

ECOLE NATIONALE VETERINAIRE, AGROALIMENTAIRE
ET DE L'ALIMENTATION NANTES ATLANTIQUE - ONIRIS

ANNEE 2018

**PREVALENCE ET EPIDEMIOLOGIE DES PRINCIPAUX
PARASITES DIGESTIFS ET RESPIRATOIRES DES
CARNIVORES DOMESTIQUES : ETUDE RETROSPECTIVE
DES ANALYSES REALISEES DE 2008 A 2017 AU
LABORATOIRE DE L'UNITE DE DERMATOLOGIE,
PARASITOLOGIE ET MYCOLOGIE D'ONIRIS**

THESE
pour le
diplôme d'Etat
de

DOCTEUR VETERINAIRE

présentée et soutenue publiquement
le Mercredi 12 Décembre 2018
devant la Faculté de Médecine de Nantes
par

Camille Joseph René DUFOSSE

Né le 01 Décembre 1993 à Douai (Nord)

JURY

Président : Monsieur Patrick Lustenberger
Professeur Emérite à la faculté de Médecine de Nantes

Rapporteur : Monsieur Patrick Bourdeau
Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Nantes

Assesseur : Madame Amandine Drut
Maître de Conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Nantes

ECOLE NATIONALE VETERINAIRE, AGROALIMENTAIRE
ET DE L'ALIMENTATION NANTES ATLANTIQUE - ONIRIS

ANNEE 2018

**PREVALENCE ET EPIDEMIOLOGIE DES PRINCIPAUX
PARASITES DIGESTIFS ET RESPIRATOIRES DES
CARNIVORES DOMESTIQUES : ETUDE RETROSPECTIVE
DES ANALYSES REALISEES DE 2008 A 2017 AU
LABORATOIRE DE L'UNITE DE DERMATOLOGIE,
PARASITOLOGIE ET MYCOLOGIE D'ONIRIS**

THESE
pour le
diplôme d'Etat
de

DOCTEUR VETERINAIRE

présentée et soutenue publiquement
le Mercredi 12 Décembre 2018
devant la Faculté de Médecine de Nantes
par

Camille Joseph René DUFOSSE

Né le 01 Décembre 1993 à Douai (Nord)

JURY

- Président : Monsieur Patrick Lustenberger
Professeur Emérite à la faculté de Médecine de Nantes
- Rapporteur : Monsieur Patrick Bourdeau
Professeur à l'École Nationale Vétérinaire de Nantes
- Assesseur : Madame Amandine Drut
Maître de Conférences à l'École Nationale Vétérinaire de Nantes

Département BPSA Biologie, Pathologie et Sciences de l'Aliment		
Responsable : Carole PROST - Adjoint : Jean-Claude DESFONTIS		
Nutrition et Endocrinologie	Patrick NGUYEN* (Pr) Henri DUMON (Pr)	Lucile MARTIN (Pr)
Pharmacologie et Toxicologie	Hervé POULIQUEN* (Pr) Martine KAMMERER (Pr) Julie DUVAL (MCC)	Yassine MALLEM (MC HDR) Jean-Claude DESFONTIS (Pr)
Physiologie fonctionnelle, cellulaire et moléculaire	Lionel MARTIGNAT (Pr) Jean-Marie BACH (Pr)	Grégoire MIGNOT (MC) Julie HERVE (MC)
Histologie et anatomie pathologique	Jérôme ABADIE* (MC) Frédérique NGUYEN* (MC)) Laetitia JAILLARDON* (MC)	Marie-Anne COLLE* (Pr)
Pathologie générale, microbiologie et immunologie	Jean-Louis PELLERIN (Pr) Hervé SEBBAG (MC)	Emmanuelle MOREAU (MC) François MEURENS (Pr)
Biochimie alimentaire industrielle	Thierry SEROT (Pr) Joëlle GRUA (MC) Laurent LE THUAUT (MC) Clément CATANEO (MC)	Carole PROST (Pr) Florence TEXIER (MC) Mathilde MOSSER (MC)
Microbiologie alimentaire industrielle	Nabila BERREHRAH (MC) Bernard ONNO (MC) Emmanuel JAFFRES (MC)	Hervé PREVOST (Pr) Bénédicte SORIN (IE) Géraldine BOUE (MCC)
Département SAESP Santé des Animaux d'Élevage et Santé Publique		
Responsable : Alain CHAUVIN - Adjoint : Raphaël GUATTEO		
Hygiène et qualité des aliments	Michel FEDERIGHI (Pr) Bruno LE BIZEC (Pr) Catherine MAGRAS* (Pr) Fanny RENOIS -MEURENS (MC)	Eric DROMIGNY (MC HDR) Marie-France PILET (Pr) Jean-Michel CAPPELIER* (Pr)
Médecine des animaux d'élevage	Alain DOUART (MC) Catherine BELLOC* (Pr) Isabelle BREYTON (MC) Mily LEBLANC MALIDOR (MCC)	Christophe CHARTIER* (Pr) Sébastien ASSIE* (MC) Raphaël GUATTEO* (Pr)
Parasitologie, Aquaculture, Faune Sauvage	Alain CHAUVIN* (Pr) Albert AGOULON (MC) Suzanne BASTIAN (MC)	Guillaume BLANC (MC) Ségolène CALVEZ (MC)
Maladies réglementées, zoonoses et réglementation sanitaire	Nathalie RUVOEN* (Pr) Carole PEROZ (MC)	
Zootchnie	Aurélien MADOUASSE (MC) Nora NAVARRO-GONZALES (MCC) François BEAUDEAU* (Pr)	Christine FOURICHON* (MC HDR) Nathalie BAREILLE* (Pr)

En date du 25 janvier 2018

Guide de lecture des tableaux :

Pr : Professeur, Pr. Ag: Professeur agrégé. MC : Maître de Conférences, MCC : Maître de Conférences contractuel PLEA : Professeur Lycée Enseignement Agricole, PCEA : Professeur certifié enseignement agricole, HDR : Habilité à diriger des recherches, IE : Ingénieur d'études; Ens.cont.:enseignant contractuel;

* Vétérinaire spécialiste d'une spécialité européenne, américaine ou française.

Département DSC Sciences cliniques		
Responsable : Anne COUROUCE-MALBLANC - Adjoint : Olivier GAUTHIER		
Anatomie comparée	Claire DOUART (MC) Eric BETTI (MC)	Claude GUINTARD (MC)
Pathologie chirurgicale et anesthésiologie	Olivier GAUTHIER (Pr) Caroline TESSIER* (MC) Eric GOYENVALLE (MC)	Béatrice LIJOUR (MC) Eric AGUADO (MC HDR) Gwénola TOUZOT-JOURDE* (MC)
Dermatologie, parasitologie des carnivores et des équidés, mycologie	Patrick BOURDEAU* (Pr)	Vincent BRUET* (MC)
Médecine interne, imagerie médicale et législation professionnelle vétérinaire	Marion FUSELLIER (MC) Dominique FANUEL (Pr) Catherine IBISCH (MC) Françoise ROUX* (MC HDR) Anne COUROUCE* (Pr)	Jack-Yves DESCHAMPS (Pr) Odile SENECAT (MC) Nicolas CHOUIN (MC) Amandine DRUT (MCC)
Biotechnologies et pathologie de la reproduction	Jean-François BRUYAS* (Pr) Francis FIENI* (Pr)	Lamia BRIAND (MC HDR) Djemil BENCHARIF (MC HDR)

Département GPA Génie des procédés alimentaires	
Responsable : Olivier ROUAUD - Adjoint : Sébastien CURET-PLOQUIN	
Lionel BOILLEREAUX (Pr) Sébastien CURET PLOQUIN (MC) Marie DE LAMBALLERIE (Pr) Dominique DELLA VALLE (MC) Francine FAYOLLE (Pr) Michel HAVET (Pr) Vanessa JURY (MC)	Alain LEBAIL (Pr) Catherine LOISEL (MC) Jean-Yves MONTEAU (MC) Denis PONCELET (Pr) Laurence POTTIER (MC) Olivier ROUAUD (MC HDR) Cyril TOUBLANC (MC) Emilie KORBEL (MCC)

Département MSC Management, statistiques et communication		
Responsable : Sibylle DUCHAINE - Adjointe : Samira ROUSSELIERE		
Mathématiques, Statistiques, Informatique	Véronique CARIOU (MC) Philippe COURCOUX (MC) El Mostafa QANNARI (Pr)	Michel SEMENOU (MC) Chantal THORIN (Pr Ag.) Evelyne VIGNEAU (Pr)
Economie, gestion	Pascal BARILLOT (MC) Florence BEAUGRAND (MC) Sibylle DUCHAINE (MC)	Jean-Marc FERRANDI (Pr) Samira ROUSSELIERE (MC) Sonia EL MAHJOUB (MC)
Langues et communication	Franck INSIGNARES (IE) Linda MORRIS (PCEA) David GUYLER (Ens. cont.)	Marc BRIDOU (PLPA) Fabiola ASENCIO (PCEA) Shaun MEEHAN (Ens. cont.)

Enseignants BTS : Françoise BRICHET, Christophe CARON, Aurélie DENYS, Pascale FLEURY, **Laurence FRERET**, Virginie MAGIN Pr émérite : Xavier DOUSSET

En date du 25 janvier 2018

Guide de lecture des tableaux :

Pr : Professeur, Pr. Ag: Professeur agrégé, MC : Maître de Conférences, MCC : Maître de Conférences contractuel PLEA : Professeur Lycée Enseignement Agricole, PCEA : Professeur certifié enseignement agricole, HDR : Habilité à diriger des recherches, IE : Ingénieur d'études; Ens. cont.:enseignant contractuel;

* Vétérinaire spécialiste d'une spécialité européenne, américaine ou française.

La reproduction d'extraits de cette thèse est autorisée avec mention de la source.
Toute reproduction partielle doit être fidèle au texte utilisé. Cette thèse devra donc être citée en incluant les éléments bibliographiques suivants :

- Nom et prénoms de l'auteur : Camille Joseph René Dufossé
- Année de soutenance : 2018
- Titre de la thèse : Prévalence et épidémiologie des principaux parasites digestifs et respiratoires des carnivores domestiques : étude rétrospective des analyses réalisées de 2008 à 2017 au laboratoire de l'Unité de Dermatologie, Parasitologie et Mycologie d'Oniris
- Intitulé du diplôme : Thèse de doctorat vétérinaire
- Université de soutenance : Faculté de Médecine de Nantes.
- Ecole de soutenance : Oniris : Ecole Nationale Vétérinaire, Agroalimentaire et de L'alimentation Nantes Atlantique
- Nombre de pages : 168p

Remerciements

A Monsieur Lustenberger,

Professeur de la Faculté de Médecine de Nantes,
Pour m'avoir fait l'honneur d'accepter la présidence de ce jury de thèse,
Hommages, respectueux.

A Monsieur Bourdeau,

Professeur à ONIRIS,
Pour m'avoir proposé et confié ce sujet de thèse, pour votre patience et votre disponibilité,
Sincère reconnaissance.

A Madame Drut,

Maître de conférences à ONIRIS,
Pour m'avoir fait l'honneur de prendre part à ce jury de thèse, pour votre investissement dans
la formation de jeunes vétérinaires,
Sincères remerciements.

A Madame Chantal Thorin,

Professeur à ONIRIS,
Pour l'aide apportée concernant l'abord des bases de données et du logiciel R,
Sincères remerciements.

Aux techniciennes du Laboratoire de DPM,

Pour la bonne ambiance, leur hospitalité et l'aide apportée,
Sincères remerciements.

A ma famille :

A ma mère, Isabelle, pour ton soutien permanent pendant toutes ces années plus ou moins faciles, pour cette logique mathématique que tu as su m'inculquer, et pour ton amour inconditionnel. Et désolé d'avoir été la cause de tant de stress : il n'y a plus de raison de s'en faire ! (Je t'envoie un message quand j'arrive promis ^^). Je vous aime

A mon père, José, pour le même soutien permanent, ta positivité et cette jeunesse plus que parfaite que j'ai passé à vos côtés. Merci d'avoir initié et permis le développement de mon attachement à la nature et la vie animale. Je suis bien content d'avoir été un prétexte de voyage pour toi. Je vous aime.

A mon frère, Sylvain. Désolé de pas avoir été très présent ces dernières années, et pour les moments où tu as été "le frère de Camille". Merci pour ta confiance continue. Je vous aime.

A mes grands-parents, mamie Guislaine, mamie Aline, Papis Joseph et René, pour ces repas de famille, votre confiance en moi et votre optimisme pas souvent hyper-fondé. Désolé de pas avoir pu être plus présent ces dernières années. Merci pour tous ces moments où vous m'avez apporté votre aide, et surtout votre énorme générosité, tous ces cadeaux ("Non merci mamie ! Bon OK, merci Mamie !").

Bref j'ai de la chance d'être né dans cette famille !

A mes collègues

A Angélique et Brice, merci pour m'avoir donné votre confiance pour ce 1^{er} vrai emploi, pour la pédagogie et la patience dont vous faites preuve et votre sympathie.

A Pauline, commencer avec toi était bien mieux ! Bon courage pour la thèse aussi, on y arrivera tous !

A Véro, Fabienne, Elodie, Julie, Pauline, ASV du tonnerre ! Merci pour l'accueil et la bonne ambiance qui règne à la clinique !

A mes amis :

A Maman (Coralie en public), coloc chti de mon cœur et spécialiste de la purée/lasagne/risotto etc.. Merci d'avoir toujours été là, d'avoir supporté la cohabitation jour (groupe 3 power !) et nuit (partage de coups dans le mur nocturnes) et d'avoir partagé avec nous tes dons de chant de variété française. Je continuerai toujours de saluer ton obstination en matière de jardinage et de ménage ! T'es une super véto, et tu n'as pas intérêt à en douter. Bon courage dans ton coin paumé de pouffe bovine et à bientôt en compagnie de bonnes bières chti !

A Chachatte (Charlotte pour les non-intimes), la nantaise de souche du groupe (oups, vertaviennne). Merci pour ces années de coloc, ta bonne humeur et ta motivation sans faille, ces moments reine du shopping/prince de l'amour/télé-poubelle ou ces soirées canapé-chocolat chaud-télé. Cette dernière année de clinique à tes côtés a été exceptionnelle. Les soirées et voyages en ta compagnie vont me manquer : il faut remettre ça au plus vite ! A bientôt !

A Mumu (Muriel avec un seul L), notre cher coloc à l'accent chantant ! Merci d'avoir été cette coloc adorable, qu'on a finalement un peu perversi, et complètement dégingo en soirée. Désolé d'avoir été si invasif parfois (enfin surtout une fois, tu verras de quoi je parle^^). Grâce à toi, les musiques subtiles de KeenV et autres joyeusetés retentissaient dans la coloc, ça va me manquer ! Bref, on se reverra très vite ! A bientôt !

A Dory (Marion), coloc non officielle sur qui je sais pouvoir toujours compter, toujours motivée pour sortir, pour se changer l'esprit autour d'une bière ou à la plage, et pour courir (c'est peut-être la chose que j'admire le plus !). Je ne compte plus tous les moments qu'on a partagé, des soirées aux compétitions d'autostop en passant par les voyages. Merci de m'avoir accueilli pendant ma période SDF. Rendez-vous à Nantes, Crozon ailleurs en France, ou bien outre Atlantique. Bon courage pour cette dernière année d'étude et à bientôt !

A Karto (Marion), chère patate alsacienne amoureuse de la plage! Merci pour cette amitié des débuts, de petit étudiant stressé par les partiels à professionnel de la santé animale (Héhé) en passant par cette 5^{ème} année clinique du tonnerre. Tu as beau partir prochainement sur un autre continent pour un certain temps, tu n'arriveras pas à te débarrasser de moi. On se reverra bientôt, à l'occasion de vacances à Singapour ou en France ! Un grand merci.

A Elodie, chère pouffe équine fan de houmous. Merci pour cette 4^{ème} année clinique qui aurait été bien moins agréable sans toi ! Peut-être qu'un jour tu ressortiras ton costume de super-cochette qui sait. On se reverra bientôt, d'ici là prends garde aux étang boueux. Merci beaucoup !

A Gautgaut, merci pour ces années pleines de rires sonores et de sommeils impromptus, de jeux vidéo, jeux de société et de Corgi. Cette dernière année de clinique avec toi a été parfaite. Bon courage pour la vie à Rouen ! A bientôt !

A Rémi, notre grand AH de bovine, pour les moments plus ou moins raisonnables qu'on a vécu et l'aide apportée, surtout récemment. Tu me sauves la vie !

A Sarah, pouffe bovine aussi (décidément ça ne s'arrête pas). Merci pour ta bonne humeur, et longue vie aux twingos !

A Eleonore, chère amie chti expatriée en pays nantais ! Merci pour ces soirées cinémas, et tout le reste. On sera probablement les derniers à être thésés, et on l'assume !

A Startouff (Arnaud), notre chère touffe ambulante. Merci pour ces années d'amitié, tu profiteras pour nous du soleil de la Méditerranée. A bientôt !

A Guequette (Anne Sophie), vendéenne en chef, pour ces moments passés en ta compagnie, et ton franc parler. Je te souhaite bien du courage pour ton année d'interne Nantais ! Merci beaucoup !

A Pierre, ce musicien/danseur de talent ! Cette dernière année clinique aura été l'occasion de bien mieux te connaître. Rendez-vous prochainement, quand tu auras rempli ton Nième carnet de note ! Bon courage pour ton année d'internat !

A Romain ("celui de Mumu"), chère pièce rapportée des débuts ! Merci pour ce regain de testostérone dans ce monde trop féminin ! A bientôt !

