Aucun propriétaire n'a signalé la raison de l'arrêt du protocole. On peut se douter que réaliser quatre coproscopies tout au long de l'année est probablement difficile à tenir du fait par exemple des vacances estivales des propriétaires et de leurs autres obligations personnelles.

Par ailleurs, parmi ces 49 cobayes, 22 n'ont eu qu'une seule coproscopie, 21 n'en ont eu que deux et six n'en ont eu que trois.

On remarque que la majorité de ces perdus de vue ont stoppé le protocole au bout des six premiers mois. Il est probable que parmi les 22 propriétaires qui n'ont envoyé qu'un seul prélèvement, certains n'ont pas compris que l'étude se faisait sur le long terme avec quatre prélèvements et non un seul.

Comme l'envoi de pot à prélèvement vide se faisait en deux temps : deux envois à six mois d'intervalle et dans chaque envoi, il y avait une lettre expliquant les conditions de prélèvement et deux pots à prélèvements vides. Certains propriétaires ont dû comprendre qu'il ne fallait envoyer que deux pots à prélèvement à trois mois d'intervalle pouvant expliquer le nombre de perdus de vue au bout de deux coproscopies. Néanmoins, un propriétaire a transmis qu'il n'avait jamais reçu le deuxième colis. Donc parmi tous ces perdus de vue, on ne peut pas oublier les défauts d'envoi de prélèvements réalisés par la poste ce qui peut expliquer les quelques propriétaires dont on n'a reçu que les trois premiers prélèvements ou bien la mort non signalée de leurs cobayes.

Parmi les 52 propriétaires ayant suivis scrupuleusement le protocole jusqu'au bout, soient quatre coproscopies durant une année, seul 15 % (n= 8) avaient choisi de recevoir des enveloppes pré-timbrées. La motivation de ces propriétaires ne semble donc pas être liée à la gratuité des frais postaux mais probablement plus sur une volonté de faire progresser la science sur la connaissance du parasitisme digestif de leur animal.

ii. Coproscopies positives :

Dans cette seconde partie, l'échantillon correspond à 114 et non plus 158 individus car les cochons d'Inde n'ayant eu aucune coproscopie ont été retirés de l'étude. Il s'agit des 37 cobayes inscrits dont on n'a jamais reçu de prélèvement ainsi que 2 cobayes décédés avant d'avoir pu être prélevés.

Le taux de positivité est plus élevé (n= 20, 18 %) sur 114 cobayes que la prévalence obtenue dans une autre étude soit 4,2 % (Raunier, 2016) sur 24 cobayes seulement. Plusieurs biais sont possibles. Le taux de confusion lors de l'analyse des coproscopies où on aurait pu identifier en excès ou à défaut des œufs de parasites même si ce risque est constant sur chacune des coproscopies réalisées car il n'y a eu qu'une seule manipulatrice pour toutes les analyses.

Tous les cochons d'Inde ayant eu un test positif n'ont obtenu ce résultat que sur une seule de leurs coproscopies. À cela s'ajoute les biais déjà identifiés précédemment dans les parties de la méthode de prélèvement, d'envoi, du délai d'analyse ainsi que de la méthode d'analyse dans la discussion.

iii. Diversité des parasites identifiés :

Parmi les 20 coproscopies positives, seuls deux types d'œufs de parasite ont été identifiés : des œufs d'ascaridés et le parasite *Paraspidodera uncinata*. Quelques cochons d'Inde étaient doublement parasités.

L'intensité du parasitisme reste faible car 80 % ont tout au plus 50 œufs par gramme de selles et le maximum ne dépassait pas les 300 œufs par gramme. Aucun de ces cobayes ne présentait de signe clinique.

Comme le nombre d'œufs par gramme est faible, il aurait été plus judicieux afin d'augmenter la sensibilité de compter non seulement les œufs présents sous les grilles mais également autour, soit dans l'ensemble des deux compartiments. Le seuil de détection théorique est alors de 15 œufs par gramme, et non de 50 œufs par gramme.

Il est à noter que le cochon d'Inde où 300 opg de *Paraspidodera uncinata* ont été retrouvés, a été traité par son propriétaire avec de la sélamectine (Stronghold chaton®) juste après cette coproscopie et les coproscopies suivantes étaient toutes négatives. De plus, la sélamectine présente une action contre les nématodes digestifs mais en l'absence de données supplémentaires, il est impossible d'établir un lien entre ces deux événements et donc d'en déduire le réel impact de la sélamectine.

Le parasite *Paraspidodera uncinata* est un heterakoidea fréquent chez le cobaye ce que confirme par cette étude avec une prévalence calculée de 16 % (16/114). En effet, cette prévalence est proche de celle retrouvée en Italie (13,3 %) (D'Ovidio, 2014). Étant donné que la contamination est oro-fécale, on peut se demander si l'hygiène du milieu de vie du cobaye ou bien la consommation de végétaux/herbes fraîches seraient des facteurs de risque dans cette étude.

Les ascaridés font aussi partie de la famille des nématodes mais ce type de parasites n'est pas identifié comme un parasite documenté du cochon d'Inde. La prévalence de l'infestation des ascaridés dans cette étude est de 6 % (7/114). Ces parasites seraient-ils un parasite non encore identifié chez le cochon d'Inde ou bien un nématode contaminant issu de l'environnement, des litières ou bien transmis par une autre espèce ?

Cette étude n'a pas pu mettre en évidence des protozoaires.

Tableau 16 : Tableau montrant les résultats d'enquête de prévalence du parasitisme digestif du cochon d'Inde de compagnie en Europe

Citations étude	(Pantchev <i>et al.</i> , 2005 ; Pantchev <i>et al.</i> , 2014)	(D'Ovidio, 2015)	(Raunier, 2016)	(Kurnosova, 2019)
Pays	85 % : Allemagne 15 % : Autriche, Italie, France, Danemark, Pays Bas, Luxembourg	Italie	France	Russie
Taille de l'échantillon	674	60	24	132
Origine des animaux	Particuliers	37 particuliers 23 Animalerie	Particuliers	Particuliers
Prévalence de l'infection par des Helminthes				
<i>Paraspidodera uncinata</i>	2,4 % - NR	13,3 %	0 %	0 %
<i>Trichuris gracilis</i>	0,4 % - NR	0 %	0 %	0 %
<i>Nippostrongylus like</i>	0 % - NR	10 % (concerne uniquement les cobayes d'animalerie)	NR	NR
Prévalence de l'infection par des Protozoaires				
<i>Eimeria sp.</i>	2,5 % - NR	10 %	4,2 %	0 %
<i>Cryptosporidium sp.</i>	0 %* - NR	0 %*	0 %	0 %
<i>Giardia sp.</i>	0 %* - 4,1%*	0 %*	0 %	3,7 %
<i>Tritrichomonas sp.</i>	NR	NR	0 %	9 %

* : recherche moléculaire ; NR : non recherché

Les taux de prévalence des enquêtes (tableau 16) dans lesquelles n'ont été soumis que des cobayes de compagnie sont relativement proches de ceux obtenus dans notre étude notamment pour l'étude italienne. On retrouve cependant la présence de protozoaires qui n'ont pas été détectés dans notre

étude probablement liée à la technique d'analyse employée car la quasi-totalité des études ayant trouvée ces parasites ont employé des méthodes moléculaires telles que la PCR ce qui n'a pas été le cas dans notre étude.

L'enquête réalisée en Italie a été effectuée sur des animaux de compagnie logés chez des particuliers, mais également sur des animaux d'animalerie. 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* seraient des parasites qui n'affectent pas le cobaye.

Ainsi notre étude suggère une prévalence relativement élevée de l'infestation par des helminthes chez les cobayes de compagnie en France, Belgique et Suisse.

iv. Saisonnalité :

Pour rapporter les résultats des coproscopies à chaque saison, c'est la date du prélèvement qui a été prise en compte mise à part pour cinq propriétaires qui n'avaient pas spécifié la date du prélèvement donc cinq jours ont été arbitrairement retirés sur la date de réception du prélèvement.

La saison d'hiver englobe toutes les fèces prélevées entre le 21 décembre et le 19 mars. Le printemps englobe toutes les fèces prélevées entre le 20 mars et le 20 juin. L'été englobe toutes les fèces prélevées entre le 21 juin et le 22 septembre. L'automne englobe toutes les fèces prélevées entre le 23 septembre et le 22 décembre.

Dans un premier temps, c'est le test du CHI2 qui a été choisi car les événements à comparer sont qualitatifs et nominaux avec la formation de deux groupes mais comme les effectifs attendus étaient inférieurs à cinq le test exact de Fisher était plus adapté à ces petits effectifs. Comme la puissance p était supérieure à 0,05 mais est tout de même inférieur à 0,10, on peut invoquer le manque de puissance statistique.

Or la puissance statistique d'une étude augmente lorsque la différence réelle augmente ou bien lorsque la taille des échantillons augmente (sous réserve qu'il existe une différence réelle non nulle) ; la taille des échantillons est donc un vrai moyen d'augmenter la puissance statistique d'une expérience (Desquilbet, 2019).

Dans cette étude, afin d'augmenter la puissance statistique, il a été décidé d'agrandir les effectifs en incluant tous les cochons d'Inde ayant eu au moins une coproscopie. À nouveau, comme p était supérieur à 0,05 les résultats obtenus n'étaient pas significatifs.

Le fait d'ajouter des cobayes qui n'avaient pas fait l'objet des quatre coproscopies demandées et que le début du protocole ait commencé en décembre 2017 soit en hiver ; il y a eu beaucoup d'effectifs en hiver et au printemps par rapport au reste de l'année. Comme dit précédemment, la majorité des cobayes n'ayant pas envoyé tous les prélèvements n'ont eu qu'une à deux coproscopies.