A tous les colocs temporaires de la SPER : **A Katarina**, pouffe équine tout droit importée de Croatie. Merci pour ta bonne humeur à toute épreuve, le vocabulaire croate que tu nous as enseigné et les chansons croates que j'ai découvert à tes côtés (ce que tu appelais "musiques de p**es et de primitifs"). **A Majd**, merci pour m'avoir fait découvrir ces cafés syriens et ces épices. Je t'achèterai une éolienne, promis un jour (si si !). **A Marie** qui a apporté un peu de soleil corse ! **A Romain**, et ces débats et moments où on refaisait le monde.

Julio, Ana Paula, Bruno, Artur, Gabriela, Asún e as outras pessoas que eu encontrei no Brasil : Muito obrigado prá tudo ! Eu adorei meu intercambio graças a voçais. Felipe, que Deus te abençoe.

Merci à mes parrains et marraines **Rhum'antix**, pour le poulottage que j'ai vécu avec vous au tout début ! A mes coparrains **LF**, et aux poulots **LF** : les meilleurs !!!

Merci à Alexiane, Justine, Camille et les autres de la prépa, on se reverra prochainement.

Et enfin à tous les autres que je vais arrêter de citer, parce qu'il faut bien s'arrêter à un moment. Merci à tous !

A tous, merci pour votre amitié !

Table des matières

Table des matières.....	13
Table des illustrations.....	16
I. Liste des cartes.....	16
II. Liste des figures.....	17
III. Liste des tableaux.....	19
Tables des abréviations et sigles.....	22
Introduction.....	23
Partie 1 : Etude bibliographique.....	24
I. Présentation des parasites respiratoires et digestifs les plus fréquents.....	24
A. Taxonomie simplifiée des parasites des carnivores domestiques.....	24
B. Les principaux parasites digestifs des carnivores domestiques.....	26
1. Les helminthes.....	26
2. Les protozoaires.....	38
C. Les principaux parasites respiratoires des carnivores domestiques.....	42
1. Strongles respiratoires.....	42
2. Capillaria.....	47
3. Dirofilaria.....	49
II. Aspects cliniques des principales parasitoses.....	50
A. Les parasitoses digestives.....	50
1. Les parasitoses localisées à l'œsophage et l'estomac.....	50
2. Les parasitoses de l'intestin grêle.....	51
3. Les parasitoses du gros intestin.....	55
B. Les parasitoses respiratoires.....	56
1. Les strongyloses respiratoires.....	56
2. La capillariose.....	57
3. L'angiostrongylose.....	57
4. La dirofilariose.....	58
III. Données épidémiologiques : prévalence et facteurs de risques.....	59
A. Les parasites les plus répandus.....	59
1. Les Ascaridés.....	59
2. Les ankylostomatidés.....	64
3. Trichuris vulpis.....	68
4. Isospora.....	70

5. Giardia et Cryptosporidium	74
B. Les autres parasites moins communs	78
1. Angiostrongylus et Dirofilaria immitis, des parasites émergents au centre de l'attention 78	
2. Les autres parasites respiratoires	81
3. Les parasites digestifs moins fréquents	83
Partie 2 : Etude rétrospective	85
I. Introduction	85
II. Matériels et méthodes	85
A. Les prélèvements	85
B. Techniques d'analyse.....	86
1. Analyses coprologiques	86
2. Sérologies et microfilaires	88
C. Données collectées	89
D. Analyse statistique	90
III. Résultats.....	91
A. Conditions de l'étude.....	91
1. Nature des prélèvements	91
2. Répartition temporelle et géographique des prélèvements fécaux.....	92
3. Analyses coprologiques demandées	94
4. Populations étudiées par coprologie	95
5. Les analyses sur prélèvements de type sanguin (lame cytologique, sang, plasma et sérum)	98
B. Caractéristiques de la demande d'analyse coprologique	101
1. Motifs	101
2. Signes cliniques	101
3. Place de la coprologie dans le diagnostic.....	103
4. Traitement en cours et qualité des prélèvements	106
5. Evolution temporelle	107
C. Epidémiologie de l'infestation	110
1. Répartition géographique	110
2. Races des animaux atteints	112
3. Age des animaux atteints	112
4. Sexe des animaux atteints.....	114
5. Mode de vie et habitat	114
6. Evolution temporelle	115

D.	Parasites isolés.....	118
1.	Général.....	118
2.	Analyse détaillée de chaque type de parasite.....	122
E.	Comparaison des populations cliniques et asymptomatiques.....	133
IV.	Discussion.....	135
A.	A propos des conditions de l'étude.....	135
B.	A propos de la demande de coprologie.....	135
C.	A propos de l'infestation.....	136
D.	A propos des espèces parasitaires et leurs prévalences.....	137
E.	A propos de l'influence de la saison.....	139
F.	A propos de l'âge.....	139
G.	A propos du sexe.....	140
H.	A propos du mode de vie.....	140
	Conclusion.....	141
	Annexes.....	143
I.	Annexe 1 : Fiche de commémoratifs.....	143
II.	Annexe 2 : Conditions de l'étude.....	144
III.	Annexe 3 : Caractéristiques de la demande.....	148
IV.	Annexe 4 : Infestation et parasites isolés.....	151
	Bibliographie.....	159

Table des illustrations

I. Liste des cartes

Carte 1 : Provenance géographique des analyses coproscopiques (réalisée avec Géoclip®)(Tableau détaillé en annexe 2)	94
Carte 2 : Pourcentages d'analyses positives de chiens selon la région (réalisée avec Géoclip®)	111
Carte 3 : Pourcentages d'analyses positives de chats selon la région (réalisée avec Géoclip®)	111
Carte 4 : Répartition géographique des résultats positifs pour Angiostrongylus (chiens)	132
Carte 5 : Répartition géographique des résultats positifs pour Dirofilaria (chiens).....	132

II. Liste des figures

Figure 1 : Cycle évolutif d'Ankylostoma	27
Figure 2: Cycle évolutif de Toxocara canis (4 modes de migration).....	29
Figure 3 : Cycle évolutif de Spirocerca lupi	31
Figure 4 : Cycle évolutif de Strongyloides stercoralis.....	32
Figure 5 : Cycle évolutif de Trichuris vulpis	33
Figure 6 : Cycle évolutif de Dipylidium caninum	35
Figure 7 : Cycle des cestodes de genre Taenia	37
Figure 8 : Cycle évolutif de Isospora.....	39
Figure 9 : Cycle évolutif des cryptosporidies.....	40
Figure 10 : Cycle de Oslerus osleri.....	43
Figure 11 : Cycle évolutif de Crenosoma vulpis.....	44
Figure 12 : Cycle évolutif de Aelurostrongylus abstrusus	45
Figure 13 : Cycle évolutif de Angiostrongylus vasorum	47
Figure 14 : Cycle évolutif de Capillaria aerophila	48
Figure 15 : Cycle évolutif de Capillaria immitis	49
Figure 16 : Schéma du montage de Baermann	88
Figure 17 : Répartition annuelle des analyses coprologiques réalisées par le Laboratoire (n=2250, détail en annexe 2 : tableau 55).....	92
Figure 18 : Répartition mensuelle des analyses coprologiques réalisées par le Laboratoire (Détail en annexe 2 : Tableau 56)	93
Figure 19 : Effectifs des races félines (coproscopie) (n=617)	95
Figure 20 : Effectifs des races canines (coproscopie) (n=1633)	96
Figure 21 : Effectifs des chats par âge (n=617, détail en annexe 2 : Tableau 58)	96
Figure 22 : Effectif des chiens par âge (n=1633, détail en annexe 2 : Tableau 58).....	97
Figure 24 : Répartition annuelle des analyses réalisées sur les prélèvements sanguins	99
Figure 25 : Signes cliniques présentés par les chats ayant fait l'objet d'une analyse coprologique (Détail en annexe 3 : Tableau 63).....	102
Figure 26 : Signes cliniques présentés par les chiens ayant fait l'objet d'une analyse coprologique (Détail en annexe 3 : Tableau 64).....	102
Figure 27 : Examens complémentaires effectués au préalable par les vétérinaires sur les chiens (n=280)	104
Figure 28 : Examens complémentaires effectués au préalable par les vétérinaires sur les chats (n=118)	104
Figure 29 : Traitements antérieurs des individus des populations canines et félines étudiées (Détail en annexe 3 : Tableau 65)	105
Figure 30 : Pourcentage d'analyses positives de chiens par zone géographique (Détail en annexe 4 : Tableau 66).....	112
Figure 31 : Pourcentages d'analyses positives en fonction de l'âge des chiens (Détail en annexe 4 : Tableau 68).....	113
Figure 32 : Evolution des pourcentages d'analyses positives des chiens en fonction du temps (précision en annexe 4 : Tableau 71)	116
Figure 33 : Prévalences parasitaires dans les populations canines étudiées.....	119
Figure 34 : Prévalences parasitaires dans les populations félines étudiées	120
Figure 35 : Influence de l'âge des chiens sur la prévalence à Giardia (Détail en annexe 4 : Tableau 80)	124

Figure 36 : Influence de l'âge des chiens sur le taux d'excrétion d'Isospora (n=72, détail en annexe 4 : Tableau 80).....	130
Figure 37 : Comparaison des prévalences parasitaires entre les populations cliniques et asymptomatiques canines.....	133
Figure 38 : Comparaison des prévalences parasitaires entre les populations cliniques et asymptomatiques félines	134
Figure 39 : Fiche de commémoratifs.....	143

III. Liste des tableaux

Tableau 1 : Taxonomie des principaux helminthes et protozoaires d'importance vétérinaire chez les animaux de compagnie.....	24
Tableau 2 : Hôtes et localisations des principaux tœnias affectant les carnivores domestiques	36
Tableau 3 : Prévalence des ascarides chez le chien en Europe (études coproscopiques depuis 2009)	60
Tableau 4 : Prévalence des ascarides en France chez le chien (études coproscopiques).....	61
Tableau 5 : Prévalence des ascarides chez le chat en France (coproscopie)	61
Tableau 6 : Prévalence des ascarides chez le chat en Europe (études coproscopiques depuis 2008) .	62
Tableau 7 : Prévalence des ankylostomatidés chez le chien en France (coproscopie).....	64
Tableau 8 : Prévalences des ankylostomatidés chez le chien en Europe depuis 2007	65
Tableau 9 : Prévalences des ankylostomatidés chez les chats en France (coproscopie)	66
Tableau 10 : Prévalences des ankylostomatidés chez les chats en Europe (coproscopie) depuis 2008	66
Tableau 11 : Prévalences de Trichuris vulpis chez le chien en France	68
Tableau 12 : Prévalence de Trichuris vulpis chez le chien en Europe depuis 2007	69
Tableau 13 : Prévalences d'Isospora chez le chien et le chat en France (coproscopie).....	71
Tableau 14 : Prévalences d'Isospora chez le chat en Europe.....	71
Tableau 15 : Prévalences d'Isospora chez le chien en Europe	72
Tableau 16 : Prévalences de Giardia et Cryptosporidium en France	74
Tableau 17 : Prévalences de Giardia et Cryptosporidium chez le chien en Europe.....	75
Tableau 18 : Prévalences de Giardia et Cryptosporidium chez le chat en Europe.....	76
Tableau 19 : Prévalences d'Angiostrongylus vasorum en Europe et en France.....	78
Tableau 20 : Prévalences de Dirofilaria immitis en France (inspiré de Morchón et al., 2012 ¹²⁸)	80
Tableau 21 : Prévalences des strongles respiratoires et Capillaria en Europe.....	82
Tableau 22 : Nature des prélèvements analysés au Laboratoire DPM	91
Tableau 23 : Origines des demandes d'analyses	91
Tableaux 24a-b : Nombre d'individus par échantillon de fèces.....	92
Tableau 25 : Nature des analyses coprologiques réalisées.....	94
Tableau 26 : Analyses réalisées sur les prélèvements sanguins	98
Tableau 27 : Caractéristiques de la population ayant fait l'objet d'analyses sanguines.....	99
Tableau 28 : Motifs des demandes d'analyse coproscopiques	101
Tableau 29 : Qualificatifs de la diarrhée décrite	103
Tableau 30 : Différences significatives en matière de traitement antérieur alimentaire et symptomatique entre chiens et chats.....	106
Tableau 31 : Corrélation entre analyses et traitements antérieurs à la coprologie chez les chiens ..	106
Tableau 32 : Réalisation d'examens complémentaires antérieurs à la coprologie sur les chiens en fonction de la période	107
Tableau 33 : Type de traitement de 1ère intention ayant suivi une évolution significative chez le chat au cours du temps	107
Tableau 34 : Pourcentage de prélèvements collectés sous traitement concomitant en fonction du temps.....	108
Tableau 35a-b : Tableaux d'analyses positives par régions	110
Tableau 36 : P-values des 4 zones géographiques pour les chiens (khi deux)	111
Tableau 37 : Pourcentages d'analyses positives en fonction de l'âge des chiens (Khi deux, détail en annexe 4 : Tableau 68)	113
Tableau 38 : Pourcentages d'analyses positives en fonction de l'âge chez les chats (Khi deux et Fisher, Détail en annexe 4 : Tableau 68).....	113

Tableau 39 : Pourcentages d'analyses positives en fonction de la fonction reproductrice des chiens (Précision en annexe 4 : Tableau 69).....	114
Tableau 40 : Pourcentage d'analyses positives de chien en fonction du mode de vie (Détail en annexe 4 : Tableau 70)	114
Tableau 41 : Pourcentages d'analyses positives des chiens au cours du temps (khi deux, précision en annexe 4 : Tableau 71)	115
Tableau 42 : Prévalences parasitaires canines	119
Tableau 43 : Prévalences parasitaires dans les populations félines étudiées.....	120
Tableau 44 : Types d'infestations dans la population canine (simple à multiple)	121
Tableau 45 : Types d'infestation au sein de la population féline (simple à multiple)	122
Tableau 46 : Niveaux d'excrétion de kystes giardiens des animaux	123
Tableau 47 : Evolution de la prévalence à Giardia chez les chiens	123
Tableau 48 : Influence de la stérilisation sur la prévalence de Giardia dans la population canine (Détail en annexe 4 : Tableau 81)	125
Tableau 49 : Evolution de la prévalence de Toxocara sp. dans la population féline	126
Tableau 50 : Influence de la saison sur l'excrétion d'œufs de Toxocara sp. par les chiens	126
Tableau 51 : Influence de l'âge sur la prévalence de Toxocara dans la population canine	127
Tableau 52 : Evolution de la prévalence d'Isospora sp. au sein de la population canine	128
Tableau 53 : Influence de l'âge des animaux sur la prévalence d'Isospora	129
Tableau 54 : Influence de la saison sur l'excrétion d'œufs d'Ankylostomatidés.....	131
Tableau 55 : Détail de la répartition annuelle des analyses coprologiques réalisées au laboratoire (figure 17)	144
Tableau 56 : Détail de la répartition mensuelle des analyses coprologiques réalisées par le laboratoire (Figure 18)	144
Tableau 57 : Détail de la provenance géographique des analyses coproscopiques (Carte 1)	145
Tableau 58 : Détail des effectifs de chats et de chiens par âge (Figures 21 et 22)	146
Tableau 59 : Détail de la répartition des sexes chez les chats et les chiens (Figure 23)	146
Tableau 60 : Tableau détaillé des animaux cohabitant avec les individus étudiés	147
Tableau 61 : Mode de vie des individus (coproscopie)	147
Tableau 62 : Antécédents de voyages des individus (coproscopie).....	147
Tableau 63 : Détail signes cliniques présentés par les chats (n=617) ayant fait l'objet d'une analyse coprologique (Figure 25)	148
Tableau 64 : Détail signes cliniques présentés par les chiens (n=1633) ayant fait l'objet d'une analyse coprologique (Figure 25)	149
Tableau 65 : Tableau détaillé des traitements antérieurs des individus des populations féline (n=321) et canines (n=688) (Figure 29).....	150
Tableau 66 : Tableau détaillé des pourcentages d'analyses positives des chiens et des chats par zone géographique (Figure 30)	151
Tableau 67 : P-values des 4 zones géographiques des chats (Khi deux et Fisher)	151
Tableau 68 : Tableau détaillé des pourcentages d'analyses positives en fonction de l'âge des chiens et chats (tableau 37, figure 31, tableau 38)	151
Tableau 69 : Tableau détaillé des pourcentages d'analyses positives en fonction du sexe et de la fonction reproductrice des chiens et des chats (tableau 39)	152
Tableau 70 : Tableau détaillé des pourcentages d'analyses positives des chiens et des chats en fonction du mode de vie (Tableau 40)	152
Tableau 71 : Tableau détaillé des pourcentages d'analyses positives des chiens et des chats en fonction de l'année (Tableau 41, figure 32, tableau 74)	152
Tableau 72 : Pourcentages d'analyse positive en fonction du mois chez les chiens	153

Tableau 73 : Pourcentage d'analyses positives des chiens en fonction de la saison	153
Tableau 74 : Pourcentage d'analyses positives des chats en fonction de la saison.....	153
Tableau 75 : Tableau détaillé des pourcentages d'analyses positives des chiens et des chats en fonction de la saison (Tableau 73 et tableau 74)	154
Tableau 76 : Pourcentage d'analyses positives des chats en fonction des années	154
Tableau 77 : Influence de la technique utilisée sur la détection de Giardia chez les chiens et les chats	154
Tableau 78 : Détail de l'influence saisonnière sur la détection des différents parasites chez les chiens et les chats.....	155
Tableau 79 : Détail de l'influence raciale sur la détection des différents parasites chez les chiens et les chats	156
Tableau 80 : Détail de l'influence de l'âge sur la détection des différents parasites chez les chiens et les chats.....	156
Tableau 81 : Détail de l'influence du sexe ou du caractère sexuel sur la détection des différents parasites chez les chiens et les chats	157
Tableau 82 : Détail de l'influence de la présence de congénères sur la détection des différents parasites chez les chiens et les chats	158

Tables des abréviations et sigles

Laboratoire DPM : Laboratoire de l'Unité de Dermatologie, Parasitologie et Mycologie d'ONIRIS

CHUV : Centre Hospitalier Universitaire Vétérinaire

Opg : œufs par gramme

Introduction

Les carnivores domestiques peuvent héberger une large variété de parasites. Selon l'espèce parasitaire, les caractéristiques de l'hôte et l'environnement, ce parasitisme peut être plus ou moins intense et s'exprimer par des signes cliniques plus ou moins graves. De plus, certains parasites ont un potentiel zoonotique, et peuvent se transmettre à l'Homme par contact proche avec le carnivore domestique ou par contamination fécale de l'Environnement. Sachant que les populations carnivores sont estimées à 13,5 millions de chats et 7,3 millions de chiens dans les foyers français (Etude Facco-Kantar 2016 réalisée sur 14 000 foyers), ce parasitisme constitue une affaire de santé publique dans les cas où il n'est pas contrôlé.

L'épidémiologie des différentes parasitoses fait l'objet de nombreuses études en Europe, principalement coprologiques, ce qui permet d'évaluer les prévalences au sein de différentes populations animales et leur évolution. En France, une dizaine de publications et de thèses sont disponibles à propos des prévalences parasitaires. Néanmoins, peu d'entre elles abordent le parasitisme dans son aspect global : la dernière étude permettant une vue d'ensemble date de 2007.

Les études épidémiologiques ont permis de mettre en évidence une évolution rapide des populations parasitaires, due principalement aux comportements des propriétaires, au changement climatique, à l'augmentation des flux d'animaux de compagnie au sein de la communauté européenne et dans le monde. Il est donc nécessaire d'actualiser régulièrement les données épidémiologiques afin d'adapter les comportements des praticiens et les politiques locales.

Dans une première partie, nous rappellerons la biologie des parasites principaux présents en France, les signes cliniques associés et les données actuelles épidémiologiques ainsi que les facteurs de risque connus.

La seconde partie est consacrée à l'étude rétrospective des analyses réalisées de 2008 à 2017 au Laboratoire de l'Unité de Dermatologie Parasitologie et Mycologie à propos des parasites respiratoires et digestifs des carnivores domestiques. Au vu des résultats, nous essaierons d'évaluer l'épidémiologie de l'infestation ainsi que les prévalences actuelles des différents parasites. Les données disponibles permettront en outre d'aborder la place de la coproscopie dans la stratégie du praticien vétérinaire ainsi que son comportement face à un cadre clinique évocateur de parasitisme.

Partie 1 : Etude bibliographique

I. Présentation des parasites respiratoires et digestifs les plus fréquents

La connaissance de la biologie des principaux parasites est nécessaire à l'étude de l'épidémiologie et de la gestion des parasitoses correspondantes. Nous aborderons donc rapidement la morphologie et les cycles évolutifs des différentes espèces parasitaires, à l'aide d'ouvrages de références de Taylor M.A. (2016) ¹, Bowman D.D. et al (2014) ^{2,3}, Beugnet F. (2004) ^{4,5}.

A. Taxonomie simplifiée des parasites des carnivores domestiques

Les principaux parasites digestifs et respiratoires des carnivores domestiques appartiennent à différents embranchements taxonomiques, rappelés ci-dessous (Tableau I) ^{1 4}

Tableau I : Taxonomie des principaux helminthes et protozoaires d'importance vétérinaire chez les animaux de compagnie.

Phylum	Classe	Ordre	Famille	Genre
HELMINTHES				
Némathelminthes	Nématodes	Strongylida	Molineidae Syngamidae Ankylostomatidae Angiostrongilidae Filaroididae Crenosomatidae Skrjabinigylidae Ascaridida Ascarididae Toxocaridae Spirurida Spiruridae Thelaziidae Gnathostomatidae Physalopteridae Onchocercidae Enoplida Rhabditida Dioctophymatida	<i>Ollulanus</i> <i>Mammomonogamus</i> <i>Ankylostoma</i> <i>Uncinaria</i> <i>Angiostrongylus</i> <i>Aelurostrongylus</i> <i>Oslerus</i> <i>Filaroides</i> <i>Crenosoma</i> <i>Troglostrongylus</i> <i>Vogeloides</i> <i>Toxascaris</i> <i>Toxocara</i> <i>Spirocerca</i> <i>Spirura</i> <i>Thelazia</i> <i>Gnathostoma</i> <i>Physaloptera</i> <i>Dirofilaria</i> <i>Dipetalonema</i> <i>Trichuris</i> <i>Capillaria</i> <i>Trichinella</i> <i>Strongyloides</i> <i>Dioctophyme</i>

Plathelminthes	Trématodes	Distomes	Fasciolidae Dicrocoeliidae Troglotrematidae Opisthorchiidae Echinostomatidae Heterophyidae	<i>Fasciola</i> <i>Eurytrema</i> <i>Platysonomum</i> <i>Paragonimus</i> <i>Nanophyetus</i> <i>Opistorchis</i> <i>Metorchis</i> <i>Parametorchis</i> <i>Pseudamphistomum</i> <i>Echinostoma</i> <i>Echinochasmus</i> <i>Euparyphium</i> <i>Heterophyes</i> <i>Metagonimus</i> <i>Apophallus</i> <i>Cryptocotyle</i> <i>Haplorchis</i> <i>Schistosoma</i> <i>Alaria</i> <i>Taenia</i> <i>Echinococcus</i> <i>Dipylidium</i> <i>Mesocestoides</i> <i>Diphyllobothrium</i> <i>Spirometra</i>
	Cestodes	Schistosomes Holostomes Cyclophyllidea Pseudophyllidea	Schistosomatidae Diplostomatidae Taeniidae Dilepididae Mesocestoididae Diphyllobothriidae	
PROTOZOAIRES				
Sarcomastigophora	Lobosea Kinetoplastida	Amoebidorida Kinetoplastorida Trichomonadorida	Endamoebidae Trypanosomatidae Trichomonadidae	<i>Entamoeba</i> <i>Leishmania</i> <i>Trypanosoma</i> <i>Trichomonas</i> <i>Tritrichomonas</i> <i>Tetratrichomonas</i> <i>Pentatrichomonas</i>
Apicomplexa	Eopharyngia Coccidea	Diplomonadorida Eucoccidiorida	Diplomonadidae Eimeriidae Cryptosporidiidae Sarcocystiidae	<i>Giardia</i> <i>Isospora</i> <i>Cryptosporidium</i> <i>Besnoitia</i> <i>Hammondia</i> <i>Sarcocystis</i> <i>Toxoplasma</i> <i>Neospora</i> <i>Hepatozoon</i> <i>Babesia</i> <i>Cytauxzoon</i>
	Aconoidasida	Piroplasmorida	Hepatozoidae Babesiidae Theileriidae	

B. Les principaux parasites digestifs des carnivores domestiques

1. Les helminthes

a) Les nématodes

La classe des nématodes est une des 7 classes appartenant à l'embranchement des némathelminthes, qui se caractérise par la présence d'une cavité générale (pseudo coelomates). Les nématodes sont des vers non segmentés comportant un tube digestif complet et des sexes séparés.

(1) Les ankylostomatidés

La famille des ankylostomatidés appartient à l'ordre des strongylida, ou "strongles" au sens large, et à la superfamille des ankylostomatoidea.

Les espèces d'importance vétérinaire en climat tempéré sont *Ankylostoma caninum* et *Uncinaria stenocephala* d'une part chez le chien, et d'autre part *Ankylostoma tubaeforme* et *Uncinaria stenocephala* chez le chat.

(a) Morphologie

Ce sont des parasites de l'intestin grêle de petite taille, en partie hématophages, possédant une capsule buccale proéminente avec des crochets ou des lames cuticulaires, ainsi qu'une tête coudée par rapport à l'axe du corps ("Hook Worm").

Les œufs sont de type strongles, de forme ovale et avec une paroi mince à surface lisse. Ils renferment une morula de 8 à 16 cellules (blastomères).

- *Ankylostoma caninum* : Les vers sont très hématophages, d'une couleur blanche ou rouge. Les mâles mesurent 12mm et les femelles 15-20mm.
La capsule buccale est large, et comporte 3 paires de crochets et 1 paire de dents profondes ventrolatérales. La bourse copulatrice du mâle est développée (spicules de 0,9mm).
Les œufs mesurent 56-75 µm sur 34-47 µm.
- *Ankylostoma tubaeforme* : La morphologie est similaire à *Ankylostoma caninum* avec toutefois une taille réduite, les mâles mesurent 10mm, les femelles 12-15mm.
La paire de dents profonde est plus large. Les spicules du mâle mesurent jusqu'à 1,4mm.
Les œufs mesurent 55-76 µm sur 34-45 µm.
- *Uncinaria stenocephala* : Les mâles mesurent 5-8,5mm, les femelles 7-12mm.
La capsule buccale comporte une paire de lames chitineuses et une paire de dents subventrales. La bourse copulatrice du mâle est développée, présentant deux larges lobes latéraux, un petit lobe dorsal, et de minces spicules.
Les œufs mesurent 65-80 µm sur 40-50 µm.

(b) Cycle biologique

Les hôtes d'*A. caninum* sont le chien, le renard et l'Homme occasionnellement alors que qu'*A. tubaeforme* est spécifique du chat. *U. stenocephala* peut infester toute sorte de canidés et félidés.

Pour *A. caninum* :

- Phase exogène : Les œufs sont émis en grande quantité dans les fèces, et vont éclore dans le milieu extérieur. Dans les meilleures conditions, la forme infestante L3 peut apparaitre en 5 jours, et résister plusieurs semaines sur un sol humide.
- Phase endogène : Le carnivore peut s'infester par voie percutanée ou digestive, avec la même efficacité. L'intervention d'un hôte paraténique (rongeur) est possible. Dans le cas de l'infestation percutanée, la larve L3 migre jusqu'aux poumon via la circulation sanguine, passent dans la trachée et évoluent au stade L4. Les larves sont ensuite dégluties, suivent le tube digestif et pénètrent dans les cryptes glandulaires de l'intestin grêle. Il s'agit d'une migration pneumo-trachéo-entérale. Dans le cas de la pénétration digestive, les larves L3 suivent la circulation précédemment décrite (via la muqueuse de l'œsophage) ou restent dans le tube digestif et évoluent dans l'intestin grêle. La période prépatente est de 14 à 21 jours. En outre, les larves L3 peuvent aussi migrer dans divers tissus et entrer en hypobiose. Lors de gestation, elles seront réactivées et seront émises dans la production lactée.

Le cycle d'*A. tubaeforme* diffère par une période prépatente de 3 semaines.

La voie d'infestation d'*U. stenocephala* est la voie digestive sans passage par les poumons, associée à une période prépatente de 2 semaines. Il n'existe pas de preuve d'émission de stade larvaire dans le lait.

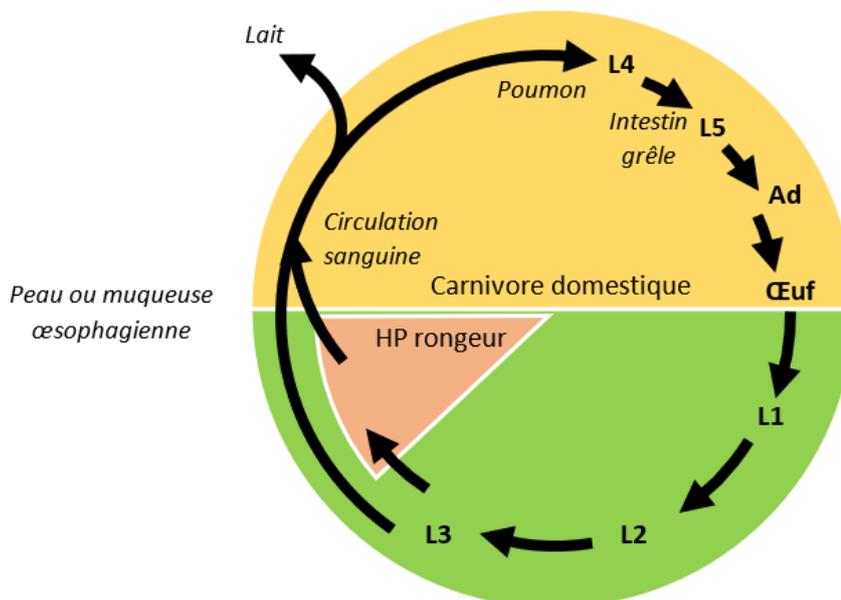


Figure 1 : Cycle évolutif d'*Ankylostoma*

(2) Les Ascarides

L'ordre des Ascarides regroupe les Ascaridés et les Toxacaridés. Les espèces d'importance vétérinaire sont *Toxocara canis*, *Toxocara cati* et *Toxascaris leonina*, parasites spoliateurs de l'intestin grêle

(a) Morphologie

- *Toxocara canis* : Les vers sont blancs, de grande taille, jusque 18cm pour les femelles et 10cm pour les mâles.
Ces parasites présentent des ailes cervicales, donnant un aspect en "fer de lance" de la région cervicale. Le mâle possède des ailes caudales et un petit appendice distal.
Les œufs sont sub-globulaires, de 90 µm sur 75 µm. Ils présentent une coque épaisse brune striée et à aspérités, et une cellule unique.
- *Toxocara cati* : Les vers sont blancs, la femelle mesure de 4 à 10cm, le mâle 3 à 6cm.
Les ailes cervicales sont plus larges caudalement, en forme de "pointe de flèche". L'extrémité distale est similaire à *T. canis*.
Les œufs sont sub-globulaires et mesurent 65 à 75 µm. La coque est épaisse et ponctuée, quasiment incolore, le contenu est de même non segmenté.
- *Toxascaris leonina* : Les vers sont blancs et mesurent jusque 10cm pour les femelles, 7cm pour les mâles.
L'extrémité antérieure est semblable à *T. canis*. L'œsophage est simple et cylindrique.
Le mâle a une queue simple.
Les œufs sont sub-globulaires et mesurent 75 µm sur 85 µm. Ils présentent une coque épaisse, claire et lisse, et un contenu non segmenté

(b) Cycle biologique

Toxocara canis présente un cycle évolutif compliqué, dépendant de l'hôte et de son âge :

- Phase exogène : Les œufs sont émis non segmentés, et vont évoluer vers un stade de larve L3 dans l'œuf en 3 à 4 semaines dans les conditions idéales. Les œufs sont extrêmement résistants (hautes et basses températures, pourcentage d'humidité), et peuvent survivre dans le milieu extérieur de 2 à 5 ans.
- Phase endogène : L'hôte s'infeste par voie digestive (ou intra-utérine). Lorsque l'œuf est ingéré par un carnivore de moins de 3 mois, une migration entéro-pneumo-trachéo-entérale se met en place, aboutissant en 5 semaines à des adultes dans l'intestin grêle. Si l'hôte a plus de 3 mois, cette migration devient moins fréquente, jusqu'à être totalement remplacée par une migration somatique chez les carnivores de plus de 6 mois. C'est-à-dire que la larve L3 va migrer dans différents tissus (muscles squelettiques, parois digestives, foie...) et y entrer en hypobiose. La levée d'hypobiose peut survenir dans différentes situations, telles que la gestation. Chez une chienne gravide, ces larves seront réactivées quelques semaines avant la mise bas, et migrer vers les poumons des chiots in-utero pour y poursuivre leur cycle, et réaliser leur cycle classique chez la mère.

De plus, les larves L3 seront excrétées dans le lait maternel dans les 3 premières semaines, et pourront infester la portée.

Enfin, la L3 peut aussi infester des hôtes paraténiques (rongeurs, Hommes) : une migration somatique a alors lieu. L'ingestion de lait contaminé, ou d'un hôte paraténique, amène à l'évolution d'adultes dans l'intestin grêle, sans migration hors de l'appareil digestif.

Chez *Toxocara cati*, le cycle est similaire, mais le stade infestant est L2 dans l'œuf, l'évolution en L3 et L4 ayant lieu dans l'estomac du carnivore. La transmission intra-utérine n'a pas lieu. La transmission par ingestion d'un hôte paraténique, et de lait est possible. La période prépatente est de 8 semaines.

Chez *Toxascaris leonina*, le stade infestant est L2 dans l'œuf, ou L3 dans un hôte paraténique. Le parasite reste dans le tube digestif, sans migration aucune dans les autres tissus.