Afin d'augmenter la force de l'association si elle existait, il a été décidé de distinguer l'hiver par rapport aux autres saisons. Un test de CHI2 a été possible car les effectifs attendus étaient supérieurs à cinq mais la correction de Yates a été nécessaire car il n'y avait que deux possibilités pour chacune des deux variables. Comme p est demeuré supérieur à 0,05, alors on accepte H_0 au risque d'erreur β inconnu. On observe que le pourcentage de cochons d'Inde parasités parmi les

coproscopies réalisées en hiver n'est pas significativement différent du pourcentage de cochons d'Inde parasités le reste de l'année dans cette étude.

Sous l'hypothèse d'absence de biais de sélection et de classement, il y a des chances pour que dans la population de cochon d'Inde français, belge et suisse, il n'existe pas d'association entre la saisonnalité et l'infestation par du parasitisme digestif.

Étant donné que l'exposition « saison » est bien antérieure à la coproscopie, sous l'hypothèse d'absence de biais de classement et de sélection, il y a des chances pour que dans la population de cochon d'Inde français, belge et suisse, la saison ne soit ni un facteur de risque, ni un facteur protecteur du parasitisme digestif.

Aucune étude n'a été actuellement publiée, montrant l'étude de la saisonnalité comme facteur de risque du parasitisme digestif du cobaye ou même du lapin.

v. *Vermifugation* :

Tous les cochons d'Inde ayant eu au moins une coproscopie ont été inclus dans ce test statistique donc des cochons d'Inde ont eu un suivi coproscopique plus ou moins complet.

Premièrement, il existe un biais de classement non différentiel car les propriétaires ne se souvenant pas du vermifuge administré ont été classés comme n'ayant jamais donné de vermifuge.

De plus, il est à noter qu'il n'y a pas eu de différenciation entre les cochons d'Inde recevant occasionnellement des vermifuges et ceux qui y ont eu accès plus fréquemment. Comme dans le questionnaire, il ne leur a pas été demandé la date du dernier vermifuge administré, il est fortement possible que le cochon d'Inde ayant eu un vermifuge il y a plusieurs mois voire années, ait largement eu le temps d'être réinfesté par des parasites.

Le test du CHI2 a été choisi dans un premier temps, mais comme les effectifs calculés étaient inférieurs à cinq, il a fallu recourir au test exact de Fisher. Comme p est supérieur à 0,05, alors on accepte H_0 au risque d'erreur β inconnu. On observe que le pourcentage de cobayes parasités parmi les cochons d'Inde ayant été vermifugés dans leur historique n'est pas significativement différent du pourcentage de cochons d'Inde parasités n'ayant jamais reçu un traitement antiparasitaire.

Sous l'hypothèse d'absence de biais de sélection et de classement, il y a des chances pour que dans la population de cochons d'Inde français, belge et suisse, il n'existe pas d'association entre la vermifugation et l'infestation par du parasitisme digestif.

Étant donné que l'exposition « vermifugation » est bien antérieure à la coproscopie, sous l'hypothèse d'absence de biais de classement et de sélection, il y a des chances pour que dans la population de cochons d'Inde français, belge et suisse, la réalisation d'une vermifugation ne soit ni un facteur de risque, ni un facteur protecteur du parasitisme digestif.

L'étude de Raunier (2016) n'a pas pu montrer également la présence d'une association significative entre la présence d'une vermifugation et d'un parasitisme digestif tant chez le cobaye que chez le lapin.

vi. *Contact avec d'autres animaux d'espèces différentes :*

Tous les cochons d'Inde ayant eu au moins une coproscopie ont été inclus dans ce test statistique.

Il a été choisi d'étudier l'existence d'une association entre le contact avec des animaux d'espèces différentes et l'infestation par un parasite digestif.

Il existe un biais car sur ce test seule la présence ou l'absence de contact avec des animaux d'espèces différentes a été étudié et non la nature du contact. En effet, un cochon d'Inde vivant dans la même cage qu'un lapin peut plus facilement être contaminé par les parasites de ce dernier qu'un cochon d'Inde en contact avec un lapin que lors de ses sorties. De plus, ce test ne fait pas la différence entre les différentes espèces mises en contact ; un oiseau présente moins de parasites digestifs communs au cochon d'Inde qu'un lapin ou bien un carnivore domestique.

Dans cette étude, le test du CHI2 avait été choisi dans un premier temps, mais comme les variables « contacts avec des animaux » et « présence de parasites » ne présentent que deux possibilités chacune, une correction de Yates était nécessaire. Comme p est largement supérieur à 0,05, alors on accepte H_0 au risque d'erreur β inconnu. On observe que le pourcentage de cochons d'Inde parasités et ayant un contact avec des animaux d'espèces différentes n'est pas significativement différent du pourcentage de cochons d'Inde parasités n'ayant jamais été mis en contact avec des animaux d'espèces différentes.

Sous l'hypothèse d'absence de biais de sélection et de classement, il y a des chances pour que dans la population de cochons d'Inde français, belge et suisse, il n'existe pas d'association entre la présence de contacts avec des espèces différentes et l'infestation par du parasitisme digestif.

Étant donné que l'exposition « contact avec des animaux d'espèces différentes » est bien antérieure à la coproscopie, sous l'hypothèse d'absence de biais de classement et de sélection, il y a des chances pour que dans la population de cochons d'Inde français, belge et suisse, la présence de contact avec des animaux d'espèces différentes ne soit ni un facteur de risque, ni un facteur protecteur du parasitisme digestif.

Seule l'étude de Raunier (2016) a aussi tenté de rechercher la présence d'une association significative entre la présence de contact inter ou intra-spécifique et d'un parasitisme digestif chez le cobaye ou le lapin sans succès.

vii. Accès extérieur :

Tous les cochons d'Inde ayant eu au moins une coproscopie ont été inclus dans ce test statistique.

Il a été choisi d'étudier l'existence d'une association entre le contact avec le monde extérieur et l'infestation par un parasite digestif.

Pour caractériser « le monde extérieur », on a ordonné par ordre croissant l'intensité du « facteur extérieur » où l'on attribue le rang : le chiffre « 0 » est attribué à un animal n'ayant aucun accès ou contact avec l'extérieur ; le chiffre « 1 » est attribué à un animal pouvant consommer de l'herbe fraîche cueillies par son propriétaire ; le chiffre « 2 » est attribué à un animal ayant accès à l'extérieur lors de ses sorties (animal qui sort et a accès à de la terre et de la pelouse) et le chiffre « 3 » est attribué à un animal vivant à l'extérieur soit dans un clapier ou bien en liberté dans un jardin par exemple.

Il existe un biais, tous les cochons d'Inde ont accès à du foin qui provient de l'extérieur mais comme ils ont tous accès à ce facteur extérieur, ils y sont exposés de la même façon.

Comme le facteur d'étude est qualitatif et la variable de réponse est qualitative mais ordinale, le test idéal serait celui de Cochran-Armitage. Mais ce test n'est pas accessible sur BiostatGV donc à défaut, un test du CHI2 a été utilisé. Ce test ne pourra pas tester s'il existe une tendance contrairement au test de Cochran-Armitage mais il pourra tester uniquement si les proportions obtenues sont significativement identiques ou non. Comme un des effectifs attendus était inférieur à cinq, un test exact de Fisher a été utilisé obtenant ainsi un $p = 0,656 > 0,05$. On accepte alors H_0 au risque d'erreur β inconnu. On observe que le pourcentage de cochons d'Inde parasités et ayant un contact avec l'extérieur n'est pas significativement différent du pourcentage de cochons d'Inde parasités n'ayant jamais eu de contact avec l'extérieur.

Sous l'hypothèse d'absence de biais de sélection et de classement, il y a des chances pour que dans la population de cochons d'Inde français, belge et suisse, il n'existe pas d'association entre la présence d'un accès à la nature et l'infestation par du parasitisme digestif.

Étant donné que l'exposition « contact avec l'extérieur » est bien antérieure à la coproscopie, sous l'hypothèse d'absence de biais de classement et de sélection, il y a des chances pour que dans la population de cochons d'Inde français, belge et suisse, la présence de contact avec des facteurs extérieurs ne soit ni un facteur de risque, ni un facteur protecteur du parasitisme digestif.

L'étude de Raunier (2016) a montré que les animaux ayant un accès à l'extérieur sont significativement plus infestés par des nématodes que les animaux vivant exclusivement en intérieur. Comme cette étude reposait à la fois sur des coproscopies de cobayes mais aussi de lapins et qu'aucun nématode n'a été identifié chez les cobayes, cette observation ne serait valable que dans le cadre du parasitisme du lapin.

Selon Richardson (1992) et Solau Poissonnet (2004), *Paraspidodera uncinata* serait retrouvé plus fréquemment chez les animaux vivant à l'extérieur.

viii. Effet de l'hygiène des fruits et légumes sur le parasitisme :

Comme la transmission de la majorité des parasites digestifs du cobaye se transmettent par voie oro-fécale, on s'est demandé s'il existait ou non, une association statistique entre la qualité de l'hygiène des végétaux consommés par les cochons d'Inde et le parasitisme digestif dans cette étude.

Tous les cochons d'Inde ayant eu au moins une coproscopie ont été inclus dans ce test statistique mise à part un seul cochon d'Inde n'ayant pas de légumes ni de fruits dans sa ration alimentaire.

Sur ce test, le test du CHI2 avait été choisi dans un premier temps, mais comme les variables « hygiène des végétaux consommés » et « présence de parasite » ne présentent que deux possibilités chacune, une correction de Yates était nécessaire. Comme p est largement supérieur à 0,05, alors on accepte H_0 au risque d'erreur β inconnu. On observe que le pourcentage de cochons d'Inde parasités consommant des végétaux non systématiquement nettoyés avant leurs consommations n'est pas significativement différent du pourcentage de cochons d'Inde parasités ayant systématiquement leurs végétaux nettoyés avant consommation.

Sous l'hypothèse d'absence de biais de sélection et de classement, il y a des chances pour que dans la population de cochons d'Inde français, belge et suisse, il n'existe pas d'association entre l'hygiène des végétaux consommés et l'infestation par du parasitisme digestif.