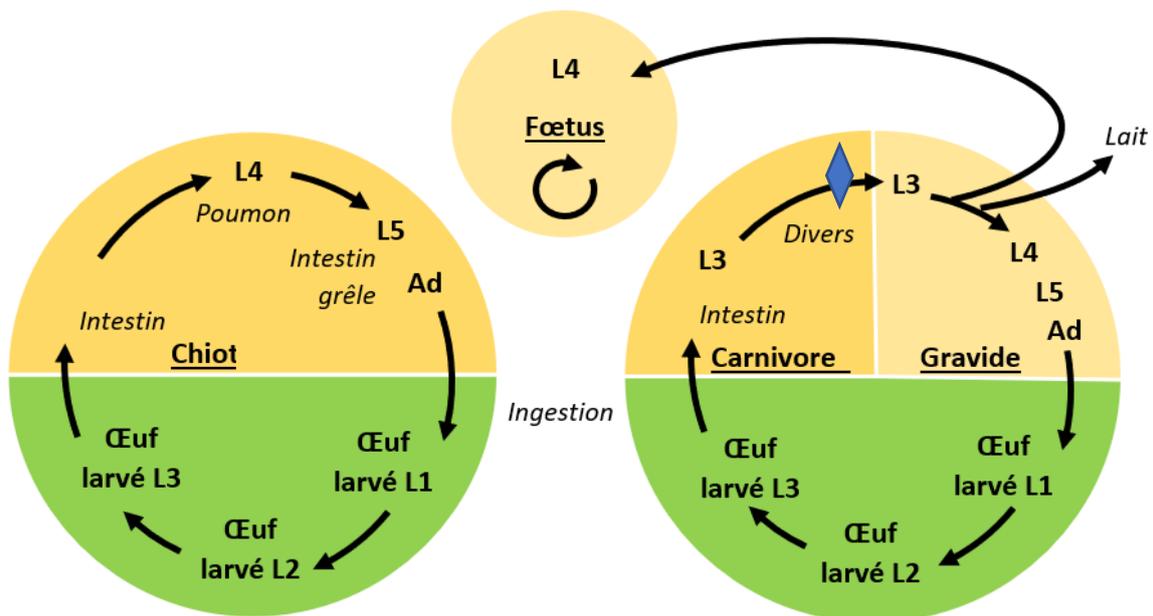


Figure 2: Cycle évolutif de *Toxocara canis* (4 modes de migration)

(3) Les Spiruridés

La famille des Spiruridae appartient à l'ordre des Spirurida. Les principales espèces d'importance vétérinaire en Europe sont *Spirocerca lupi*, parasite hématophage chez le chien, et secondairement *Spirura ritypleurites*, parasite du chat rencontré dans le sud de l'Europe.

(a) *Morphologie*

- *Spirocerca lupi* : Les adultes sont des vers rouges enroulés en spirale. Le mâle mesure 30 à 55mm, la femelle 55 à 80 mm.
Le mâle possède en région terminale des ailes caudales, 4 paires de papilles pré-cloacales associées à un papille médiane.
Les œufs mesurent 30-37 μm sur 11-15 μm . Ils sont embryonnés et possèdent une coque épaisse.
- *Spirura ritypleurites* : Les vers sont épais et blanchâtres, possédant une région postérieure plus large que la région antérieure. Ils mesurent 20 à 30 mm sur 1mm.
Les œufs sont similaires à *S. lupi*, et mesurent 55-60 μm sur 35-36 μm .

(b) *Cycle biologique*

Les spiruridés sont des parasites du tube digestif antérieur, et suivent un cycle évolutif indirect faisant appel à un hôte intermédiaire (insecte coprophage), et parfois à des hôtes paraténiques (rongeurs, lézards, oiseaux).

Spirocerca lupi est un parasite de l'œsophage (parfois de l'estomac) du chien et autres canidés, et possède un cycle particulier :

- Phase exogène : Les œufs contenant la larve L1 sont émis dans le milieu extérieur dans les fèces ou les vomissements.
- Phase endogène : Les œufs éclosent dans le tube digestif de l'hôte intermédiaire et évoluent jusque le stade L3. L'hôte intermédiaire peut être ingéré par un hôte paraténique, qui présentera alors des larves L3 enkystées dans les viscères. Après l'ingestion par l'hôte définitif, les L3 sont libérés dans l'estomac, puis passent dans l'artère aorte via l'artère cœliaque. Après 3 mois, la majorité va pénétrer dans la paroi de l'œsophage adjacent, y formant des nodules fibreux et évoluant jusqu'au stade adulte. La période prépatente est de 6 mois.

Spirura ritypleurites est un parasite de l'estomac (occasionnellement de l'œsophage) des chats ou renards. Son cycle est similaire à *S. lupi*, bien qu'étant moins documenté.

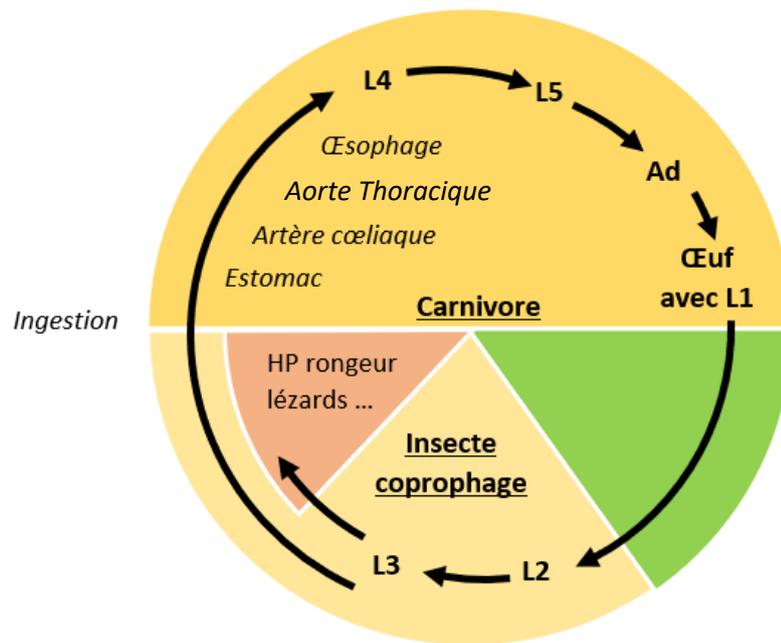


Figure 3 : Cycle évolutif de *Spirocerca lupi*

(4) Strongyloïdes

L'espèce d'importance vétérinaire pour les carnivores domestiques est *Strongyloides stercoralis*. Les Strongyloides, ou anguillules en médecine humaine, sont des parasites non obligatoires de l'intestin grêle.

(a) Morphologie

Les adultes sont très fins, avec une allure de fil torsadé de 2 à 9 mm de long. Seules les femelles parthénogénétiques sont parasites.

Les œufs sont de forme ovale, avec une coque mince, et mesurent 50-58µm sur 30-34µm. Les larves L1 éclosent dans le tube digestif de l'hôte.

(b) Cycle biologique

Les anguillules présentent 2 modes de reproduction possibles : sexuée dans le milieu extérieur, ou parthénogénétique dans un hôte. *Strongyloides stercoralis* est principalement un parasite du chien et de l'Homme, mais certaines lignées peuvent parasiter les chats.

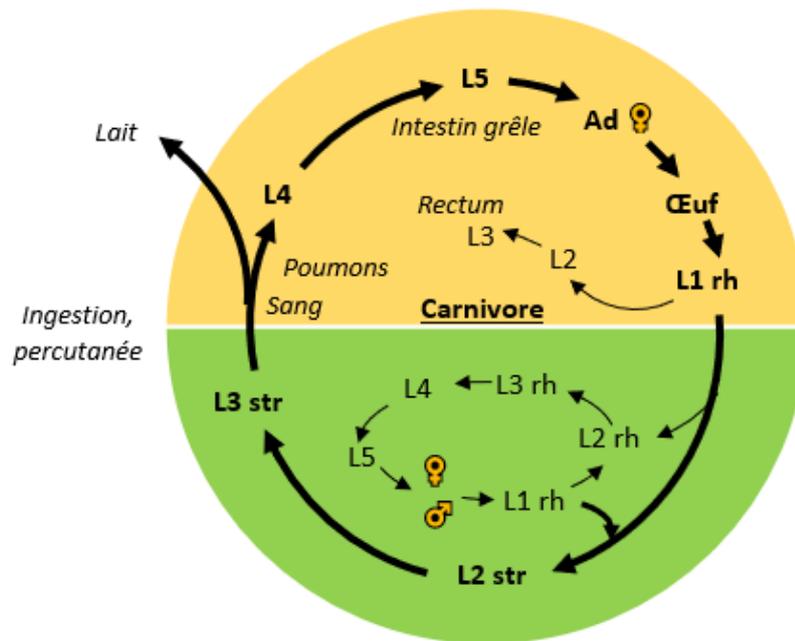


Figure 4 : Cycle évolutif de *Strongyloides stercoralis*

- Phase exogène : La larve L1 "rhabdithoïde" est émise dans les fèces. Selon les conditions du milieu (température, humidité) et le type d'œuf à l'origine, la larve L1 peut évoluer en ver adulte libre, mâle ou femelle. Une reproduction sexuée a alors lieu. Plusieurs générations libres peuvent se succéder. Les larves L1 rhabdithoïdes peuvent aussi évoluer en larves L3 strongyloïdes, forme infestante.
- Phase endogène : L'infestation a lieu par voie percutanée ou par ingestion. La larve L3 va migrer par le système circulatoire jusqu'aux poumons, évoluer en stade L4, être déglutie et muer en stade adulte femelle dans l'intestin grêle. La période prépatente est de 9 jours.
Les larves L3 peuvent aussi s'enkyster dans différents tissus, être réactivées lors de la gestation et excrétées dans le lait.

(5) Les Trichures

Les trichures sont des parasites hématophages du gros intestin. Nous nous intéresserons à *Trichuris vulpis*.

(a) Morphologie

Les adultes sont de couleur blanchâtre, et mesurent de 4,7 à 7,5cm de longueur. Leur corps comporte une partie antérieure plus fine et longue (2/3) et une partie caudale plus large nettement délimitées.

L'extrémité postérieure du mâle est enroulée dans un plan, entourée d'une gaine rétractable.

Les œufs sont bruns à marron, en forme de citron, et mesurent 85µm sur 40 µm. Ils sont composés d'une coque épaisse et lisse, de 2 bouchons polaires saillants, et d'une cellule.

(b) *Cycle biologique*

Trichuris vulpis est un parasite du chien et du renard :

- Phase exogène : Les œufs sont émis non embryonnés. Les œufs sont très résistants, ils peuvent survivre plusieurs années dans des conditions idéales.
- Phase endogène : Le stade infestant est l'œuf contenant une larve L1. Après ingestion par l'hôte définitif, les bouchons polaires sont digérés et la larve L1 est libérée. L1 va alors s'enfoncer dans les muqueuses de l'iléon distal, le caecum et le colon proximal, et évoluer vers le stade adulte. Les adultes sont retrouvés la partie antérieure enfoncée dans la muqueuse, et la partie postérieure libre. La période prépatente est de l'ordre de 3 mois.

Il est à noter que sur les continents américain et australien (en particulier dans les caraïbes), les chats hébergent des parasites du genre *Trichuris* : *T. serrata* et *T. campanula*⁶. Ces espèces ne sont pas observées en France métropolitaine⁷.

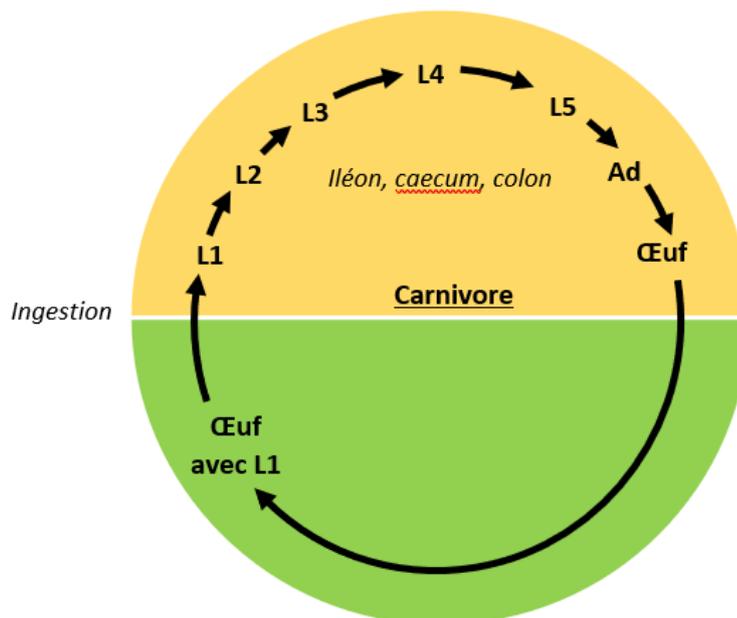


Figure 5 : Cycle évolutif de *Trichuris vulpis*

b) Les cestodes

Les cestodes sont des vers plats segmentés. Leur corps est divisé en 3 parties : le scolex, dilatation antérieure portant des organes de fixation, le cou (non segmenté) et le strobile distalement, composé d'une chaîne de proglottis. Chacun des segments comporte un appareil génital mâle et femelle, indifférencié en partie rostrale, mûr vers le milieu du strobile, et ovigère en fin de chaîne (disparition des appareils génitaux, seul reste l'utérus contenant les œufs).

La classe des cestodes se subdivise en 2 ordres de parasites : les Cyclophyllidea, et les Pseudophyllidea. Les cestodes communément rencontrés chez les animaux de compagnie en France appartiennent aux genre *Dipylidium*, *Taenia*, *Echinococcus*.

(1) *Dipylidium caninum*

Dipylidium caninum est le cestode parasite des carnivores domestiques de loin le plus commun, à l'échelle mondiale.

(a) Morphologie

Les adultes sont blanchâtres, et mesurent 80cm sur 3-5mm.

Le scolex, en forme de massue, porte un rostre rétractile avec 4 à 7 rangées de crochets en forme d'épines de rosier. Les segments ovigères sont allongés, en forme de grain de riz, et contiennent de nombreuses capsules ovifères.

Chaque capsule ovifère contient jusque 30 œufs, portant chacun un embryon hexacanthé.

(b) Cycle biologique

Il s'agit d'un parasite chymivore de l'intestin grêle du chien, chat, renard (et rarement l'Homme). Son cycle fait intervenir un hôte intermédiaire : les puces (rarement les poux).

- Phase exogène : Les segments ovigères ou les oncosphères sont émises dans les fèces du carnivore. Les œufs peuvent y demeurer vivants de 1 à 3,5 mois.
- Phase endogène : Les larves cysticercoïdes se forment chez la larve de puce (occasionnellement, chez le pou broyeur) à partir d'oncosphères ingérées. La forme ne devient infestante qu'après la mue de la larve de puce en puce adulte, soit environ 1 mois après ingestion.

Après ingestion de la puce par le carnivore, les cysticercoïdes évolueront en adultes dans l'intestin grêle. La période prépatente est de 3-4 semaines.

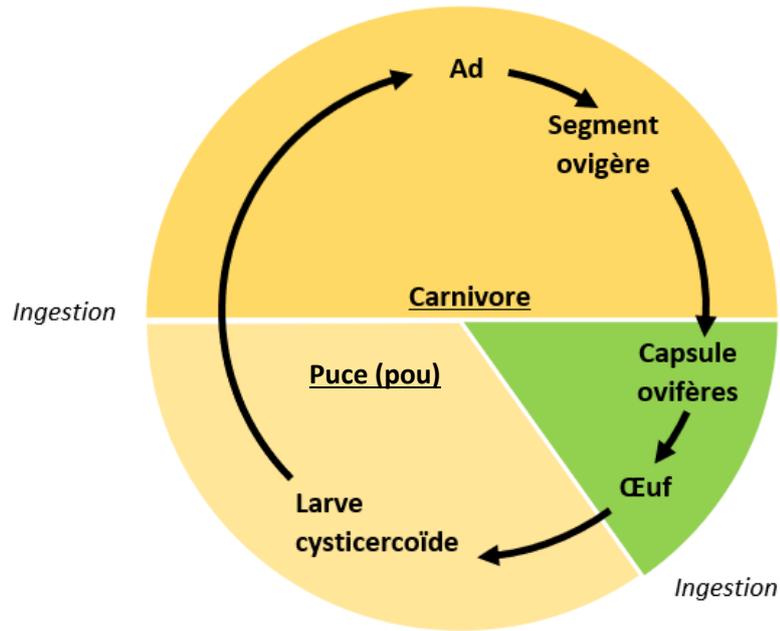


Figure 6 : Cycle évolutif de *Dipylidium caninum*

(2) Taenia

Plusieurs espèces du genre *Taenia* peuvent parasiter les carnivores domestiques. Les principales en France sont, pour le chien, *Taenia pisiformis*, *T. hydatigena*, *T. ovis*, *T. multiceps* et *T. serialis*. *Taenia teniaformis* est un parasite du chat.

(a) Morphologie

Les *Taenia* sont des vers plats, blanchâtres, segmentés de 60cm à 2m, présentant un scolex muni d'une double couronne de crochets en forme de poignards.

Les segments ovigères sont rectangulaires, de 10-15 mm sur 6-8 mm. Chacun d'eux contient un utérus ramifié latéralement, contenant de très nombreux œufs.

Chaque œuf est subsphérique, d'environ 30 à 45 μm de diamètre, et possède une seule paroi renfermant un embryon hexacante.

Les caractéristiques du scolex et des segments sont des critères de diagnose de chaque espèce de *Taenia*.

(b) Cycle biologique

Les *Taenia* sont des parasites chymivores de l'intestin grêle. Les caractéristiques des différents *Tænia*s sont indiquées dans le tableau 2.

- Phase exogène : Les segments ovigères sont émis dans le milieu extérieur dans les fèces ou par mouvement actif propre. Ils sont lysés dans le milieu extérieur et libèrent de très nombreux œufs, pouvant y résister jusqu'à 1 an
- Phase endogène : Après ingestion des œufs par les hôtes intermédiaires, se développeront des larves de type cysticerque ou cénure (selon l'espèce concernée). Les carnivores domestiques s'infestent en consommant leur proie (petit rongeur pour le chat), des viscères ou de la chair. Dans le tube digestif de l'hôte définitif, les larves sont libérées et les invaginations céphaliques sont libérées, faisant apparaître des scolex à partir desquels se développent alors les proglottis. Les cysticerques ne comportent qu'une seule invagination, ainsi chaque cysticerque n'engendre qu'un *tænia*. Au contraire, les cénures donnent naissance à plusieurs dizaines de *tænia*s.

Tableau 2 : Hôtes et localisations des principaux *tænia*s affectant les carnivores domestiques

Espèce	Nom de la larve	Hôte définitif	Hôte intermédiaire	Localisation de la larve
<i>T. pisiformis</i>	<i>Cysticercus pisiformis</i>	Chien, renard	Lapin, lièvre	Foie, cavité abdominale
<i>T. hydatigena</i>	<i>Cysticercus tenuicollis</i>	Chien, renard	Bovins, ovins, caprins, cervidés	Foie, cavité abdominale
<i>T. ovis</i>	<i>Cysticercus ovis</i>	Chien, renard	Ovins, caprins	Muscles
<i>T. multiceps</i>	<i>Coenurus cerebralis</i>	Chien	Bovins, ovins, Homme	Cerveau, moelle épinière
<i>T. serialis</i>	<i>Coenurus serialis</i>	Chien	Lapin	Tissu conjonctif
<i>T. teniaformis</i>	Cysticerque	Chat	Petits rongeurs	Foie, cavité abdominale

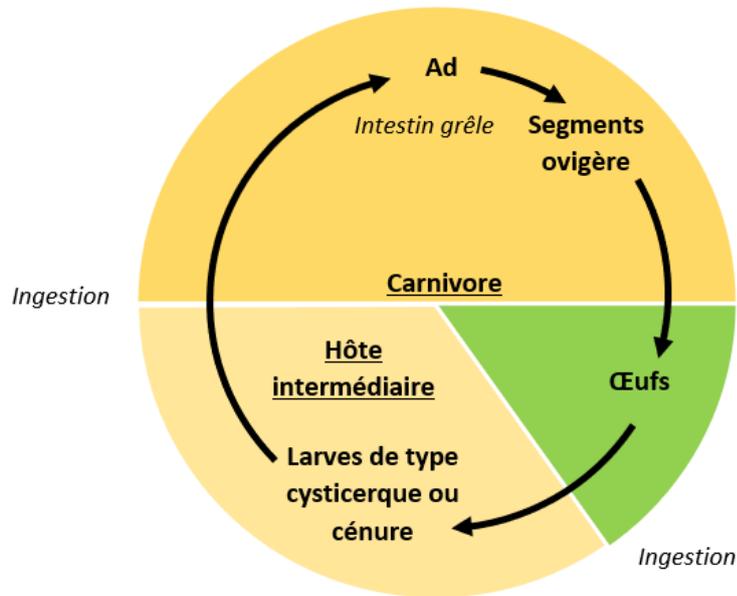


Figure 7 : Cycle des cestodes de genre *Taenia*

(3) *Echinococcus*

Les parasites du genre *Echinococcus* appartiennent aussi à la famille des Taeniidés. Ils partagent certaines caractéristiques communes. Les deux espèces d'intérêt vétérinaire sont *Echinococcus granulosus* (sous-espèce principale : *granulosus*) et *Echinococcus multilocularis*.

(a) Morphologie

Les adultes sont de petite taille, et ne possèdent que quelques proglottis :

- *E. granulosus granulosus* : Les adultes mesurent 6 mm de longueur, et présentent un scolex avec 2 rangées de crochets, et 3 à 4 proglottis. Le segment le plus distal et le seul ovigère, et mesure plus de la moitié de la longueur totale du ver.
- *E. multilocularis* : Les adultes mesurent 2 à 4mm. Leur scolex possède 4 rangées de crochets. Leurs proglottis sont au nombre de 3 à 5, le dernier segment étant le seul ovigère et mesurant moins de la moitié de la longueur globale.

Les œufs sont de type Taeniidés, identiques à ceux du genre *Taenia*.

(b) Cycle biologique

Les cycles évolutifs sont similaires, mais font appel à des hôtes différents. *E. granulosus* a pour hôte définitif le chien et *E. multilocularis* le renard (et plus rarement chien et chat). Ils ont respectivement pour hôtes intermédiaires les équins, lagomorphes, ruminants domestiques et sauvages et l'Homme d'une part, et les rongeurs d'autre part.

La sous-espèce principale en France, *E. granulosus granulosus*, a pour hôte intermédiaire favorable l'ovin (certaines souches sont également adaptées aux bovins et aux porcins). *E. multilocularis* peut plus rarement contaminer le chat (hôte définitif, peu réceptif). L'Homme et de nombreux mammifères sont hôtes intermédiaires. Le cycle d'*E. granulosus* est le suivant :

- Phase exogène : Les oncosphères sont libérées en grand nombre dans le milieu extérieur, et peuvent y survivre jusque 2 ans.
- Phase endogène : Les hôtes intermédiaires s'infestent par ingestion. Les œufs vont alors circuler via la circulation sanguine jusqu'au foie, aux poumons ainsi que différents tissus pour y former des larves de type échinocoques, s'entourant d'une. La maturation de nombreuses larves prend 6 à 12 mois. L'hôte principal s'infeste en ingérant des vésicules hydatiques fertiles. Les nombreux protoscolex contenus dans les vésicules vont évoluer en adultes dans l'intestin grêle de l'hôte principal

Echinococcus multilocularis présente un cycle comparable, mais va former des vésicules multiloculaires ou alvéolaires uniquement dans le foie de l'hôte intermédiaire. Les adultes ne vivent que 6 mois dans l'hôte définitif.

2. Les protozoaires

Les principaux protozoaires responsables de parasitoses digestives des carnivores domestiques appartiennent au groupe des coccidies et des flagellés (*Giardia*, *Tritrichomonas*).

Les coccidies regroupent un ensemble d'espèces parasitaires proches spécifiques du chat ou du chien. Les plus répandues appartiennent au genre *Isospora*. Les genres *Toxoplasma* et *Neospora* sont responsables de parasitoses digestives de leurs hôtes (respectivement le chat et le chien) mais rarement pathologiques, contrairement aux affections généralisées ayant lieu chez l'hôte intermédiaire.

Nous aborderons les genres *Isospora*, *Cryptosporidium*, *Giardia* et *Tritrichomonas*.

a) *Isospora*

Les espèces responsables de coccidiose du chien sont *Isospora canis* et *Isospora ohioensis* (complexe comprenant en réalité 3 espèces indissociables en coprologie : *I. ohioensis*, *I. burrowsi* et *I. neorivolta*), celles du chat sont *Isospora felis* et *Isospora rivolta*.

(1) Morphologie

Les parasites sont présents dans l'intestin grêle sous différentes formes. Les schizontes et gamontes sont intracellulaires, les sporozoïtes mérozoïtes et microgamètes sont des formes libres à vie très courte dans la lumière. Les ookystes sont les formes libérées dans la lumière, et seront observés dans les fèces.

Les ookystes sont ovoïdes, possèdent une paroi lisse et pâle et contiennent après sporulation 2 sporocystes ellipsoïdaux à paroi lisse et pâle. Chaque sporocyste contient 4 sporozoïtes en forme de "saucisse" présentant des globules subcentraux.

Les tailles diffèrent selon l'espèce, mais restent de 20-40µm sur 20-30µm.

(2) Cycle biologique

- Phase exogène : Les ookystes d'*Isospora* sont émis dans les fèces, et vont sporuler dans le milieu extérieur en 2-3 jours (conditions idéales). Ce sont des formes très résistantes aux conditions du milieu. La forme infestante est l'ookyste sporulé (avec sporocystes).
- Phase endogène : Les sporocystes sont libérés dans le tube digestif. Ils pénètrent dans les entérocytes des villosités de l'intestin grêle distal, et y réalisent une étape de reproduction asexuée (schizogonie) aboutissant à la formation de 6 à 72 mérozoïtes en 8 jours. La gamétogonie a ensuite lieu, suivie par la fécondation entre gamètes mâles et femelles donnant des ookystes. Ces ookystes migreront en dehors des cellules jusqu'à la lumière. L'ingestion par un hôte paraténique, un rongeur, est possible. Des kystes se forment alors dans les nœuds lymphatiques du rongeur. Les périodes prépatentes varient selon les espèces, mais demeurent plus courtes avec l'intervention d'un hôte paraténique.

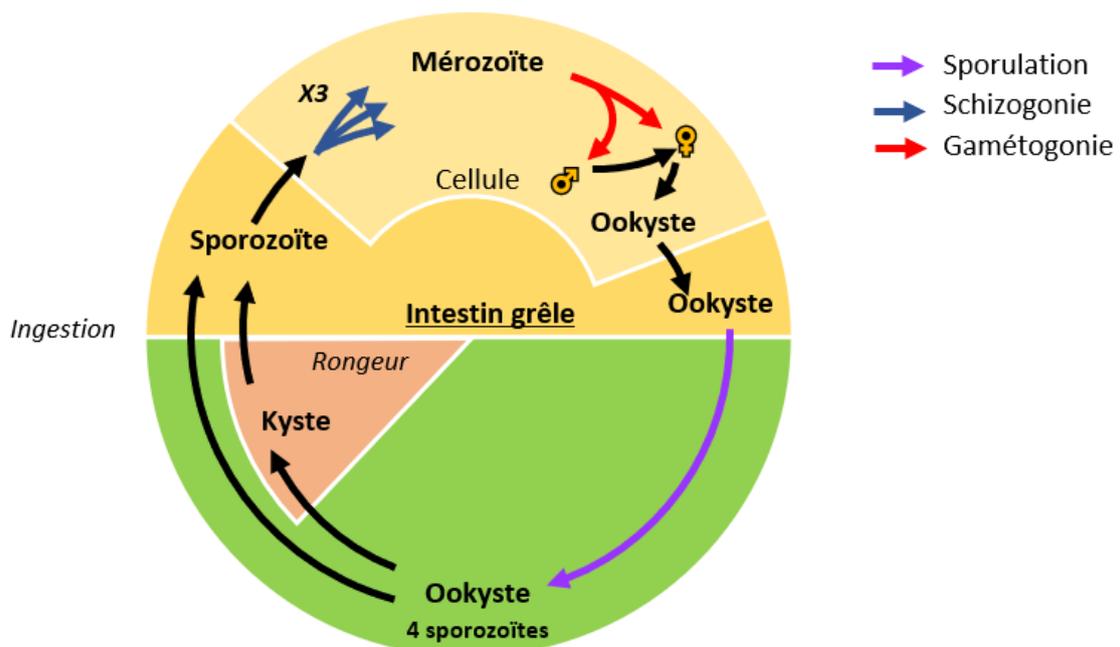


Figure 8 : Cycle évolutif de *Isospora*

b) Cryptosporidies

De récentes études moléculaires ont montré une adaptation poussée des coccidies du genre *Cryptosporidium* à leurs hôtes (mammifères), amenant à une classification en espèces basées sur leurs hôtes et les différences génétiques⁸. Ces espèces ne peuvent pas être distinguées par la morphologie des ookystes ou leurs antigènes, c'est-à-dire par des méthodes de routine.

Les espèces décrites parasitant les carnivores domestiques sont *Cryptosporidium felis* (chat) et *Cryptosporidium canis* (chien). Des transmissions croisées sont possibles mais atypiques : *C. felis* chez l'Homme et les bovins, *C. canis* chez le renard et l'Homme.

(1) Morphologie

La morphologie des cryptosporidies est similaire à celle des autres coccidies. Les ookystes matures sont ovoïdes à sphériques, et mesurent 4,6-5,4µm sur 3,8-4,7µm. Ils contiennent un reliquat ookystal et 4 sporozoïtes vermiformes peu visibles.

(2) Cycle biologique

Le cycle est similaire à celui des autres coccidies. Les différences majeures sont la position intracellulaire mais extra-cytoplasmique des cryptosporidies, dans les entérocytes des villosités intestinales, ainsi que le nombre de cycles de schizogonies (seulement 2 cycles, aboutissant à entre 4 et 8 mérozoïtes) et à la sporulation des ookystes au sein des cellules. Les ookystes ainsi formés sont libérés dans la lumière déjà sporulés. Certains ont une paroi mince, et vont éclore directement dans l'intestin, permettant un nouveau cycle complet dans le même hôte.

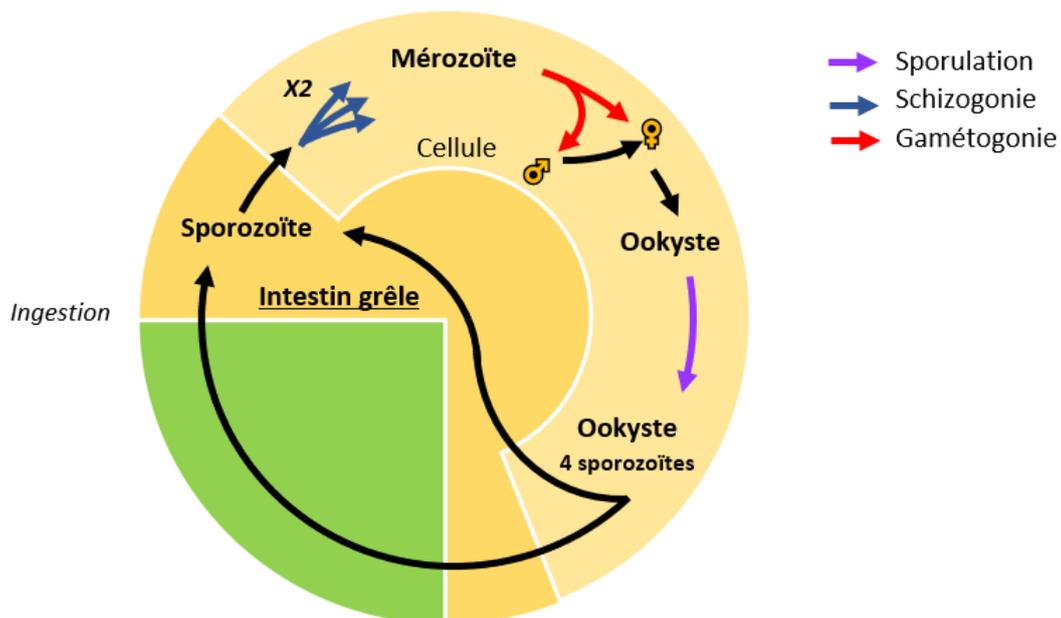


Figure 9 : Cycle évolutif des cryptosporidies

c) *Giardia duodenalis*

Giardia duodenalis est un protozoaire flagellé parasite de l'intestin grêle de nombreux mammifères. Il appartient à la famille des Hexamitidae. A l'instar de *Cryptosporidium*, les données phylogénétiques suggèrent que *Giardia duodenalis* serait un assemblage de plusieurs espèces hôte-spécifiques.

(1) Morphologie

Le protozoaire est présent sous 2 formes : trophozoïte et kyste.

Le trophozoïte a un corps pyriforme et symétrique, et mesure 12-15µm sur 5-9µm. La face dorsale est convexe, et la face ventrale comporte un disque. En région médiane se localisent 4 paires de flagelles et une paire de corps sombres

Les kystes sont ovoïdes et mesurent 8-12 µm sur 7-10 µm. Ils contiennent 2 nuclei ainsi que plusieurs autres éléments, correspondant à 2 trophozoïtes incomplets.

(2) Cycle biologique

Le cycle est très simple. L'hôte s'infeste par ingestion de kystes (résistants dans le milieu extérieur). Les enzymes digestives lysent le kyste, et les 2 trophozoïtes sont libérés dans la lumière duodénale. Ils se multiplient par division binaire longitudinale. Certains des trophozoïtes s'enkystent et passent dans les fèces.

d) *Tritrichomonas foetus*

Tritrichomonas foetus est un protozoaire flagellé parasite du tractus urogénital des bovins et de l'intestin des chats. Les 2 populations de parasites ne peuvent être distinguées morphologiquement mais possèdent quelques différences génétiques susceptibles de jouer un rôle dans l'adaptation à l'hôte⁹.

(1) Morphologie

T.foetus ne possède qu'un stade de trophozoïte, même si un stade de pseudo-kyste est parfois décrit expérimentalement. Le trophozoïte est fusiforme à piriforme, avec une extrémité antérieure arrondie et une extrémité postérieure pointue, et mesure 10-25 µm sur 3-15 µm. Il présente 3 flagelles antérieurs et 1 flagelle postérieur libre prolongeant une membrane ondulante qui s'étend sur toute la longueur du parasite. Un axostyle proéminent est aussi observable.

(2) Cycle biologique

Le parasite étant peu résistant au milieu extérieur, la transmission est principalement directe, par voie oro-fécale (partage de litière, sol souillé en collectivité) ou par toilettage réciproque. Une fois dans la lumière du caecum ou du colon, les trophozoïtes se multiplient par fission binaire longitudinale.

C. Les principaux parasites respiratoires des carnivores domestiques

1. Strongles respiratoires

Les strongles respiratoires sont les nématodes Strongylida de la superfamille des Metastrongyloidea parasitant l'appareil respiratoire (Trachée, bronches, alvéoles) ou les vaisseaux pulmonaires des carnivores domestiques

a) Les filaroididés

La famille des Filaroididae rassemble les genres *Oslerus* et *Filaroides*. L'espèce majeure d'importance vétérinaire en Europe est *Oslerus osleri*, parasite spécifique du chien, et dans un moindre degré *Filaroides hirathi*, parasite du chien et d'autres carnivores sauvages. *O. osleri* est un parasite de la bifurcation trachéo-bronchique alors que *F.hirathi* est localisé dans le parenchyme pulmonaire¹⁰.