Étant donné que l'exposition « à l'hygiène des végétaux » est bien antérieure à la coproscopie, sous l'hypothèse d'absence de biais de classement et de sélection, il y a des chances pour que dans la population de cochons d'Inde français, belge et suisse, l'hygiène des végétaux ne soit ni un facteur de risque, ni un facteur protecteur du parasitisme digestif.

Aucune autre étude n'a été actuellement publiée, montrant l'étude de l'impact de l'hygiène des fruits et légumes consommés par le cobaye ou le lapin sur leur parasitisme digestif.

ix. Effet de l'origine des fruits et légumes consommés sur le parasitisme :

Comme l'utilisation des phytosanitaires sur les aliments issus de l'agriculture biologique est très réglementée, on s'est demandé s'il existait une surreprésentation des cochons d'Inde consommant des végétaux biologiques parmi ceux qui sont parasités.

Tous les cochons d'Inde ayant eu au moins une coproscopie ont été inclus dans ce test statistique mise à part un seul cochon d'Inde ne présentant ni de légumes ni de fruits dans sa ration alimentaire.

Sur ce test, le test du CHI2 avait été choisi dans un premier temps, mais comme les effectifs attendus étaient inférieurs à cinq, il a fallu utiliser le test exact de Fisher. Comme p est supérieur à 0,05, alors on accepte H_0 au risque d'erreur β inconnu. On observe que le pourcentage de cochons d'Inde parasités parmi ceux consommant des végétaux issus de l'agriculture biologiques n'est pas significativement différent du pourcentage de cochons d'Inde parasités consommant des végétaux issus de l'agriculture classique.

Étant donné que l'exposition « à la consommation de végétaux » est bien antérieure à la coproscopie, sous l'hypothèse d'absence de biais de classement et de sélection, il y a des chances pour que dans la population de cochons d'Inde français, belge et suisse, l'origine de la culture des végétaux ne soit ni un facteur de risque, ni un facteur protecteur du parasitisme digestif.

Aucune autre étude n'a été actuellement publiée, montrant l'étude de l'impact de l'origine de culture des fruits et légumes consommés par le cobaye ou le lapin sur leur parasitisme digestif.

Conclusion

De nos jours, le cobaye (*Cavia porcellus*) est le second NAC en termes d'effectifs le plus médicalisé après le lapin de compagnie. Il présente des besoins très spécifiques conférant une importance majeure aux conditions relatives à son entretien et à son alimentation afin de prévenir une grande partie des maladies qui peuvent le toucher.

La partie expérimentale a permis de récolter et d'analyser des fèces de 114 cobayes issus de territoires français, belge et suisse. La prévalence des parasites digestifs, toutes espèces confondues, a été évaluée à 17,5 % avec deux parasites digestifs détectés : *Paraspidodera uncinata* avec une prévalence de 14 % et un autre œuf d'Ascaridé avec une prévalence de 6 %. Aucun des animaux parasités ne présentaient de troubles digestifs.

Les résultats de l'étude expérimentale mettent en avant la circulation asymptomatique de plusieurs espèces de parasites digestifs chez le cobaye de compagnie en France, Belgique et Suisse.

Aucun lien n'a pu être établi entre la présence d'une infestation parasitaire digestive et la saisonnalité, la présence de contacts avec des animaux d'espèces différentes, la vermifugation, l'accès à l'extérieur, l'hygiène et l'origine des végétaux consommés.

En conséquence, du fait de la relativement faible prévalence du parasitisme digestif constaté chez le cobaye sain, de la charge parasitaire réduite par individu et de la pathogénicité limitée, il ne semble pas utile de recommander aux vétérinaires de prescrire l'administration préventive d'antiparasitaires internes à visée digestive.

Liste des références bibliographiques

- ALLEN A.M., GANAWAY J.R., MOORE T.D., KINARD R.F. (1965) Tyzzer's Disease Syndrome in Laboratory Rabbits. *Am. J. Pathol.* 46(5), 859-882
- ARNICH N., THOMANN C. (2005) Évaluation des risques pour la santé humaine liés à une exposition au fipronil. In ANSES [<https://www.anses.fr/fr/system/files/RCCP-Ra-Fipronil.pdf>] (consulté le 29/05/2020)
- AUBERT C. (1998) La consultation des rongeurs et des lagomorphes. Thèse Méd. Vét., Ecole nationale vétérinaire de Toulouse
- AUGOT D. (2004) Echinococcus multilocularis : techniques de diagnose du parasite et diagnostic de la parasitose chez les animaux. *Bull. Acad. Vét. Fr.* 17(1), pp 17-24
- BAIXENCH M.T., MAGNAVAL J.F., ALBAREDE S., OLIVES J.P. (1993) Comparaison de l'immunofluorescence, de la coprologie et de la biopsie jéjunale dans le diagnostic des infections à Giardia intestinalis. *Med. Maladies. Infect.* 23(6), 557-560
- BALLWEBER L.R., HARKNESS J.E. (2007) Parasites of Guinea Pigs. In BAKER D.G. *Flynn's parasites of laboratory animals*. 2^{ème} éd. Ames, Wiley-Blackwell, pp 421-449
- BARTHOLD S.W., GRIFFEY S.M., PERCY D.H. (2016) Pathology of laboratory rodents and rabbits. 4^{ème} éd. Ames, Wiley Blackwell.
- BASTOS B.F., ALMEIDA F.M. de, BRENER B., et al. (2019) What is known about Tritrichomonas foetus infection in cats? *Rev. Bras. Parasitol.* V. 28(1), 1-11
- BEUGNET F., BOURDOISEAU G., DANG H., (2004) Diagnostic des parasitoses digestives. In *Abrégé de parasitologie clinique des carnivores domestiques. Vol1. Parasitoses digestives*. Auxon, Kalianxis, pp 194-200
- BEUGNET F., POLACK B., DANG, H. (2008) Atlas de Coproscopie. Clichy, Kalianxis.
- BISHOP C.R. (2002) Reproductive medicine of rabbits and rodents. *Vet. Clin. North. Am. Exot. Anim. Pract.* 5(3), 507-535
- BLAGBURN B.L. (2008) Why Fecal Centrifugation is Better. In *DVM 360* [<https://www.dvm360.com/view/why-fecal-centrifugation-better>] (consulté le 30/05/2020).
- BLAGBURN B.L., BUTLER J.M. (2006) Optimize intestinal parasite detection with centrifugal fecal flotation. *Vet. Med-US.* 101(7), 455-464.
- BOUCHER S. (1989) Standard officiel des cobayes de race. Paris, France, *Commission des standards de la Société centrale d'aviculture de France*
- BOUCHER S. (1995) Alimentation des lagomorphes et rongeurs de compagnie : quelques données de base. In *Congrès annuel : « Conduite diagnostique et thérapeutique : actualités »*. Paris, CNVSPA, pp 151-160
- BOUCHER S. (1998) Diagnostic et traitement des parasitoses digestives des lagomorphes et des rongeurs de compagnie base. *Prat. Med. Chir. Anim. Comp.* 33, 303-316

- BOUSSARIE D. (1996) La consultation du cobaye domestique. *Point. Vét.*,28 (177), 13-21.
- BRUGÈRE-PICOUX J. (1995) Pathologie du lapin de compagnie et des rongeurs domestiques. 2^{ème} éd., Maisons-Alfort, Chaire de pathologie médicale du bétail et des animaux de basse-cour, Ecole Nationale Vétérinaire
- BULLIOT C., QUINTON JF., RISI E. *et al.* (2009) Examens complémentaires chez les NAC. Maisons Alfort, les Éd. du Point Vétérinaire
- BULLIOT C., ALMEIDA C. (2018) Traitement et prévention des maladies parasitaires et fongiques des petits mammifères de compagnie, *ESCCAP Guide de recommandations 07*, pp 39-47
- CABRERA M., CANOVA S., ROSENZVIT M., GUARNERA E. (2002) Identification of Echinococcus granulosus eggs. *Diagn. Microbiol. Infec. Dis.* 44(1), 29-34
- CARPENTER J.W., MARION C.J. (2018) Exotic animal formulary. 5^{ème} ed. St. Louis, Elsevier.
- CHEEKE P.R. (1987) Nutrition of guinea pigs. *In Rabbit Feeding and Nutrition*. Orlando, Academic Press, pp 344-353
- CHRISP C.E., REID W.C., RUSH H.G., *et al.* (1990) Cryptosporidiosis in guinea pigs: an animal model. *Infect. Immun.* 58(3), 674-679
- CLARKE G.L., ALLEN A.M., SMALL J.D., LOCK A. (1980) Subclinical scurvy in the guinea pig. *Vet. Pathol.* 17(1), 40-44
- COCHON D'INDE (*Cavia porcellus*) (2020). [<http://animaux.org/cochon-d-inde.htm>] (consulté le 10/03/2020).
- COMAN S., BASESCU B., COMAN T., PETRUT T., COMAN C., VLASE E. (2009) Aspects of the parasitary infestations of guinea pigs reared in intensive system. *Revista Sci. Parasitol.* 10,97-100
- DAR Y. (2004) Générations rédiennes de *Fasciola gigantica* (Digenea) et productivité cercarienne chez deux espèces de lymnaeidae (Mollusca). *Thèse de doctorat en Pharmacie. Université de Limoges : Faculté de médecine et de pharmacie*
- DAVID E.D., LINDQUIST W.D. (1982) Determination of the specific gravity of certain helminth eggs using sucrose density gradient centrifugation. *J. Parasitol.* 68(5), 916-919
- DEGUILHEM C. A. (2015) Les techniques de coprologie chez les carnivores domestiques et les lagomorphes : évaluation du kit uranotest copro®, Thèse Méd. Vét., Ecole nationale vétérinaire d'Alfort
- DONNELLY T.M., BROWN C.J. (2004) Guinea pig and chinchilla care and husbandry. *Vet. Clin. North. Am. Exot. Anim. Pract.* 7(2), 351-373
- D'OVIDIO D., NOVIELLO E., PEPE P., DEL PRETE L., CRINGOLI G. RINALDI L. (2015) Survey of endoparasites in pet guinea pigs in Italy. *Parasitol. Res.* 114, 1213–1216
- D'OVIDIO D., NOVIELLO E., PEPE P., DEL PRETE L., CRINGOLI G. RINALDI L. (2015) Survey of Hymenolepis spp. in pet rodents in Italy. *Parasitol. Res.* 114, 4381–4384
- DESQUILBET L. (2019) Biostatistique en médecine vétérinaire, Polycopié. École Nationale Vétérinaire d'Alfort, Communication et réglementation dans la profession vétérinaire, pp 81-85

- DRYDEN M.W., PAYNE P.A., RIDLEY R.K., SMITH V.T. (2005) Comparison of common fecal flotation techniques for the recovery of parasite eggs and oocysts. *Vet. Ther.* 6(1), 15-28
- EUZÉBY J. (1963) Les maladies vermineuses des animaux domestiques et leurs incidences sur la pathologie humaine. Tome 1, Fascicule 2. Paris, Vigot frères
- GEORGI J.R. (1980) Parasitology for veterinarians. 4^{ème} ed. Philadelphia, Saunders.
- GIBSON S.V., WAGNER J.E. (1986) Cryptosporidiosis in guinea pigs: a retrospective study. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 189(9), 1033-1034
- FACCO (2016) Le détail de l'enquête FACCO/KANTAR-TNS. *In Les chiffres pour tout savoir sur le marché du petfood* [<https://www.facco.fr/les-chiffres/>] (consulté le 12/02/2020)
- FENG Y., LAL A.A., LI N., XIAO L. (2011) Subtypes of *Cryptosporidium* spp. in mice and other small mammals. *Exp. Parasitol.* 127(1), 238-242
- FRANSOLET M-C., HORLAIT P., HARDOUIN J. (1994) Élevage expérimental du cobaye *Cavia porcellus* en région équatoriale au Gabon. *Rev. Elev. Med. Vet. Pays.Trop.* 47 (1), 107-111
- FUSS S. (2002) Physiologie et pathologie digestives du cobaye domestique *Cavia porcellus*, Thèse. Méd. Vét., Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse
- GRELLET A. (2013) Diagnostiquer et traiter les entérites parasitaires du chat, *In Congrès national AFVAC*. La Défense. 30 novembre - 2 décembre, Paris, AFVAC
- GRESSLER L.T., DA SILVA A.S., DA SILVA M.K., TONIN A.A., MONTEIRO S.G. (2010) Gastrointestinal parasites of cavy (*Cavia aperea aerea*) in southern Brazil. *Res. Vet. Sci.* 89(2), 206-208
- GROA R., MONN M., FLYNN L., CURATO J. (2003) Survey of clinic practices and testing for diagnosis of *Giardia* infections in dogs and cats. *In 21st Annual ACVIM Forum*. 4-8 Juin, Charlotte.
- HARKNESS J.E., WAGNER J.E. (1995) The biology and medicine of rabbits and rodents. 4^{ème} éd., Baltimore, Lea and Febriger
- HARRENTSTIEN L. (1994) Critical Care of Ferrets, Rabbits, and Rodents. *Sem. Avian. Exot. Pet. Med.* 3(4), 217-228
- HENDRIX C.M., ROBINSON E. (2012) Diagnostic parasitology for veterinary technicians. 4^{ème} éd. St. Louis, Elsevier-Mosby
- HENRY L., BEVERLEY J. K (1977) Toxoplasmosis in rats and guinea pigs. *J. Comp. Pathol.* 87, 97-102
- HUERKAMP M. J., MURRAY K. A., OROSZ S. E. (1996) Guinea Pigs. *In Handbook of rodent and rabbit medicine*. Eds Laber-Laird K., Swindle M.M., Flecknell P.A, Oxford, Pergamon, pp 91-149
- HUYNH M., PIGNON C. (2013) Gastrointestinal Disease in Exotic Small Mammals. *J. Exot. Pet. Med.*, 22(2), 118-131
- HUYNH M. et al (2019) Les 60 consultations les plus fréquentes des petits mammifères. Paris, Med'com.
- Hystricomorpha. (2019) *In : Wikipédia Page* [<https://fr.wikipedia.org/wiki/Hystricomorpha>] (consulté le 01/06/2020)

- JAAX G.P., JAAX N.K., PETRALI J.P., CORCORAN K.D., VOGEL A.P. (1990) Coronavirus-like virions associated with a wasting syndrome in guinea pigs. *Lab. Anim. Sci.* 40(4), 375-385
- JONES K.R., GARCIA G.W. (2019) Endoparasites of Domesticated Animals That Originated in the Neo-Tropics (New World Tropics). *Vet. Sci. Commun.* 6,1-24
- JORNET - BOULLERY M. (1981) Biologie et pathologie générale du cobaye. Thèse Méd. Vét., Ecole Nationale vétérinaire d'Alfort
- KATO S., SHIMODA H., JI R.C. (1997) Afferent migration of the Kurloff cells via lymphatics into the thymus of estradiol-treated guinea pigs. *Arch. Histol. Cytol.* 60, 101-112
- KEEBLE E., MEREDITH A. (2009) BSAVA Manuel of Rodents and Ferrets. Quedgeley, BSAVA.
- KAUR U., KHURANA S., SAIKIA U.N., DUBEY M.L. (2013) Immunogenicity and protective efficacy of heparan sulphate binding proteins of *Entamoeba histolytica* in a guinea pig model of intestinal amoebiasis. *Exp. Parasitol.* 135, 486-496
- KOUAM M.K., MEUTCHIEYE F., NGUAFACK T.T., *et al.* (2015) Parasitic fauna of domestic cavies in the western highlands of Cameroon (Central Africa). *BMC. Vet. Res.* 11, 288
- KURNOSOVA O.P., ARISOV M.V., ODOYEVSKAYA I.M. (2019) Intestinal parasites of pets and other house-kept animals in Moscow. *Helminthologia.* 56, 108-117
- LABER-LAIRD K., SWINDLE M.M., FLECKNELL P.A. (1996) Handbook of rodent and rabbit medicine. Oxford, Pergamon
- LAROUSSE É. Définitions : lagomorphe *In Dictionnaire de français Larousse Library* [<https://www.larousse.fr/dictionnaires/francais/lagomorphe/45911>] (consulté le 10/03/2020)
- LICOIS D. (1986) La maladie de Tyzzer. *Ann. Rech. Vet.* 17, 363-386
- MEUTCHIEYE F., KOUAM M.K., MIEGOUÉ E., *et al.* (2017) A survey for potentially zoonotic gastrointestinal parasites in domestic cavies in Cameroon (Central Africa). *BMC. Vet. Res.* 13, 196
- MINARIKOVA A., HAUPTMAN K., JEKLOVA E., KNOTEK Z., JEKL V. (2015) diseases in pet guinea pigs: a retrospective study in 1000 animals. *Vet. Rec.* 177, 200-207
- MITCHELL E.B., HAWKINS M.G., GAFFNEY P.M., MACLEOD A.G. (2010) gastric dilatation-volvulus in a guinea pig (*Cavia porcellus*). *J. Am. Anim. Hosp. Assoc.* 46, 174-180
- NIE D. (1950) Morphology and taxonomy of the intestinal protozoa of the guinea-pig, *Cavia Porcella*. *J. Morphol.* 86, 381-493
- NORTH D (1999) *The guinea pig, In The UFAW Handbook on the Care and Management of Laboratory Animals*, Eds. Poole T., 7^{ème} ed. Vol. 1, Wiley-Blackwell, pp 367-388
- NOZAIS JP., DANIS M., GENTILINI M. (1996) Maladies parasitaires. Paris, ESTEM
- O'GRADY M.R., SLOCOMBE J.O.D. (1980) An investigation of variables in a fecal flotation technique. *Can. J. Comp. Med.* 44, 148-154
- PANTCHEV N., GLOBOLAR-VRHOVEC M., BECK W. (2005) Endoparasitosen bei Kleinsäugetern aus

privater Haltung und Igeln. *Tierarztl. Prax.* 33, 296-306

PANTCHEV N., BROGLIA A., PAOLETTI B., *et al.* (2014) Occurrence and molecular typing of *Giardia* isolates in pet rabbits, chinchillas, guinea pigs and ferrets collected in Europe during 2006-2012. *Vet. Res.* 175, 18

PICHARD A. (1990) Le cobaye, animal de compagnie, comportement, entretien et pathologie. Thèse Méd. Vét., Ecole Nationale Vétérinaire de Nantes

PHALEE A., WONGSAWAD C., ROJANAPAIBUL A., JONG-YIL C. (2015) Experimental life history and biological characteristics of *Fasciola gigantica* (Digenea: Fasciolidae). *Korean J. Parasitol*, 53, 59-64

PLANTE A. (2011) Elaboration de fiches conseils petits mammifères à destination des propriétaires de nouveaux animaux de compagnie (n.a.c.), Thèse Méd. Vét., Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort

POULIOT N., MAGHNI K., SIROIS P., ROLA-PLESZCZYNSKI M. (1996) Guinea pig Kurloff (NK-like) cells mediate TNF-dependent cytotoxic activity: analogy with NC effector cells. *Inflammation*. 20, 263-280

QUESENBERRY K., CARPENTER J. (2012) Ferrets, Rabbits, and Rodents: Clinical Medicine and Surgery, 3ème ed. St Louis, Saunders-Elsevier

QUINTON J.-F. (2009) Atlas des nouveaux animaux de compagnie. Issy-les-Moulineaux, Elsevier Masson

RAUNIER A. (2016) Etude du parasitisme digestif par coproscopie chez le lapin et le cobaye de compagnie : enquête dans 10 clientèle vétérinaire françaises, Thèse Méd. Vét., Vet Agro Sup Lyon

REBSAMEN B. (2018) Guide de la loi sur la protection des animaux. Annexe 2, tableau 1, ordonnance sur la protection des animaux, pp 1-59

RICHARDSON V.C.G. (1992) Diseases of domestic guinea pigs. Oxford, Wiley-Blackwell.