(1) Morphologie

Oslerus osleri est un ver pâle et mince. Les mâles mesurent 5 mm et les femelles 9 à 15mm. Le mâle possède une queue arrondie, portant quelques papilles et spicules courtes en forme de sabres. La larve L1 rhabditoïde possède un appareil valvulaire et un œsophage, et une queue incurvée en S.

Filaroides hirathi est un vers de plus petite taille. Les adultes sont grisâtres, en forme de cheveux, et mesurent de 5 à 10mm. La larve L1 possède une queue présentant une encoche et un bout en forme de lance.

(2) Cycle biologique

Les deux parasites ont un cycle évolutif similaire, de type direct (pas d'étape nécessaire dans le milieu extérieur). Le cycle d'*Oslerus osleri* est le suivant :

- Phase exogène : Les larves L1 sont émises dans les fèces ou la salive. L'infestation se fait par ingestion. Une voie majeure de transmission du parasite est le léchage des chiots par leur mère, celle-ci déposant des larves L1 sur le pelage des chiots qui les ingéreront ensuite.
- Phase endogène : Les larves L1 évoluent au stade L2 dans l'intestin grêle, puis migrent dans les alvéoles et bronches via les circulations lymphatiques et sanguines. Le stade L5 s'y forme, puis se déplace jusque dans la bifurcation trachéo-bronchique. Les adultes se localisent dans des nodules (dans la muqueuse). La femelle est ovovivipare. Les larves L1 remonte la trachée jusqu'à la cavité buccale sont dégluties et émises dans les fèces via le tube digestif.

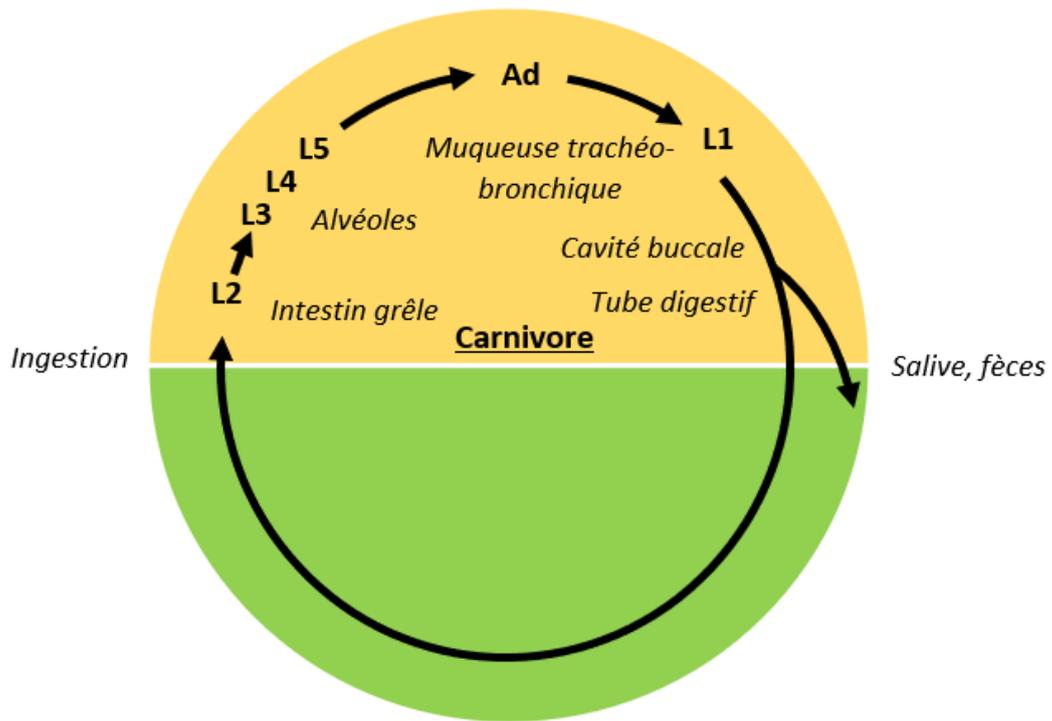


Figure 10 : Cycle de *Oslerus osleri*

F. hirthei se distingue par une localisation des adultes, et des nodules associés, dans le parenchyme pulmonaire. Les périodes prépatentes sont de 10-18 semaines pour *O. osleri*, 5 semaines pour *F. hirthei*.

b) *Crenosoma*

L'espèce d'importance vétérinaire est *Crenosoma vulpis*, parasite des renards et des chiens.

(1) Morphologie

Les adultes sont des vers minces blanchâtres présentant des annelures en partie antérieure. Les mâles mesurent 3,5 à 8 mm et possèdent une bourse copulatrice développée associée à une raie dorsale. Les femelles mesurent 12 à 15mm.

Les larves L1 mesurent 300 µm et sont incurvées dorsalement.

(2) Cycle biologique

Crenosoma vulpis est un parasite de la trachée, des bronches et des bronchioles présentant un cycle évolutif dixène :

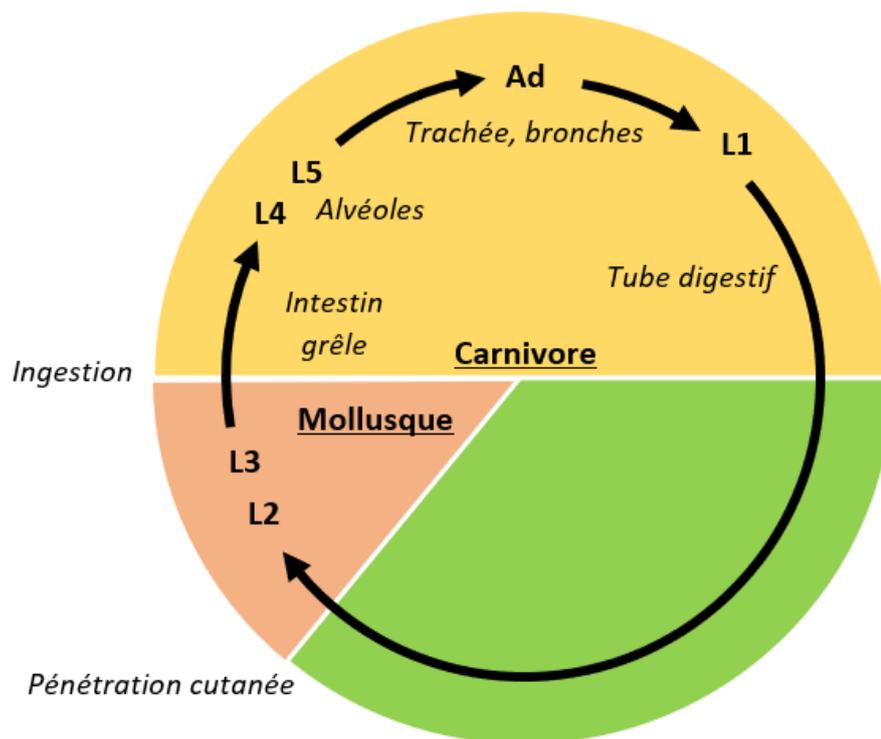


Figure 11 : Cycle évolutif de *Crenosoma vulpis*

- Phase exogène : les larves L1 sont émises dans les fèces.
- Phase endogène : La larve L1 pénètre le pied d'un mollusque (escargot, limace) ou elle évolue en stade L3 infestant en 3 semaines. Après ingestion de l'hôte intermédiaire, la larve L3 est libérée dans l'intestin et migre, via la circulation lymphatique ou sanguine, jusque les poumons. La larve y évolue au stade L5, et migre jusqu'au site de prédilection des adultes. La femelle est ovovivipare, et les larves L1 sont dégluties et émises dans les fèces. La période prépatente est de 19 jours.

c) *Aelurostrongylus*

Aelurostrongylus abstrusus est un strongle respiratoire parasite du chat.

(1) Morphologie

Les adultes sont minces et mesurent de 5 à 10mm sur 50-80 µm de largeur. Les mâles possèdent une bourse copulatrice de petite taille et des lobes indistincts.

Les larves L1 possèdent une queue ondulée en forme de S, et une épine subterminale.

Les œufs mesurent 80 µm sur 70 µm.

(2) Cycle biologique

Le cycle évolutif est similaire à celui de *Crenosoma vulpis*, les adultes étant localisés dans les conduits alvéolaires et les bronchioles terminales, le plus souvent agrégés avec des larves et des œufs. Un hôte paraténique (rongeur, oiseau, amphibien) peut intervenir et ingérer le mollusque. La période prépatente est de 6 semaines, et les adultes restent présent dans l'organisme de l'hôte définitif 4 mois.

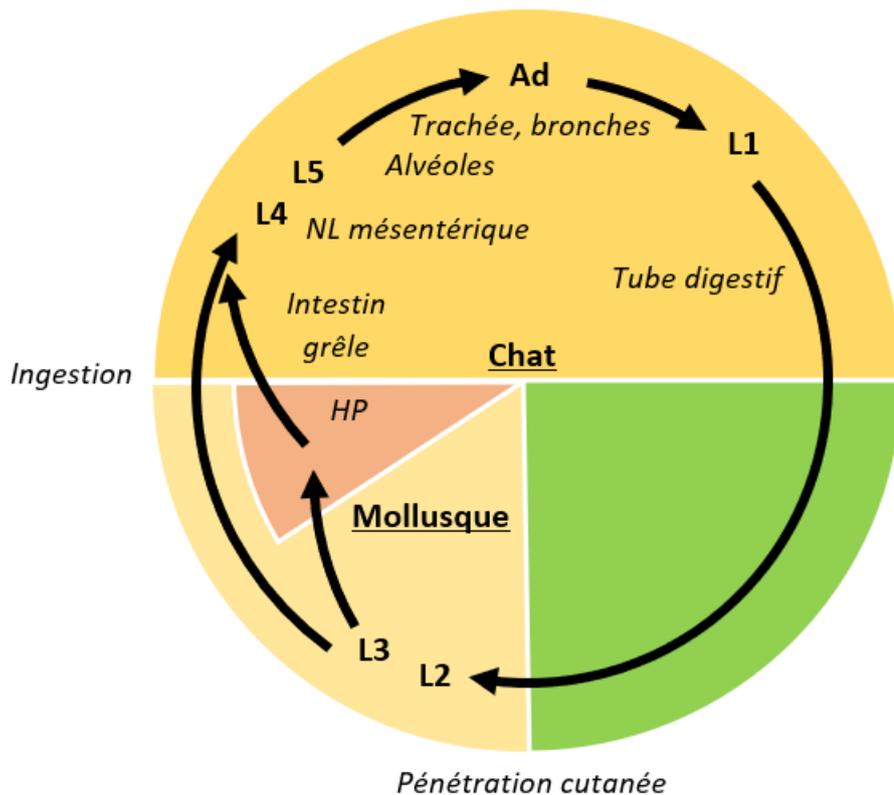


Figure 12 : Cycle évolutif de *Aelurostrongylus abstrusus*

d) *Troglostrongylus brevior*

Troglostrongylus brevior est un parasite des bronches et bronchioles du chat. Ce parasite a longtemps été considéré comme un parasite des félins sauvages uniquement, avant d'être redécrit récemment chez les chats domestiques¹¹.

(1) Morphologie

La morphologie des différents stades est similaire à celle d'*A. abstrusus*. Les adultes mesurent 5 à 13 mm de longueur sur 294-430 µm de largeur¹². Le spicule du mâle est plus long que celui d'*A. abstrusus*. Les œufs et le stade L1 sont quasiment identiques à ceux d'*A. abstrusus*.

(2) Cycle biologique

Le cycle de *T. brevior* est le même que celui d'*A. abstrusus*. La période prépatente est de 4 semaines.

e) *Angiostrongylus*

L'espèce d'importance vétérinaire est *Angiostrongylus vasorum*, parasite du chien, renard et autres canidés.

(1) Morphologie

Le mâle mesure 14 à 18mm et possède une petite bourse copulatrice avec des côtés visibles. La femelle mesure 18 à 25 mm, et possède des ovaires blancs s'enroulant autour du tube digestif rouge, lui donnant une coloration rayée blanche et rouge ("ver mirliton").

La larve L1, strongyloïde, mesure 330 µm de longueur et possède un bouton céphalique et une queue ondulée portant une épine subterminale.

(2) Cycle biologique

L'adulte est localisé dans les artères pulmonaires des canidés. Les œufs sont transportés jusque dans les capillaires et y éclosent. La larve L1 pénètre l'alvéole, et poursuit le cycle. La période prépatente est de 7 semaines, et les adultes restent présents dans l'organisme de l'hôte définitif de nombreuses années.

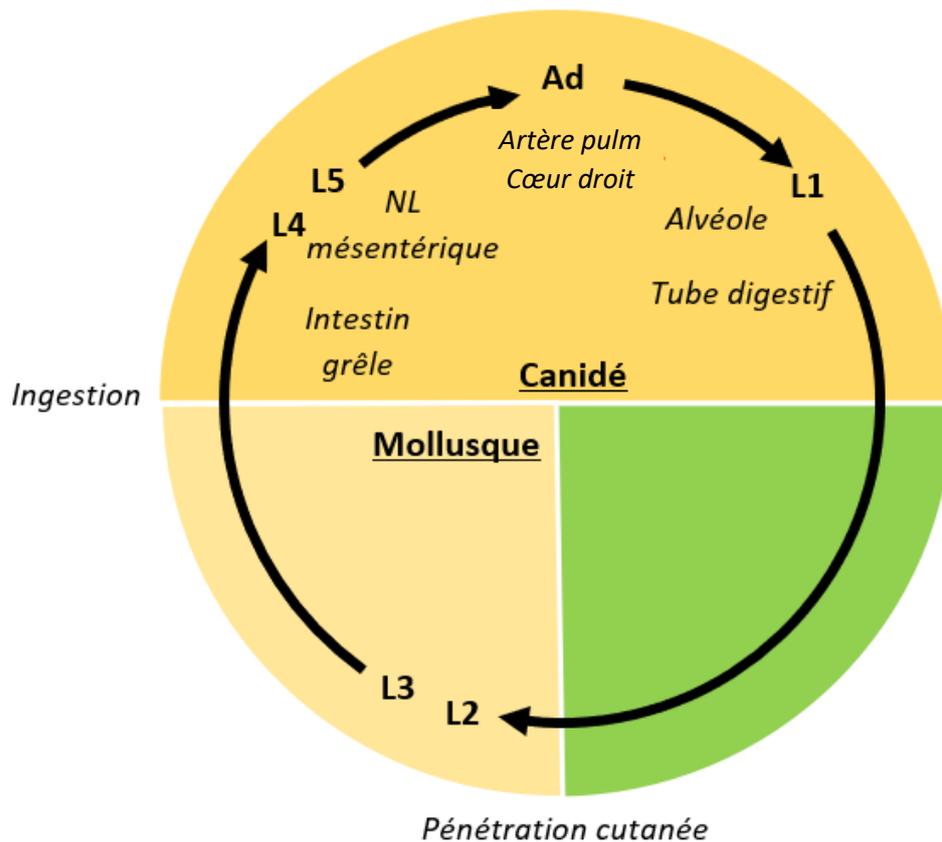


Figure 13 : Cycle évolutif de *Angiostrongylus vasorum*

2. Capillaria

Capillaria aerophila (ou *Eucoleus aerophilus*) est un parasite du renard principalement, mais aussi du chien, chat et Homme, dans les régions tempérées à froides. Une espèce similaire mais moins répandue, *Capillaria boehmi*, est décrite chez le renard et le chien. Elle ne sera pas décrite ici.

a) Morphologie

Les adultes sont des vers filamenteux blanchâtres. Les mâles mesurent 24mm et possèdent un unique spicule long. Les femelles mesurent 32mm et contiennent des œufs.

Les œufs sont allongés, incolores, et possèdent 2 bouchons polaires aplatis et une coque épaisse striée. Ils mesurent 59-80 µm sur 30-40 µm.

b) Cycle biologique

Capillaria aerophila est un parasite de la trachée et des bronches.

- Phase exogène : Les œufs sont émis dans les fèces contenant 1 seule cellule, et deviennent infestants (larvés L3) après 5 à 6 semaines passés dans le milieu extérieur.
- Phase endogène : Les œufs larvés sont ingérés par l'hôte définitif, et vont éclore dans l'intestin grêle. Les larves L3 migrent ensuite jusqu'aux artères pulmonaires via la circulation lymphatique, le cœur droit et la circulation sanguine. Elles envahissent ensuite la muqueuse respiratoire et évoluent en stade adulte. La période prépatente est de 6 semaines. Un hôte paraténique, le lombric, peut ingérer les œufs larvés L3.

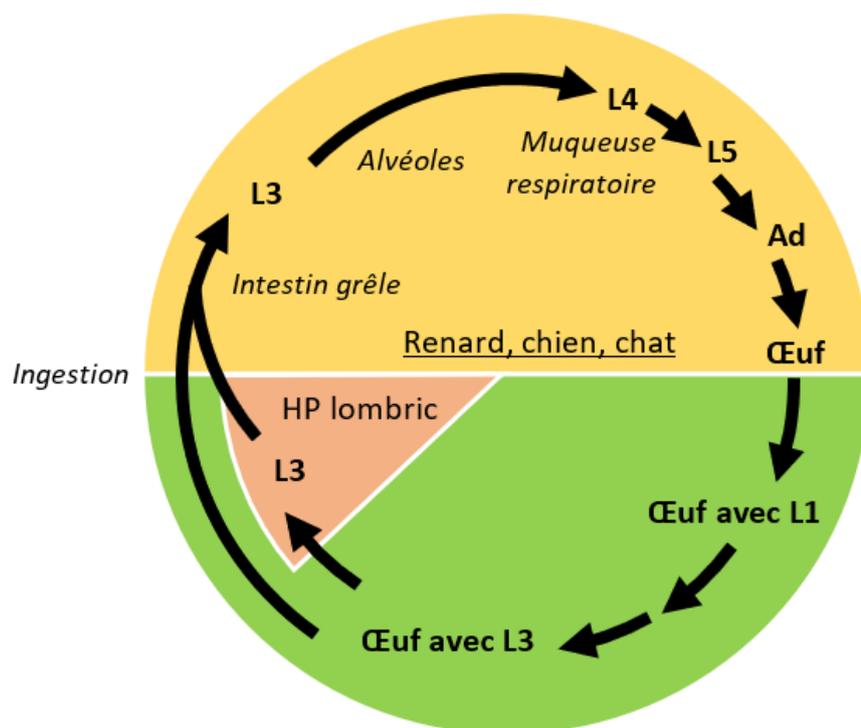


Figure 14 : Cycle évolutif de *Capillaria aerophila*

3. *Dirofilaria*

Dirofilaria immitis est l'agent d'une parasitose vectorielle cardio-pulmonaire du chien et d'autres canidés.

a) Morphologie

Les adultes possèdent un corps allongé grisâtre possédant une extrémité antérieure simple. Les mâles mesurent 12 à 18 cm, et présentent une extrémité postérieure simple mais vrillée. Les femelles mesurent 25 à 30 cm.

Les microfilaries émises par les femelles mesurent 307-332 μm sur 6,8 μm , et ont une extrémité antérieure effilée.

b) Cycle biologique

Dirofilaria immitis réalise un cycle direct, faisant appel aux moustiques des genres *Aedes*, *Anopheles* et *Culex*.

Les vers adultes sont localisés dans le ventricule droit et l'artère pulmonaire, se nourrissant de plasma et pouvant vivre 3-4 ans. La femelle pond des microfilaries L1 dans le flot sanguin. L'évolution jusqu'au stade L3 a lieu après 2 semaines passés dans le corps d'un moustique s'étant infesté au cours d'un repas. Les larves L3 restent localisées dans la région buccale du moustique, le labium, et infestent l'hôte définitif au cours d'un nouveau repas du vecteur. La larve L3 migre jusqu'au tissu sous cutané et musculaire, et y évolue au stade L5 en 2 mois. La larve L5 migre ensuite via le réseau veineux jusqu'au cœur. La période prépatente est d'environ 40 jours.

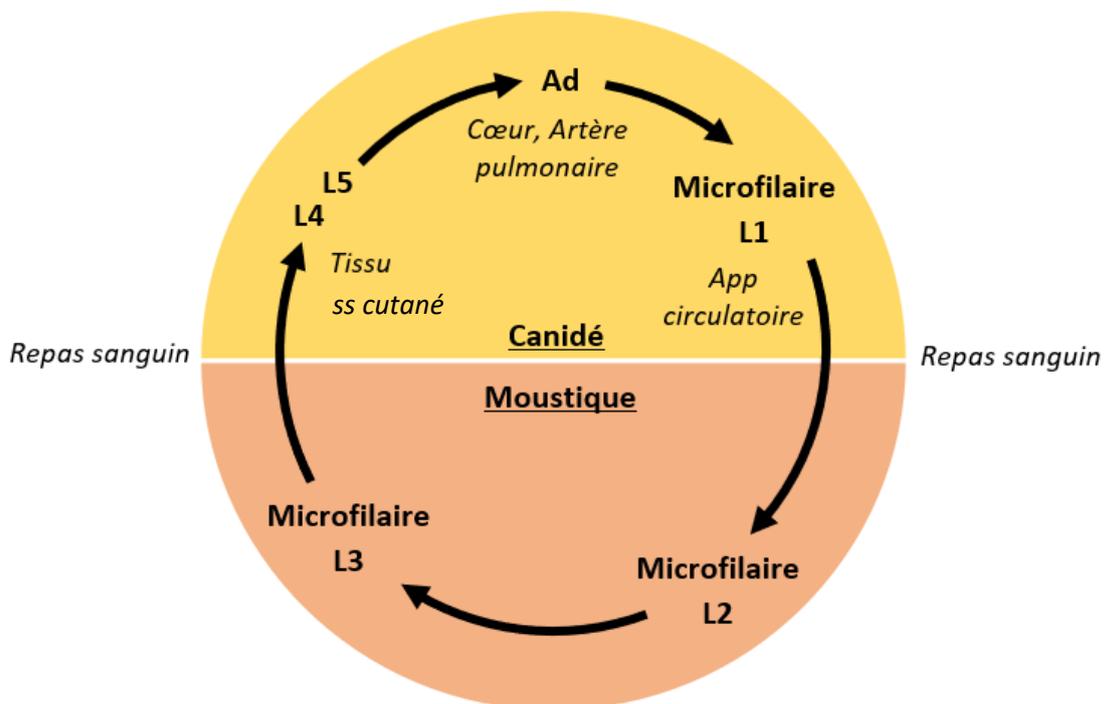


Figure 15 : Cycle évolutif de *Capillaria immitis*

II. Aspects cliniques des principales parasitoses

Les signes cliniques associés aux différentes parasitoses dépendent surtout de la localisation des adultes et des migrations des différents stades de vie, ainsi que la quantité de parasites et leur action spécifique.

L'importance accordée aux différents parasites peut être due aux aspects cliniques de la maladie chez les carnivores domestiques, mais aussi à leur caractère zoonotique (avéré ou encore sujet à recherche).

A. Les parasitoses digestives

1. Les parasitoses localisées à l'œsophage et l'estomac

Il s'agit principalement de la spirocercose canine à *Spirocerca lupi*, et la spirurose féline à *Spirura rytipleurites*.

Les signes digestifs sont dus à la localisation des adultes et aux migrations des stades larvaires. Ils consistent principalement en vomissements - régurgitations, dysphagie - anorexie, hypersalivation.^{4 13} Une atteinte vasculaire est aussi possible, avec une altération des parois de l'aorte amenant à un méléna et une anémie chronique.

Les signes généraux, découlant principalement des signes digestifs, sont un amaigrissement chronique et une anémie.

Des signes respiratoires (toux, dyspnée) et nerveux (paraplégie, douleur) apparaissent parfois, et sont dus à des localisation erratiques possibles des larves. Des complications peuvent aussi avoir lieu, surtout en zone endémique, avec une rupture aortique, un obstruction ou une rupture de l'œsophage et une transformation néoplasique en fibrosarcome des nodules¹⁴

Le premier motif d'appel est en général la présence de vomissements, régurgitations, et l'amaigrissement chronique pour *S. lupi*¹³.

La spirurose féline est plus souvent asymptomatique.

2. Les parasitoses de l'intestin grêle

La majorité des parasites digestifs précédemment présentés ont leur stade adulte localisé dans l'intestin grêle.

a) Les nématodoses

(1) Les ankylostomatidoses

L'importance clinique des ankylostomatidoses repose principalement sur l'anémie provoquée par la présence des adultes, en particulier *Ankylostoma caninum*. Des signes digestifs sont aussi associés à la présence des adultes, en particulier des diarrhées légères à profuses, et du méléna.

Les migrations des différents stades larvaires sont responsables de signes cutanés (papules croûteuses inflammatoire fortement prurigineuses) et respiratoires (toux, signes de pneumonie).

Quatre formes de la maladie existent :

- La forme suraiguë, chez les jeunes chiots, résulte de l'infestation néo-natale par voie lactée. L'état clinique des chiots se détériore la 2^{ème} semaine de vie avec des signes digestifs et une anémie sévères. Le diagnostic coproscopique est impossible avant le 6^{ème} jour d'évolution de la maladie. Le pronostic est réservé à court terme, avec ou sans traitement.
- La forme aiguë peut toucher les chiots plus âgés et les chiens adultes.
- La forme chronique compensée, sans signe clinique ou caractérisée par un état maigre, est fréquente chez les adultes.
- Enfin la forme chronique classique se caractérise par une anémie sévère chez un chien maigre à cachectique, associée aux autres signes précédemment décrits.

Enfin, l'ankylostomatidose est une zoonose, pouvant provoquer de façon sporadique des larva migrans cutanées à *A. caninum* et (plus rarement *U. stenocephala*) et des folliculites ou une entérite éosinophilique parasitaire (*A. caninum*)^{2 15}.

(2) Les ascaridoses

L'importance clinique des ascaridoses est surtout liée à la présence physique des adultes.

Les signes cliniques pouvant être présents sont respiratoires (toux, dyspnée, jetage moussieux), digestifs (ballonnement abdominal, phases intermittentes de diarrhée et de constipation, vomissements, présence de vers adultes dans les fèces ou les vomissements) et généraux (maigreur, retard de croissance, dysorexie intermittente...).

La toxocarose canine à *T. canis* peut être de différentes formes :

- Lors d'infestations massives, prénatales ou néo-natales, le chiot montre les signes digestifs et respiratoires, et meurt après quelques jours suite à des complications d'obstruction ou de rupture intestinales.
- Lors d'infestation modérée, chez les chiots plus âgés (moins de 6 mois à moins d'1an chez les individus immunodéprimés) ou les femelles post-partum, les signes digestifs sont les seuls visibles (particulièrement les ballonnements abdominaux) associés à un retard de croissance.

La toxocarose féline à *T. cati* est de moindre gravité, et a lieu chez les jeunes chats (moins de 1 an). Les signes digestifs décrits sont les seuls présents.

L'ascaridose à *T. leonina* arrive chez les carnivores de plus de 2 mois et généralement adultes (pas de transmission prénatale ou lactée), parfois associée à *T. cati* ou *T. canis*. Elle se manifeste par des ballonnements abdominaux, diarrhée et retard de croissance.

(3) Les strongyloïdoses

Les signes cliniques sont surtout liés à la présence des adultes dans le duodénum et jéjunum proximal, provoquant une diarrhée aigue, souvent associée à une anémie et état fébrile. Des signes respiratoires (toux, dyspnée) peuvent apparaître.

Différentes formes de la maladie existent, en fonction de la quantité infestante et la sensibilité de l'hôte :

- Chez les très jeunes chiots, en cas d'infestation massive (possible juste après la naissance), le pronostic est réservé à court terme suite à des lésions pulmonaires et une entérite sévère
- Chez les chiots plus âgés et les animaux immunodéprimés, le cadre clinique décrit précédemment est observé. La dissémination de la strongyloïdose est rare, mais pourrait être consécutive à l'administration de corticoïdes ².
- En général, la parasitose reste asymptomatique.

Enfin, une souche de *Strongyloides stercoralis* est adaptée à l'Homme et est agent zoonotique. Chez l'Homme, l'infection est chronique, et peut persister plusieurs années par auto-infections successives (une hyper-infection avec dissémination est possible chez les personnes immunodéprimées). La strongyloïdose humaine se manifeste surtout par un syndrome chronique intestinal (diarrhées intermittentes, douleurs abdominales...).

b) Les cestodoses

Les cestodoses intestinales sont généralement bien supportées par les carnivores domestiques, restant asymptomatiques ou se manifestant par des signes discrets généraux ou locaux.

Les parasites adultes sont responsables d'une spoliation modérée. Chez des animaux sous-alimentés ou jeunes, un état de maigreur peut être observé.

En général, les signes locaux sont les seuls observés. Il s'agit principalement d'éléments éliminés dans les selles, parfois associés à une diarrhée sporadique légère, et un appétit irrégulier. L'élimination des segments ovigère peut aussi être associée à un engorgement des glandes anales, d'où la présence fréquente d'un prurit anal.

L'importance accordée à ces parasites est due à leurs conséquences pour les autres espèces animales ou au caractère zoonotique, et leur large répartition au niveau mondial. La dipylidiose humaine reste asymptomatique. L'échinococcose hydatique, due au développement de kystes hydatiques contenant les larves de *Echinococcus granulosus*, se manifeste par des signes d'atteinte hépatique ou pulmonaire, et nécessitent une intervention chirurgicale. L'échinococcose alvéolaire, due à la larve d'*Echinococcus multilocularis*, est plus rare mais de pronostic plus réservé.

c) Les protozooses

(1) Les isosporoses

Cette coccidiose est responsable de diarrhées aqueuses à hémorragiques avec ou sans répercussion sur l'état général, en particulier chez les jeunes animaux. Toutefois le portage asymptomatique est très commun.

Par le passé, des doutes ont été émis sur la pathogénicité propre de ce parasite, attribuant les signes cliniques observés à des surinfections bactériennes, co-infestations parasitaires ou un état immunodéprimé^{1,16}, mais des expérimentations d'induction de coccidiose en laboratoire avec analyses histopathologiques chez de jeunes chiens ont mis en évidence des lésions et des signes cliniques associés directement imputables au parasite¹⁶⁻¹⁸.

La présence des différents stades d'*Isospora* dans l'épithélium intestinal provoque une réaction inflammatoire locale, une atrophie des villosités et un défaut d'absorption. Il en résulte une diarrhée légère à sévère, hémorragique ou pas, en général associée à un retard de croissance ou un amaigrissement. La maladie peut être mortelle en cas d'infestation massive chez des individus très jeunes ou immunodéprimés. Chez le chien, *I. canis* est la coccidie la plus pathogène et prolifique, responsable d'une excrétion intense et longue. Chez le chat *I. felis* est plus pathogène, alors qu'*I. rivolta* ne déclenche généralement une coccidiose clinique que chez les nouveau-nés².

(2) Les cryptosporidioses

L'importance clinique de la cryptosporidiose chez les carnivores domestiques est très limitée. *Cryptosporidium* est rarement détecté. L'infestation est généralement asymptomatique, excepté chez des individus très jeunes ou immunodéprimés chez lesquels une diarrhée peut être observée, régressant spontanément. Néanmoins, des cas présentant une répercussion sur l'état général et nécessitant un traitement ont été décrits⁸.

Les lésions sont localisées notamment dans l'iléon, et consistent en une destruction des cellules épithéliales des sommets des villosités, et leur remplacement par des cellules cuboïdes.

L'importance accordée à ce parasite est principalement liée à l'existence de cryptosporidiose humaine (montrée dans les années 80) et chez de nombreux autres mammifères, à une époque où la seule espèce découverte était *Cryptosporidium parvum*¹⁹. Comme mentionnée précédemment, l'existence de plusieurs espèces hôte-spécifiques a maintenant été démontrée grâce à des analyses génétiques²⁰. *C.canis* infeste les chiens, *C.felis* les chats, *C.hominis* l'Homme et *C.parvum* l'Homme ainsi que les ruminants.

La cryptosporidiose humaine n'est pas limitée aux individus jeunes et immunodéprimés. Chez des individus en bonne santé, elle peut se manifester par une diarrhée aqueuse associée à des douleurs abdominales et des vomissements, d'évolution aiguë et de régression en général spontanée après 2 semaines. Chez des individus immunodéprimés, en particulier les malades du SIDA ou les enfants souffrant de malnutrition, l'affection peut devenir chronique et mener à une malabsorption et la mort.

La spécificité d'hôte n'est en outre pas totale : *C. canis* et *C. felis* ont été détectés chez l'Homme, en particulier en cas d'immunodépression, et peuvent avoir un caractère zoonotique. Toutefois, ces transmissions sont rares²⁰.

(3) La giardiose

La giardiose peut se manifester sous diverses formes chez les carnivores domestiques : la forme chronique est la plus répandue, caractérisée par une diarrhée modérée mucoïde, des douleurs abdominales et un amaigrissement progressif. La forme aiguë est plus rare, et se caractérise par une diarrhée aqueuse d'apparition brutale avec répercussion sur l'état général. Enfin le portage asymptomatique est très répandu.

Les signes sont principalement dus à une atrophie des villosités intestinales et une infiltration lymphocytaire massive locale provoquant un syndrome de malabsorption.

L'Homme peut aussi être infesté par *G. duodenalis*, en particulier les enfants et les individus immunodéprimés. La giardiose se caractérise par une diarrhée aqueuse chronique ou demeure asymptomatique.

Toutefois, à l'instar de *Cryptosporidium*, le caractère zoonotique n'est pas total. Des études génétiques montrent que l'espèce *G.duodenalis* est composée de populations hôtes-spécifiques^{8,19,20}. Les assemblages C et D sont spécifiques du chien, l'assemblage F du chat. Les assemblages A (sous assemblage A2) et B sont présents chez l'Homme, mais sont aussi décrits chez le chien et le chat. L'assemblage A1 serait uniquement anthroponotique. Les transmissions croisées sont assez rares. D'autre part, un rôle protecteur contre la diarrhée infantile de l'infestation à *Giardia* a été envisagée, dans les pays en voie de développement, par certains auteurs²¹

3. Les parasitoses du gros intestin

a) La trichurose

La forme la plus répandue de la trichurose, en cas d'infestation modérée du chien et du renard, est asymptomatique ou s'accompagne d'une baisse légère de l'état général.

La trichurose typique est due à une infestation massive, des signes digestifs sont alors observés : épisodes de diarrhée mucoïde à hémorragique et de constipation, douleur abdominale et parfois des vomissements. Ses signes s'accompagnent d'une anémie (parfois associée à d'autres modifications sanguines) et évoluent vers un amaigrissement et une déshydratation sévère. La maladie peut être d'apparition progressive. Des complications d'intussusception sont décrites.

Ces signes sont dus à une colo-typhlite catarrhales à hémorragiques et au caractère hématophage du parasite.