ROSSE L. (1999) Alimentation des rongeurs et lagomorphes de compagnie. Thèse Méd. Vét., Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort

SACHSER N. (1998) Of domestic and wild guinea pigs: studies in sociophysiology, domestication, and social evolution. *Naturwissenschaften*. 85, 307-317

SAGHROUNI F. (2010) Flagellés intestinaux. In : *CHU Hached* [https://www.infectiologie.org.tn/pdf_ppt_docs/cmi/05032010/flagellees_intestinaux.pdf] (consulté le 13 février 2019)

SALANT H., SPIRA D.T., HAMBURGER J. (2010) A comparative analysis of coprologic diagnostic methods for detection of *Toxoplasma gondii* in cats. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 82, 865-870

SALAS M., SHEIKBOUDOU C. (1988) Digestive parasitism in traditional cattle breeding systems in Guadeloupe. A follow-up study on the infestation in several groups of calves. *Rev. Elev. Med. Vet. Pays. Trop.* 41, 367-373

SAUNDERS LZ. (1958) Tyzzer's disease. *J. Natl. Cancer. I.* 20, 893-897

SCHMIDT R.E. (1995) Protozoal diseases of rabbits and rodents. *Sem. Avian. Exot. Pet. Med.* 4(3),126-130

- SOLAU POISSONNET C. (2004) Principales maladies du lapin, du cobaye, du chinchilla, du hamster et du rat de compagnie, Thèse Mèd. Vét., Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort
- TANGTRONGSUP S., SCORZA V. (2010) Update on the diagnosis and management of Giardia spp infections in dogs and cats. *Top. Companion. Anim. Med.* 25, 155-162
- TAYLOR M.A., COOP R.L., WALL R.L. (2015) Veterinary parasitology. 4ème edition. Ames, Wiley-Blackwell.
- TISSIER R. (2016) Pharmacologie et toxicologie des médicaments antihelminthiques et lactones macrocycliques. Polycopié. École Nationale Vétérinaire d'Alfort, Unité d'infectiologie 2
- TYZZER E.E. (1917) A fatal disease of the Japanese-waltzing mouse caused by a spore-bearing bacillus (*Bacillus piliformis* n.sp.). *J. Med. Res.* 37, 307-338.
- VAN KRUININGEN H.J., BLODGETT S.B. (1971) Tyzzer's disease in a Connecticut rabbitry. *J. Am. Vet. Med. Assoc.*, 188, 1205-1212.
- VAUDESCAL D. (1993) Contribution à l'étude de la pathologie spontanée du cobaye. Thèse Méd. Vét, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse
- VET AGRO SUP LYON, Méthode de Mac Master (2020) In *Coproscopie* [http://alizarine.vetagrosup.fr/coproparasite/sommaire/techniques/analyse/mac_master.htm] (consulté le 10/01/2020).
- VETTERLING J.M. (1976) Protozoan parasites. In *The biology of the guinea pig*. Eds WAGNER J.E., MANNING P.J., New York, Academic Press, pp 163-196.
- ZAHEDI A., DURMIC Z., GOFTON A.W., *et al.* (2017) *Cryptosporidium homai* n. sp. (Apicomplexa: Cryptosporidii) from the guinea pig (*Cavia porcellus*). *Vet. Parasitol.*, 245, 92-101
- ZAJACA.M., CONBOY G.A. (2012) Fecal examination for the diagnosis of parasitism. In *Veterinary clinical parasitology*. 8ème éd., Ames, Wiley-Blackwell, pp 3-170

Annexe 1 : Diagnostic différentiel des diarrhées chez le cobaye (Fuss, 2002)

Pathologie	Étiologie	Age	Prévalence	Symptômes	Lésions	Mortalité	Diagnostic	Traitement
Salmonellose	<i>Salmonella typhimurium</i> <i>Salmonella enteritidis</i>	Tout âge (jeunes au sevrage, mères à la mise-bas +++)	+	<u>Forme aiguë</u> : fièvre, vomissements, diarrhée aqueuse +/- hémorragique, mort en 4-5 j <u>Forme chronique</u> : anorexie, perte poids, conjonctivite, poil piqué, mort en 2-3 semaines	Hypertrophie, congestion et nécrose du foie, de la rate et du <u>tissu lymphoïde</u> La splénomégalie +++ est une lésion constante	++ (50-100%)	Bactériologique	Discuté car zoonose, antibiogramme ou oxytétracycline, chloramphénicol
Maladie de Tyzzer	<i>Clostridium piliforme</i>	Tout âge (jeunes au sevrage +++)	-	Subclinique le plus souvent, avec diarrhées intermittentes (une forme aiguë existe)	<u>Foie</u> : hypertrophie +++, nécrose multifocale <u>Intestins</u> : dilaté, hémorragique, nécrosé, contenu liquide jaune <u>Myocarde</u> : points de nécrose	+/- (+ pour forme aiguë)	Histologique et sérologique	Peu efficace : tétracyclines
Colibacillose	<i>Escherichia coli</i>	Jeunes (naissance, sevrage)	+	Peu spécifiques : diarrhée transitoire ou mortelle	<u>Cæcum</u> : distendu, hémorragique, oedématisé, contenu brun-jaune putride <u>Rate</u> : hypertrophie légère <u>Foie</u> : points de nécrose	+/-	Bactériologique	Antibiogramme ou chloramphénicol, enrofloxacin
Pseudotuberculose	<i>Yersinia pseudotuberculosis</i>	Tout âge (hiver)	-	<u>Forme aiguë</u> : septicémie fatale, signes respiratoires <u>Forme chronique</u> : diarrhée inconstante, cachexie, hypertrophie +++ des nœuds lymphatiques mésentériques <u>Lymphadénite submandibulaire</u>	<u>Nœuds lymphatiques mésentériques</u> +++ (pus épais gris) <u>Foie, rate, +/- poumons</u> nécrosés <u>Splénomégalie</u> constante (x10 - 12)	++ aiguë +/- chronique - lymphadénite	Bactériologique	Discuté car zoonose, chloramphénicol
Entéro-toxémie	<i>Clostridium</i> sp + coccidies	Tout âge (sevrage, gestation)	++	Agitation, anorexie, hypothermie, diarrhée inconstante, décubitus, dyspnée, mort souvent inévitable	<u>Colite</u> Cæcum distendu, rempli de gaz et de liquide fétide, muqueuse hémorragique	+++	Bactériologique	néomycine+ polymyxine B ou sulfamides, quinolones, métronidazole

Pathologie	Etiologie	Age	Prévalence	Symptômes	Lésions	Mortalité	Diagnostic	Traitement
Entérite non spécifique	Stress : environnement alimentaire ou iatrogène	Tout âge	++	Diarrhée aigüe, météorisme, douleur abdominale ou mort soudaine	Congestion : <u>intestins</u> , <u>noeuds lymphatiques</u> <u>mésentériques</u> et <u>foie</u>	+/-	Clinique et nécropsique	Symptomatique (diète, réhydratation, antispasmodiques) + revoir conditions d'entretien
Coccidiose	<i>Eimeria caviae</i>	Tout âge sevrage++	++	Diarrhée aqueuse, incontrôlable, fécale, parfois hémorragique, « gros ventre », mauvaise état général et retard de croissance si chronicité	Muqueuse <u>colique</u> : <u>pétéchies</u> +/- <u>nodules grisâtres</u> (ookystes)	+/-	Coprosopies à multiplier (ookystes)	Toltrazuril ou sulfamides <i>per os</i>
Cryptosporidiose	<i>Cryptosporidium</i> sp	Tout âge (juvéniles ++)	+	Asymptomatique le plus souvent (sauf <i>C. wrairi</i>) Si stress : diarrhée liquide, retard de croissance, poil très ébouriffé	Congestion de l' <u>intestin grêle</u> , <u>oedème de la paroi caecale</u> , contenu intestinal liquide	+/-	Coprosopie (ookystes)	Traitement inefficace et déconseillé Zoonose (individus VIH positifs très sensibles)
Oxyurose	<i>Paraspidodera nuncinata</i>	Tout âge (plein air)	-	Asymptomatique souvent ou diarrhée/constipation, prurit anal, prolapsus rectal, autumulatation zone péri-anale		-	Coprosopie, scotch test	Divers antiparasitaires <i>per os</i> Répéter le traitement 10 -15 j après
Taeniasis	<i>Hymenolepis nana</i>	Tout âge	-	Absents ou discrets le plus souvent, occlusion intestinale si infestation massive		-	Coprosopie	Zoonose Divers antiparasitaires, à répéter 10 -15 j après
Diarrhée virale	Coronavirus	Tout âge	-	Affaiblissement, diarrhée profuse aqueuse, anorexie, amaigrissement, mort ou guérison	Entérite nécrotique de la <u>portion distale de l'iléon</u>	+	Diagnostic d'exclusion	Symptomatique conservateur
Diarrhée fongique	<i>Torulopsis pintolopesii</i>	Tout âge (stress)	-	Anorexie, diarrhée malodorante et mort soudaine		+	Coprosopie	Traitement spécifique inconnu, soins conservateurs

Annexe 2 : Localisation des principaux parasites dans les voies digestives du cobaye (Fuss, 2002)

ENDOPARASITES	LOCALISATION
<p><u>PROTOZOAIRES</u></p> <p><i>Eimeria caviae</i></p> <p><i>Cryptosporidium wrairi</i></p> <p><i>Giardia duodenalis/caviae</i></p> <p><i>Trichomonas caviae/microti</i></p> <p><i>Entamoeba caviae</i></p> <p><i>Balandium caviae</i></p>	<p>Colon proximal</p> <p>Iléon (zoonose)</p> <p>Duodénum/ Cæcum (zoonose)</p> <p>Cæcum</p> <p>Cæcum/Colon</p> <p>Cæcum/Colon</p>
<p><u>HELMINTHES</u></p> <p><i>Paraspidodera uncinata</i></p> <p><i>Hymenolepis nana</i></p> <p><i>Fasciola hepatica</i></p>	<p>Cæcum/Colon</p> <p>Intestin grêle distal (zoonose)</p> <p>Foie/Canaux biliaires (zoonose)</p>

Annexe 3 : Feuille de demande d'analyse Scanelis PCR pour chien

PCR Quantitative les bilans		A la carte	
Syndrôme Tox de chenil CN-RSP <input type="checkbox"/> B4 - Bordetella Adenov. 2 (respi.) Parainfluenza, Herpès <input type="checkbox"/> B3 - Bordetella Adenov. 2 (respi.), Parainfluenza canin <input type="checkbox"/> B5 - Bordetella Adenov. 2 (respi.), Parainfluenza, Carré, Herpès <input type="checkbox"/> B6A - Bordetella Adenov. 2 (respi.), Parainfluenza, Carré, Herpès, Mycobact <input type="checkbox"/> B6B - Bordetella Adenov. 2 (respi.), Parainfluenza, Carré, Herpès, Influenza <input type="checkbox"/> B7 - Bordetella Adenov. 2 (respi.), Parainfluenza, Carré, Herpès, Mycobact, Influenza <input type="checkbox"/> B3 - Parvovirus, Coronavirus, Salmonella <input type="checkbox"/> B2A - Parvovirus, Coronavirus <input type="checkbox"/> B2B - Giardia, Cryptosporidium sp. <input type="checkbox"/> B2C - Parvovirus, Leptospire <input type="checkbox"/> B3 - Borrelia, Babesia, Ehrlichia/Anaplasma <input type="checkbox"/> B4 - Borrelia, Babesia, Ehrlichia/Anaplasma, Leishmanies	Syndrôme neuro CN-HEURO <input type="checkbox"/> B5 - Carré, Toxoplasma, Neospora, Echinia/Anaplasma, Leishmanies <input type="checkbox"/> B3 - Carré, Toxoplasma, Neospora <input type="checkbox"/> B2 - Toxoplasma, Neospora <input type="checkbox"/> B4A - Carré, Toxoplasma, Neospora, Leishmanies <input type="checkbox"/> B4B - Carré, Toxoplasma, Neospora, Adenovirus 1 (Rubarth) <input type="checkbox"/> B3 - Lepto, Adenovirus 1 (Rubarth), Echinia/Anaplasma <input type="checkbox"/> B4 - Lepto, Adenovirus 1 (Rubarth), Echinia/Anaplasma, Leishmanies Reproduction CN-UY <input type="checkbox"/> B4 - Herpès, virus Minute, Neospora, Leptospire <input type="checkbox"/> B2 - Herpès, virus Minute <input type="checkbox"/> B3A - Herpès, virus Minute, Leptospire <input type="checkbox"/> B3B - Herpès, virus Minute, Neospora <input type="checkbox"/> B5A - Herpès, virus Minute, Neospora, Brucella sp, Leptospire. <input type="checkbox"/> B5B - Herpès, virus Minute, Neospora, Leptospire, Coronavirus	Uvélite CN-UY <input type="checkbox"/> B5 - Carré, Toxoplasma, Neospora, Echinia/Anaplasma, Leishmanies <input type="checkbox"/> B3 - Carré, Toxoplasma, Neospora <input type="checkbox"/> B2 - Toxoplasma, Neospora <input type="checkbox"/> B4A - Carré, Toxoplasma, Neospora, Leishmanies <input type="checkbox"/> B4B - Carré, Toxoplasma, Neospora, Adenovirus 1 (Rubarth) <input type="checkbox"/> B3 - Lepto, Adenovirus 1 (Rubarth), Echinia/Anaplasma <input type="checkbox"/> B4 - Lepto, Adenovirus 1 (Rubarth), Echinia/Anaplasma, Leishmanies Reproduction CN-HEURO <input type="checkbox"/> B4 - Herpès, virus Minute, Neospora, Leptospire <input type="checkbox"/> B2 - Herpès, virus Minute <input type="checkbox"/> B3A - Herpès, virus Minute, Leptospire <input type="checkbox"/> B3B - Herpès, virus Minute, Neospora <input type="checkbox"/> B5A - Herpès, virus Minute, Neospora, Brucella sp, Leptospire. <input type="checkbox"/> B5B - Herpès, virus Minute, Neospora, Leptospire, Coronavirus	La première recherche 52 € La recherche supp 23 € x € Bilans un seul bilan +/- analyse supp B2 - 75 € € B3 - 98 € € B4 - 121 € € B5 - 144 € € B6 - 167 € € B7 - 190 € € La recherche supp 23 € x €
Diarrhée CN-DIA <input type="checkbox"/> Ec.rectal Sang et urine ou rein pour CN-DIA-BCC FOI CN-FOI <input type="checkbox"/> sang (EDTA) <input type="checkbox"/> moelle osseuse (EDTA) <input type="checkbox"/> ponction rate/foie	Les bilans PCR+Histo envoi au LAPVSO - informations pratiques sur www.scanelis.com et www.lapvso.com Les bilans PCR+Séro informations pratiques sur www.scanelis.com Process Standard - délai garanti, J + 2 à réception des prélèvements * Process Urgent - (+ 14 €) - délai garanti, J + 1 à réception des prélèvements * * hors samedi - pour tout dossier reçu le jour / heure samedi avant 10h, incluant les éléments nécessaires à son enregistrement (informations, règlement, J), sous condition d'analysabilité des prélèvements reçus. Résultats transmis par e-mail	Options Chrono médical Scanelis 14 € € Traitement urgent (délai J +1 garanti) 14 € € Coupons Scanelis à joindre 10 € x € TOTAL €	
PCR Quantitative à la carte - Cochez les analyses souhaitées et les prélèvements réalisés	PCR Quantitative les bilans - Cochez les analyses souhaitées et les prélèvements réalisés		
A <input type="checkbox"/> Adenovirus canin 1 (Rubarth) <input type="checkbox"/> Sang (EDTA) <input type="checkbox"/> LCS <input type="checkbox"/> Humeur aqueuse <input type="checkbox"/> Sang + urine <input type="checkbox"/> Organes ou biopsie B <input type="checkbox"/> Borrelia <input type="checkbox"/> Sang (EDTA) <input type="checkbox"/> Humeur aqueuse <input type="checkbox"/> Liquide synovial <input type="checkbox"/> Reclage cutané <input type="checkbox"/> LCS <input type="checkbox"/> Organes ou biopsie <input type="checkbox"/> Liquide broncho-alvéolaire <input type="checkbox"/> Organes C <input type="checkbox"/> Borrelia sp. / Theileria sp. <input type="checkbox"/> Sang (EDTA) <input type="checkbox"/> Moelle osseuse <input type="checkbox"/> Organes (non) D <input type="checkbox"/> Borrelia bronchiseptica <input type="checkbox"/> Ec. voies respi / cat trachéales <input type="checkbox"/> Cell. nasales + oroph. <input type="checkbox"/> LBA <input type="checkbox"/> Organes (non)	E <input type="checkbox"/> Echinia / Anaplasma <input type="checkbox"/> Sang (EDTA) <input type="checkbox"/> Moelle osseuse <input type="checkbox"/> LCS <input type="checkbox"/> Organes ou biopsie F <input type="checkbox"/> Borrelia sp. <input type="checkbox"/> Sang + cat. vag./prép. <input type="checkbox"/> Moelle osseuse <input type="checkbox"/> LCS <input type="checkbox"/> Organes G <input type="checkbox"/> Carré <input type="checkbox"/> Sang (EDTA) <input type="checkbox"/> Sang extra + urine <input type="checkbox"/> Organes H <input type="checkbox"/> Hémosplasmes sanguins <input type="checkbox"/> Mycoplasma haemominutum <input type="checkbox"/> Canidiella M. haemominutum <input type="checkbox"/> Cell. conjonctivales <input type="checkbox"/> Moelle osseuse <input type="checkbox"/> Organes	I <input type="checkbox"/> Coronavirus <input type="checkbox"/> Ecouvillon rectal <input type="checkbox"/> Organes J <input type="checkbox"/> Coronavirus pantropique <input type="checkbox"/> Ecouvillon rectal <input type="checkbox"/> LCS (EDTA) <input type="checkbox"/> Organes (non consulté) K <input type="checkbox"/> Cryptosporidium sp. <input type="checkbox"/> Ecouvillon rectal L <input type="checkbox"/> Giardia <input type="checkbox"/> Ecouvillon rectal <input type="checkbox"/> Organes M <input type="checkbox"/> Leptospires <input type="checkbox"/> Sang (EDTA) + urine <input type="checkbox"/> Cell. conj. + com. hémas <input type="checkbox"/> Organes (non, test) <input type="checkbox"/> LCS <input type="checkbox"/> Spécime <input type="checkbox"/> Organes N <input type="checkbox"/> Neospora caninum <input type="checkbox"/> Sang (EDTA) <input type="checkbox"/> Moelle osseuse <input type="checkbox"/> Biopsie musculaire <input type="checkbox"/> Biopsie cutanée <input type="checkbox"/> LBA <input type="checkbox"/> Organes (non)	O <input type="checkbox"/> Oroya <input type="checkbox"/> Sang (EDTA) <input type="checkbox"/> Humeur aqueuse <input type="checkbox"/> Liquide synovial <input type="checkbox"/> Reclage cutané <input type="checkbox"/> LCS <input type="checkbox"/> Organes ou biopsie <input type="checkbox"/> Liquide broncho-alvéolaire <input type="checkbox"/> Organes P <input type="checkbox"/> Papillomavirus oral canin <input type="checkbox"/> Biopsie buccale <input type="checkbox"/> Ecouvillon rectal <input type="checkbox"/> Cellules oropharyngées Q <input type="checkbox"/> Parainfluenza canin <input type="checkbox"/> Sp + ac. voies respiratoires ou cat. trachéales <input type="checkbox"/> Sp (EDTA) + cat. nas./oroph. <input type="checkbox"/> Liquide broncho-alvéolaire <input type="checkbox"/> Organes R <input type="checkbox"/> Parvovirus <input type="checkbox"/> Ecouvillon rectal <input type="checkbox"/> LCS <input type="checkbox"/> Organes S <input type="checkbox"/> Salmonella sp. <input type="checkbox"/> Ecouvillon rectal T <input type="checkbox"/> Toxoplasma gondii <input type="checkbox"/> LCS <input type="checkbox"/> Humeur aqueuse <input type="checkbox"/> Ponction ganglionnaire <input type="checkbox"/> Liquide d'épanchement <input type="checkbox"/> Liquide broncho-alvéolaire <input type="checkbox"/> Organes V <input type="checkbox"/> Virus minute <input type="checkbox"/> Cat. vag./prép. + oroph. <input type="checkbox"/> Spécime <input type="checkbox"/> LCS <input type="checkbox"/> Organes <input type="checkbox"/> Ecouvillon rectal

F-GEN-61-08 - page 22

Seuls les tests Papillomavirus sont des tests de PCR conventionnelle (et non PCR temps réel/PCR quantitative). Aucune estimation quantitative ne pourra être fournie en cas de résultat positif pour ces recherches. Scanelis, parce que la PCR est une affaire de spécialistes. Scanelis - 9 allée Charfès Cros - CS 70006 - 31771 Colomiers Cedex - FRANCE - +33 534 50 50 90 - scanelis@scanelis.com - www.scanelis.com

Annexe 4 : Appel à candidature pour les prélèvements

Recrutement cobaye pour une thèse sur le parasitisme du cochon d'Inde

Oyé ! Oyé Amis des cochons d'Inde.



Je suis actuellement étudiante à l'ENVA (École Nationale Vétérinaire d'Alfort), je prépare une thèse vétérinaire de parasitologie sur les cobayes et j'ai grandement besoin de vous :

Si vous avez un cobaye (de moins de 5 ans) ou connaissez des personnes ayant de mignons petits cobayes **alors répondez à ce questionnaire**

-soit en allant sur cette adresse :

<https://forms.office.com/Pages/ResponsePage.aspx?id=MLyqLQxxJ0gru1qmpvB0UeIFr-bsvZJFgZudWHrwgVBUOVNKSFMNFM2SDBDTUtPSEpGTEVBQVNLMY4u>

-soit en utilisant ce QR code :



Et votre cochon d'Inde pourra me **faire don de quelques-unes de ces innombrables crottes 4 fois cette année avec 3 mois d'écart** entre chaque récolte.

Si vous avez plusieurs cochons d'Inde, veuillez inscrire dans le questionnaire **que le plus jeune** et pour la récolte, pas besoin de l'isoler, vous pourriez directement prendre les crottes issues des différents cobayes dans la litière.

Pour toute question veuillez m'envoyer un mail à l'adresse suivante : marion.turk@vet-alfort.fr

Annexe 5 : Questionnaire de recrutement



Questionnaire à remplir pour ma thèse vétérinaire sur la coproscopie du cochon d'Inde

S'il vous plaît, veuillez remplir ce questionnaire en entier si et seulement si vous êtes prêt(e)s à m'envoyer les crottes de votre cobaye 4 fois cette année (chaque envoi à 3 mois d'intervalles) et uniquement si votre cobaye a moins de 5 ans.

* Obligatoire

1. Votre Nom *

2. Votre Prénom *

3. Votre adresse mail (pour pouvoir plus facilement communiquer et pouvoir facilement vous demander de m'envoyer les crottes de votre cobaye et éventuellement vous communiquer les résultats): *

4. Numéro de téléphone (de préférence le numéro de portable): *

5. Adresse complète pour pouvoir vous envoyer les pots à prélèvements: *

6. Nom de votre cobaye (si vous en avez plusieurs, choisissez le cobaye le plus jeune (<4ans) et en meilleur santé (donc sans pathologie chronique afin de ne pas fausser les résultats)) *

Entrez votre réponse

7. Quel est le sexe de votre animal? *

- femelle
- mâle

8. Votre cobaye est-il stérilisé/castré? *

- oui
- non

9. Age de votre animal *

- moins d'un an
- 1 an
- 2 ans
- 3 ans
- 4 ans

10. Origine d'acquisition de votre animal: *

- Animalerie
- Eleveur
- Particulier
- Autres

11. Race de votre animal (uniquement si vous le savez ;) :

Entrez votre réponse

12. Catégorie de votre animal *

- poil lisse court (couronné ou pas)
- rosette
- poils longs (type péruvien, shelty, lunkarya...)
- skinny (sans poils)
- Cuy
- autres (teddy, texel...)

13. Est-ce que votre cobaye vit-il avec des congénères (même cage, même pièce si directement en contact)? *

- 0
- 1
- 2 à 4
- plus de 4 congénères

14. Où vit votre cobaye? *

- Cage (ou cavy cage)
- pièce ou liberté dans la maison
- mixte: cage en votre absence et en liberté le reste de la journée
- enclos/clapier à l'extérieur
- liberté totale à l'extérieur
- autres...

15. Quels sont les dimensions (longueur x largeur x hauteur) (en cm) de la cage/cavy cage EN DIVISANT PAR LE NOMBRE DE COBAYES PARTAGEANT LA MEME CAGE!!! *

Entrez votre réponse

16. Combien de fois votre cobaye sort-il de sa cage? *

- tous les jours
- 1 jour/2
- 1 fois par semaine
- rarement voire jamais

17. Combien de temps votre cobaye se dégourdi ses petites pattes lors de ses sorties (EN HEURE)? *

Entrez votre réponse

18. Où votre cobaye se dégourdit les jambes lors de ses sorties? *

- à l'intérieur de la maison
- à l'extérieur (type balcon, veranda, bref un extérieur sans terre ni pelouse)
- à l'extérieur (où il peut se gaver de pelouse et autres plantes en tout genre)

19. Composant de la litière: *

- copeaux de bois
- chanvre
- pellet de bois
- alèze+/- tapis d'évier ou équivalent
- vetbed
- terre/pelouse
- autres

20. Fréquence de nettoyage de la litière: *

- tous les jours
- 1 jour/2
- 2 fois par semaine
- 1 fois par semaine
- moins d'une fois par semaine

21. Est ce que votre cobaye est-il en contact avec des animaux d'espèces différentes? (ne cochez que si les chiens-chats...ont déjà été en contacts ou s'ils vivent/mangent près de votre cobaye mais si par exemple c'est un chien qui n'est jamais dans la même pièce que votre cobaye, ce sera considéré comme si vous n'aviez pas de chien ;-) *

- lapin (ils vivent ensemble dans la même cage ou pièce)
- lapin (ils ne sont pas dans la même cage mais ils sont sortis ensemble)
- chien-chat-furet (ils ne sont pas dans la même cage mais ils sont sortis ensemble)
- rongeurs (rat, chinchilla,...) (ils ne sont pas dans la même cage mais ils sont sortis ensemble)
- autres (oiseaux,...) (ils ne sont pas dans la même cage mais ils sont sortis ensemble)
- Aucun

22. Mange-t-il du foin? *

- Oui
- Non

23. Quelle est la qualité du foin? *

- je n'ai jamais trouvé d'insectes dedans
- je trouve souvent des bêtes en tout genre

24. Consomme-t-il de l'herbe fraîche du jardin? *

- oui, il adore ça!
- non

25. Est-ce que vous lui donnez des extrudés (équivalent croquettes chez les chiens)? *

- oui bien sûr
- Non, il n'en a pas besoin

26. Quel est la marque de l'extrudé? *

27. Vous lui donnez des légumes/fruits frais? *

- Non
- oui mais je ne les lave pas
- oui et je les laves toujours
- oui et ils sont bios donc pas besoin de les laver
- oui, ils sont bios et sont systématiquement lavés

28. Avez-vous déjà donné des vermifuges/anti-parasitaires internes? *

- Non
- Oui mais occasionnellement
- oui souvent (oui les tous mois ou 3 mois)

29. Quel est le nom de la spécialité/de la marque du vermifuge? *

30. Est-ce que votre cobaye présente souvent ces derniers temps des troubles digestifs? *

- oui
- non

31. Quels sont les troubles digestifs de votre cobaye? *

Entrez votre réponse

32. Pour vous envoyer le pot à prélèvement? *

- vous préférez le recevoir via la poste
- vous préférez le prendre directement à l'école vétérinaire de maisons-alfort ou bien à cergy pontoise

33. Vous devez renvoyer le pot à prélèvement rempli de 15-20 crottes toutes fraîches (et conservée au réfrigérateur en attendant de l'envoyer) choisissez le mode d'envoi que vous préférez: (Attention, si vous choisissez la dernière option les résultats des 4 coproscopies ne vous seront pas communiqués). Dans tous les cas, sachez qu'en m'envoyant les crottes de votre cobaye, le prix des 4 coproscopies ne vous seront pas facturées (sachant que le prix d'une coproscopie coûte 25 euros et en cas de résultat positif, si et seulement si vous cochez une de deux premières propositions, je pourrais vous prescrire un vermifuge sans que vous soyez obligés de payer une consultation NAC (facturé 38 euros à l'école vétérinaire)) pour recevoir le traitement adéquat, donc réfléchissez bien à la proposition que vous cochez! *

- vous déposez directement le prélèvement à l'école vétérinaire de maisons-alfort ou bien à mon adresse personnelle à cergy pontoise
- vous renvoyez le prélèvement via la poste à vos propres frais (2 timbres de la poste facturé 1.60 euros à chaque envois)
- vous renvoyez le prélèvement via la poste via mes frais (càd je vous enverrai une enveloppe déjà timbrée)

*: Les astérisques correspondent aux questions obligatoires à remplir

Annexe 6 : Instructions pour réaliser le prélèvement de fèces



Tout d'abord, je vous remercie beaucoup de vous être porté(e)s volontaires pour m'aider pour la réalisation de ma thèse vétérinaire en m'envoyant quelques crottes de votre cochon d'Inde.

Vous venez de recevoir 2 pots à prélèvement dont un à envoyer par la poste le plus vite possible dès réception de ce courrier. Le second sera à envoyer dans 3 mois (je vous enverrai un mail ou un SMS pour vous dire quand exactement me le renvoyer rempli de crottes, donc conservez-le précieusement (par exemple dans le même endroit où vous conserver l'alimentation ou la pharmacie de votre cobaye).

Avec quoi le remplir ?

Surtout si votre animal vit à l'extérieur, il est impératif que vous l'isoler un moment sur un sol **non végétal** (type carrelage ou parquet) le temps qu'il vous produise **au moins 20-25 crottes**.

Pour les autres cobayes, vous pouvez directement récupérer les crottes déjà émises dans la litière en essayant de prendre **au moins 20-25 crottes les plus fraîches possibles** (c'est-à-dire les crottes vous paraissant encore humides).

Ce n'est pas grave si les crottes proviennent de différents cobayes à la seule condition que ces cobayes partagent en continue le même espace (exemple 2 cobayes partageant la même cage) car mangeant la même chose et partageant la même litière, ils porteront les mêmes parasites digestifs s'ils en sont infestés.

Si le jour du prélèvement vous ne pouvez pas envoyer le prélèvement dans la foulée à la poste, veuillez s'il vous plaît conserver le pot à prélèvement dans votre réfrigérateur.

Comment remplir ?

Insérer au moins 20-25 crottes dans un pot à prélèvement sur lequel vous devez écrire votre nom et prénom ainsi que la date de prélèvement (par exemple en écrivant avec un feutre sur le pot ou bien en ayant collé un papier ou un scotch sur le pot à prélèvement). C'est très important car sinon il me sera impossible de connaître qui m'a envoyé telles crottes.

A qui envoyer ?

-Pour ceux ayant choisi d'envoyer par leurs propres frais, veuillez envoyer par la poste : le pot à prélèvement dans une enveloppe de taille moyenne (du même type que celle que je viens de vous envoyer) **munie de 2 timbres lettre verte ou prioritaire** à l'adresse suivante :

Marion TURK, 6 rue Pierre Curie (4S06), 94700 Maisons-Alfort

-Pour ceux ayant choisi d'envoyer par mes frais, 2 enveloppes pré-remplies et déjà timbrées vous ont été envoyées dans ce courrier ; il vous suffit de remplir une des deux enveloppes par le pot à prélèvement rempli et me l'envoyer par la poste. Veuillez-garder précieusement la deuxième lettre déjà timbrée avec le 2^{ème} pot à prélèvement pour la seconde récolte dans 3 mois.

Si vous avez des questions veuillez m'envoyer un mail à l'adresse suivante :

Annexe 7 : Parasites du lapin (ESCCAP, 2018)

PARASITES	INTERNES	
	Nématodes	<i>Passalurus ambiguus</i> , <i>Obeliscoides cuniculi</i> , <i>Graphidium strigosum</i> , <i>Trichostrongylus retortaeformis</i>
	Cestodes (adultes)	<i>Cittotaenia ctenoides</i> , <i>Mosgovoyia pectinata</i>
	Cestodes (formes larvaires)	Larve de <i>Taenia pisiformis</i> (<i>cysticercus pisiformis</i>), larve de <i>Taenia serialis</i> (<i>coenurus serialis</i>), larve d' <i>Echinococcus multilocularis</i>
	Protozoaires	<i>Eimeria</i> spp., <i>Giardia</i> spp., <i>Toxoplasma gondii</i>
	EXTERNES	
	Puces	<i>Spilopsyllus cuniculi</i> , <i>Ctenocephalides</i> spp.
	Mouches	<i>Lucilia sericata</i> et autres mouches agents de myiases
	Poux	<i>Haemodipsus ventricosus</i>
	Acariens (agents des gales et des pseudogales)	<i>Cheyletiella parasitivorax</i> , <i>Psoroptes cuniculi</i> , <i>Leporacarus gibbus</i> , <i>Demodex cuniculi</i> , <i>Sarcoptes scabiei</i> , <i>Notoedres cati</i> , <i>Ornithonyssus bacoti</i>
Tiques	<i>Ixodes ricinus</i> et autres Ixodidae (tiques « dures »)	
AGENTS DE MYCOSES	INTERNES	
	Systemiques	<i>Encephalitozoon cuniculi</i> , <i>Pneumocystis oryctolagi</i>
	CUTANÉES	
Dermatophytes	<i>Trichophyton mentagrophytes</i> , <i>Microsporum canis</i>	

PARASITISME DIGESTIF CHEZ LE COCHON D'INDE : ENQUÊTE ÉPIDÉMIOLOGIQUE ET COPROSCOPIQUE

AUTEUR : Marion TURK

RÉSUMÉ :

De nos jours, le cobaye *Cavia porcellus* est, en France, le deuxième nouvel animal de compagnie le plus médicalisé après le lapin de compagnie. Ses besoins spécifiques nécessitent de respecter un certain nombre de règles relatives à son entretien, son environnement et son alimentation dans les foyers afin de prévenir une grande partie des maladies qui peuvent le toucher. Les affections digestives sont une dominante pathologique du cobaye mais l'importance du parasitisme digestif demande à être mieux appréciée. Le cochon d'Inde semblerait être plus infesté par des protozoaires que des helminthes. Toutefois, il n'existe à l'heure actuelle qu'une seule étude sur la prévalence du parasitisme digestif chez cette espèce en France avec 4,2 % d'animaux parasités exclusivement par *Eimeria caviae* parmi 24 individus.

La première partie de ce travail présente une description de la zootechnie du cobaye et une revue des maladies digestives en insistant sur l'étiologie parasitaire. Les principales méthodes de détections de ces parasites sont ensuite détaillées ainsi que les moyens à mettre en œuvre pour prévenir et traiter ces affections.

La seconde partie est une étude prospective ayant pour objectif de déterminer la prévalence du parasitisme digestif et d'évaluer le potentiel impact de différents facteurs de risques sur cette prévalence : la saisonnalité, l'administration préventive de traitement antiparasitaire, la présence d'un contact inter-spécifique plus ou moins étroit, le contact avec le milieu extérieur, l'hygiène des fruits et légumes consommés ainsi que leurs origines. Dans un premier temps, l'étude a pris connaissance des caractéristiques des 158 cobayes sains recrutés, de leurs conditions de vie, de leurs rations alimentaires ainsi que leurs antécédents médicaux. Puis 114 coproscopies par la méthode quantitative et semi-quantitative de flottation ont été réalisées permettant d'identifier des œufs de *Paraspidodera uncinata* et des œufs non identifiés d'*Ascarides* avec une prévalence totale de 17,5 %. Cinquante-quatre cochons d'Inde ont eu un suivi coproscopique s'étalant sur une année entière (de décembre 2017 à février 2019) à raison d'une coproscopie par saison. Cette étude n'a pas permis de mettre en évidence une association entre la présence de parasitisme digestif et une saison de l'année en particulier. En croisant les caractéristiques des cochons d'Inde avec leurs résultats coproscopiques, la présence de contacts avec des animaux d'espèces différentes, la vermifugation, l'accès à l'extérieur, l'hygiène et l'origine des végétaux consommés ne semblent n'être ni des facteurs de risque, ni des facteurs protecteurs d'une infestation par des parasites digestifs.

Cette étude préliminaire suggère qu'il est inutile d'administrer à titre préventif des traitements contre les parasites digestifs chez le cobaye.

MOTS CLÉS : COCHON D'INDE / COBAYE / PARASITOLOGIE / PARASITE INTERNE / PARASITISME DIGESTIF / COPROSCOPIE / ENQUÊTE ÉPIDÉMIOLOGIQUE

JURY :

Président : Pr Nicolas DE PROST

1^{er} Assesseur : Dr Radu BLAGA

2nd Assesseur : Dr Pascal ARNÉ

DIGESTIVE PARASITISM WITHIN GUINEA PIGS: EPIDEMIOLOGIC AND COPROSCOPIC SURVEY

AUTHOR: Marion TURK

SUMMARY:

Today, in France, the guinea pig (*Cavia porcellus*) is the second most medicalized exotic animal after the domestic rabbit. This animal needs specific conditions of care and husbandry in order to prevent some diseases. Digestive pathology is common for this rodent but digestive parasitism is poorly described. Guinea pig seems to be more often infested by protozoans than by helminths (Bulliot, 2009; Kouam *and al.*, 2015). However, only one French study about the prevalence of digestive parasitism on 23 guinea pigs showed that 4.2 % among them were exclusively parasitized by *Eimeria caviae* (Raunier, 2016).

The first section of this thesis is a description of the recommended care and husbandry of guinea pigs and a listing of digestive diseases and more particularly parasitism etiology. Then the major methods of parasitism detection with some ways to prevent or cure those infestations are presented.

The second part is a prospective study which has the aims to establish the digestive parasitism's prevalence within guinea pigs and to study those potential risk factors: seasonality, preventive deworming, inter-specific relations, outdoor contacts, hygiene and origin of consumed fruits and vegetables risk factors. In order to answer those aims, information about 158 selected subjects has been collected: guinea pigs characteristics, their life conditions, their dietary rations and their medical history. Then, coproscopies with quantitative and semi-quantitative flotation methods were realized on 114 guinea pigs. *Paraspidodera uncinata*'s eggs and undetermined Ascarids were found with a total prevalence of 17.5 %. From December 2017 to February 2019, 54 guinea pigs had a coproscopy follow up during a year. This study couldn't find any association between digestive parasitism and a season. Inter-specific relations, preventive deworming, outdoor access, hygiene and origin of consumed fruits and vegetables seem not to be protective nor risk factors for digestive parasite infestations.

In conclusion, preventive deworming on guinea pigs is not necessary.

KEYWORDS: GUINEA PIG / PARASITOLOGY / INTERNAL PARASITE / DIGESTIVE PARASITISM / COPROSCOPY / EPIDEMIOLOGIC SURVEY

JURY:

Chairperson: Pr Nicolas DE PROST

1st Assessor: Dr Radu BLAGA

2nd Assessor: Dr Pascal Arné