Trichuris vulpis n'est pas responsable de zoonose, toutefois quelques cas d'infestation humaine par cet agent ou de larva-migrans ont été décrite dans certaines régions chez des enfants ou des populations isolées²². En outre, la trichurose humaine existe, due au parasite *Trichuris trichiura*.

Enfin la trichurose féline, due à *T.campanula* et *T.serrata* en Amérique du sud et en Amérique du sud, se caractérisent par des signes semblables à la trichurose canine⁶

b) La trichomonose

La forme la plus répandue de la trichomonose est asymptomatique ou sub-clinique avec une diarrhée chronique ou intermittente s'accompagnant de ténésme et de flatulences. Une atteinte de l'état général avec un abattement, vomissements, anorexie ou amaigrissement est parfois notée.

B. Les parasitoses respiratoires

1. Les strongyloses respiratoires

Les signes cliniques de ces parasitoses sont similaires, mais varient selon la pathogénie du parasite responsable et la localisation du stade adulte.

Les agents responsables de strongyloses respiratoires des carnivores domestiques sont *Oslerus osleri*, *Filaroides hirthi* et *Crenosoma vulpis* chez le chien d'une part, *Aelurostrongylus abstrusus* et *Troglostrongylus brevior* d'autre part chez le chat. Les adultes *F. hirthi* et *A. abstrusus* sont localisés dans le parenchyme pulmonaire (alvéoles et bronchioles), les adultes *C. vulpis*, *O. osleri* et *T. brevior* en région trachéo-bronchique.

L'oslerose est la principale strongylose respiratoire observée chez le chien, et se manifeste par une toux sèche chronique, souvent quinteuse et aggravée après un effort, des sifflements respiratoires et parfois une dyspnée^{1,5,10}. Ces signes sont dus à la présence de nodules trachéo-bronchiques contenant les adultes. Dans les cas les plus graves, un amaigrissement évoluant vers la mort est possible. Les formes cliniques sont principalement observées chez les chiots, les chiens de travail et les petites races (trachée de petite taille). Les formes asymptomatiques et subcliniques sont assez répandues.

La crenosomose canine se manifeste en cas d'infestation massive par une toux chronique associée à une trachéobronchite (irritation mécanique de la muqueuse)⁵. Le portage asymptomatique est répandu.

La filarioïdose canine à *F. hirthi* est rarement symptomatique¹. La forme clinique, en cas d'infestation sévère, se manifeste par une dyspnée. Des cas d'hyperinfestation ont été décrits chez des individus immunodéprimés ou jeunes et de races naines, qui présentaient alors une atteinte de l'état général associée à une dyspnée sévère, une toux et une cyanose des muqueuses à évolution parfois fatale^{10,23,24}. Les lésions associées sont de nombreux nodules gris granulomateux dans le parenchyme pulmonaire, coalescents en cas d'hyperinfestation.

L'aélurostrongylose féline est souvent asymptomatique ou sub-clinique, se manifestant alors par une toux légère. La forme clinique est caractérisée par des étternuements, une toux productive et une dyspnée légère s'aggravant avec l'exercice, associés à un amaigrissement et une fièvre. Elle est principalement observée chez les chatons ou les chats d'extérieur²⁵. Ces signes sont consécutifs à la bronchite diffuse et l'inflammation chronique du parenchyme pulmonaire (infiltrat éosinophilique) due à l'accumulation des œufs et la présence des adultes. Philbey et al. (2014)²⁶ décrit l'apparition de signes digestifs dus à une entérite associée à l'envahissement massif de la muqueuse de l'intestin grêle par des stades L1.

La troglostrongylose féline est généralement décrite comme étant plus sévère que l'aélurostrongylose, en particulier chez les chatons, de par la plus grande taille du stade adulte et sa position dans les voies respiratoires hautes. Les cas de détresse respiratoire avec évolution fatale sont plus fréquents. Des cas d'infestation asymptomatique sont tout de même fréquemment décrits²⁷.

2. *La capillariose*

La capillariose canine, due à *Capillaria aerophila*, est généralement asymptomatique. En cas d'infestation modérée à sévère, elle se traduit par une trachéo-bronchite chronique provoquant une toux, et dans de rares cas un amaigrissement¹⁰. Le chat peut aussi héberger ce parasite, mais demeure moins réceptif

C.aerophila possède un caractère zoonotique, et est responsable en de rares cas d'une capillariose humaine. Cette maladie se manifeste par des éternuements avec un expectorât mucoïde ou teinté de sang, une fièvre et une dyspnée²⁸.

Il est à noter qu'une capillariose nasale canine due à *C. boehmi* existe chez le chien. Elle est moins décrite, mais se manifeste par des éternuements, un prurit nasal et un jetage séreux à purulent²⁹.

3. *L'angiostrongylose*

L'angiostrongylose, due à *Angiostrongylus vasorum*, touche le chien et d'autres canidés. Les signes cliniques sont principalement dus à la pneumonie vermineuse induite par le stade L1 et à la présence physique des adultes dans les artères pulmonaires, causant des modifications sanguines ainsi que des artérites et thromboses pulmonaires³⁰.

Cette maladie évolue généralement sous sa forme chronique, se manifestant par une intolérance à l'effort, une toux et une dyspnée. L'auscultation pulmonaire peut être anormale et montrer des craquements. Après quelques mois d'évolution, en cas d'infestation sévère et durable, une insuffisance cardiaque droite associée à une hypertension pulmonaire peut apparaître³¹. Un souffle cardiaque systolique est alors audible à droite, en raison de régurgitation tricuspide³².

Des coagulopathies, dont l'exacte pathophysiologie n'est pas connue, sont fréquemment décrites. Une coagulation intravasculaire disséminée associée à une thrombocytopénie et un temps de prothrombine augmenté ³⁰ peuvent provoquer des pétéchies, hémorragies sclérales, hématomes et plus rarement des héméo-abdomens ou héméothorax.

Enfin, d'autres signes moins spécifiques sont observables : une atteinte de l'état général (anorexie, amaigrissement, apathie), des signes digestifs (vomissements, diarrhée) et des signes nerveux (convulsion, ataxie...).

Le portage asymptomatique est fréquent. Une forme aiguë rare, chez les jeunes chiens, est possible et se manifeste par une dyspnée et une toux productive sévère parfois hémorragique.

Le pronostic est toutefois négatif en l'absence de traitement.

4. La dirofilariose

Dirofilaria immitis est un parasite du chien et des canidés, et dans une moindre mesure d'autres carnivores (le chat inclus). L'Homme peut être atteint.

Chez le chien, les principaux signes cliniques, cardio-respiratoires, sont dus à la présence physique des filaires adultes dans les artères pulmonaires. Ils constituent un obstacle au flux sanguin amenant à une hypertension pulmonaire et une insuffisance cardiaque droite, et provoquent une endo-artérite pulmonaire proliférative et des embolies pulmonaires. Des signes liés à la circulation sanguine de microfilaires sont aussi observables (réactions inflammatoires localisées au niveau cutané, rénal, oculaire...) ^{1,5}.

La maladie n'est symptomatique qu'en cas d'infestation massive ou d'infestations multiples répétées permettant une accumulation des parasites. Les signes apparaissent progressivement, et la maladie évolue en général sur plusieurs années ³³ : dans un 1^{er} temps, le chien présente uniquement une fatigabilité à l'effort, puis une toux sèche associée à une dyspnée après l'exercice et une intolérance à l'effort. Enfin, l'animal va présenter une tachycardie, une dyspnée et une toux chronique en permanence. L'évolution peut ensuite être fatale avec une atteinte de l'état général et une détresse respiratoire s'empirant.

Le syndrome cave est une complication possible, avec une masse de vers se logeant dans la veine cave caudale et provoquant une hémolyse majeure par troubles hémodynamique.

Chez le chat, *Dirofilaria* est présent préférentiellement dans les artères pulmonaires terminales et dans des localisations ectopiques. La dirofilariose féline se manifeste plus communément par une pneumonie diffuse (dyspnée, intolérance à l'effort), et parfois par une uvéite ou des nodules sous-cutanés.

Enfin la dirofilariose est une zoonose, mais l'Homme constitue un cul de sac épidémiologique. La survie d'une larve après la piqure du moustique est rare, la majorité des L3 mourant dans le tissu sous-cutané. Le parasite parvient parfois à progresser jusqu'au poumon, et s'y enkyster. La maladie est en général asymptomatique (découverte fortuite), mais peut se manifester par une hémoptysie, toux, douleur thoracique et fièvre ³⁴.

III. Données épidémiologiques : prévalence et facteurs de risques

De nombreuses études épidémiologiques ont été réalisées de par le monde, s'appuyant selon les cas sur des coprologies, des autopsies et sur des tests sanguins, au cours des cinquante dernières années principalement.

Le parasitisme est étroitement lié aux caractéristiques et aux facteurs de vie de l'hôte. Le chien est sans doute l'espèce animale présentant la plus grande diversité morphologique et génétique. De nombreuses races de chiens et chats existent. De plus, ils sont présents quasiment sur tous les continents, sont soumis à tous les climats et sont rencontrés dans tout type d'habitat. Leurs modes de vie, en particulier concernant le chien, peuvent être très différents : animal de compagnie, errant, berger, chasseur, chenil... Les prévalences seront donc difficilement comparables ou extrapolables, du fait de l'effet d'échantillonnage.

Les résultats des enquêtes de prévalence seront donc à analyser avec précaution, en fonction des caractéristiques intrinsèques (espèce, âge, race, sexe) et extrinsèques (localisation, climat, mode de vie, traitements administrés...) des populations hôtes étudiées. S'ajoute à cela la diversité des techniques diagnostiques, de sensibilités variables, utilisées au cours du temps et selon le laboratoire.

Il est aussi à noter l'importance du changement climatique³⁵ et de l'augmentation des flux humains et animaux dans un contexte mondialisé³⁶, susceptibles de modifier la répartition de populations hôtes ou les caractéristiques du climat.

Nous nous intéressons donc principalement aux études sur le continent européen les plus récentes, sauf lorsque le recours à d'autres études s'avère nécessaire.

A. Les parasites les plus répandus

Les prévalences parasitaires sont multifactorielles, comme précisé précédemment. Malgré cela, certains parasites apparaissent particulièrement répandus dans les études : *Toxocara spp.*, *Ancylostoma sp.*, *Uncinaria sp* et les protozoaires digestifs (en particulier *Giardia duodenalis* et *Isospora sp.*).

1. Les Ascaridés

a) Prévalences

Toxocara canis est un parasite répandu à l'échelle mondiale, avec un potentiel zoonotique certain et dont l'infestation passe par l'ingestion d'œufs très résistants dans le milieu extérieur ou d'hôte paraténique. Il est donc particulièrement bien documenté : des enquêtes de prévalence chez le chien par coprologies et autopsies, des études de prévalence dans l'environnement (coprologies à partir de fèces dans les rues et bacs à sable, coprologies et autopsies de renards...), des études s'intéressant aux spécificités d'excrétion (coprologie, peignages de fourrures, infestations provoquées en laboratoire...) et enfin des études chez l'Homme.

En France, assez peu d'études de prévalences parasitaires ont été réalisées incluant *T. canis* chez le chien : elles sont rassemblées dans le Tableau 4. Les prévalences varient entre 5.4% et 23%, selon les populations étudiées et l'ancienneté (les valeurs anciennes sont plus élevées). En Europe, les prévalences sont comparables, allant de 4% à 34.8% (Tableau 3). Des valeurs globalement plus élevées sont décrites en Europe centrale et de l'est, comparé à la partie occidentale et du nord (moins de 10%)^{37,38}.

Tableau 3 : Prévalence des ascarides chez le chien en Europe (études coproscopiques depuis 2009)

Pays	Etude	Effectif	Prévalence <i>T. canis</i>	Prévalence <i>T. leonina</i>	Remarque
Grèce	Kostopoulou et al. 2017 ³⁹	879	7.6%	2.7%	-
	Lefkaditis et al. 2009 ⁴⁰	317	10.4%	1.3%	Chasse
Turquie	Oge et al. 2017 ⁴¹	224	9.38%	6.25%	Bergers
	Balkaya et al. 2011 ⁴²	172	20.3%	38.4%	Errants
Pologne	Zajac et al. 2017 ⁴³	95	16.8%	1.1%	Errants
Serbie	Ilic et al. 2017 ⁴⁴	421	16.62%	-	-
	Rogozarski et al. 2012 ⁴⁵	95	12.11%	-	-
		150	70%	-	Errants
Italie	Guardone et al. 2016 ⁴⁶	450	20%	1.8%	Rural-chasse
	Simonato et al. 2015 ⁴⁷	318	9.7%	-	Refuge
	Zanzani et al. 2014 ⁴⁸	253	4.4%	-	Urbain
			15.8%	1.8%	Rural
Riggio et al. 2013 ⁴⁹	239	13%	1.7%	-	
Roumanie	Ursache et al. 2016 ³⁷	155	34.8%	0.6%	-
	Andrei et al. 2012 ⁵⁰	320	21.25%	0.62%	-
	Enachescu et al. 2011 ⁵¹	267	8.2%	1.5%	Errant-berger
	Costin et al. 2011 ⁵²	168	12.5%	-	-
Bulgarie	Radev et al. 2016 ⁵³	80	6.25%	1.1%	Errants
Espagne	Ortuño et al. 2014 ⁵⁴	81	7.4%	2.4%	Refuge
		88	6.8%	2.2%	Chasse
Portugal	Neves et al. 2014 ⁵⁵	368	6.5%	0.5%	Urbain
Allemagne	Becker et al 2012 ⁵⁶	445	4%	1.7%	-
	Barutzki et al. 2011 ³⁸	24677	6.1%	0.6%	-
Suisse	Frey et al 2010 ⁵⁷	92	10%	-	Berger
Pays-bas	Overgaauw et al. 2009 ⁵⁸	92	4.4%	-	
Belgique	Claerebout et al. 2009 ⁵⁹	451	4.4%	0.2%	-
		357	26.3%	2.5%	Chenil

Tableau 4 : Prévalence des ascarides en France chez le chien (études coproscopiques)

Pays	Etude	Effectif	Prévalence <i>T. canis</i>	Prévalence <i>T. leonina</i>	Remarque
France	Caux 2018 ⁶⁰	14	14%	-	Lyon
	Osman et al. 2015 ⁶¹	116	9.5%	-	Lyon
	Loge C. 2001 ⁶²	193	10%	-	Nantes
	Bourdeau P. 2001 ⁶³	782	7,4%	0,38%	4 ENV
	Beugnet et Guillot 2000 ⁶⁴	93	5.4%	-	Maisons-Alfort
	Bricaire et al. 1999 ⁶⁵	110	20%	8,1%	Armée
	Franc et al. 1997 ^{66,67}	420	9.3%	nsp	4 ENV
	Dorchies et Guitton 1993 ⁶⁸	7584	16.1%	nsp	Toulouse
	Ferraud et al. 1988 ⁶⁷	160	16.8%	nso	Armée
	Hoffschir DJA 1985	1523	23%	nsp	Toulouse
	Bourdeau et Chermette 1985 ⁶⁹	474	7,38%	0,84%	Ile de France

Toxocara cati est l'agent de la toxocarose féline. Ce parasite partage de nombreuses caractéristiques communes avec *Toxocara canis*, il est de même agent de zoonose. Néanmoins, certains auteurs ont mis en évidence la sous-reconnaissance de *T. cati* comme agent zoonotique par le grand public et les autorités de la santé, surtout comparativement à *T. canis*, ce qui a mené à une documentation moindre de la prévalence et des spécificités biologiques du parasite⁷⁰. Ceci est dû à des facteurs historiques, et à la difficulté d'identifier précisément l'agent en cause lors de toxocarose humaine.

En France, des prévalences comparables à celles de *T. canis* ont été mises en évidence, de 0 à 31.7% (Tableau 5). En Europe, le constat est le même (de 4.6% à 27.9%). Lors d'études comparées de toxocaroses canines et félines, il a souvent été démontré des prévalences supérieures chez le chat⁷¹ : 27.9% contre 16.8% chez des animaux errants (Zajac et al. 2017⁴³), 4.6% contre 4.4% (Overgaauw et al. 2009⁵⁸), 7.5% contre 2.0% (Gates et Nolan 2009⁷²). Les auteurs parlent d'une plus grande dispersion des selles contaminées des chats (de par leurs habitudes comportementales), une densité de population féline plus importante que celle des chiens, et d'un taux de vermifugation régulières moindre dans les études citées.

Tableau 5 : Prévalence des ascarides chez le chat en France (coproscopie)

Pays	Etude	Effectif	Prévalence <i>T. cati</i>	Prévalence <i>T. leonina</i>	Remarque
France	Beugnet et al. 2014 ⁷³	96	6.3%	-	Maison-Alfort
		91	12.1%	-	Nantes
	Gibier A. 2007 ⁷⁴	202	9.4%	-	Toulouse
France et All	Coati et al. 2003 ⁷⁵	3500	11.3%	0.3%	Multicentre
France	Loge C. 2001 ⁶²	180	14%		Nord-ouest
	Bourdeau P. 2001 ⁶³	755	12,8%	0,93%	4 ENV
	Beugnet et Guillot 2000 ⁶⁴	34	2.9%	-	Maison-Alfort
	Franc et al. 1997 ^{66,67}	?	14.2%		4 ENV

Tableau 6 : Prévalence des ascarides chez le chat en Europe (études coproscopiques depuis 2008)

Pays	Etude	Effectif	Prévalence <i>T. cati</i>	Prévalence <i>T. leonina</i>	Remarque
Grèce	Kostopoulou et al. 2017 ³⁹	264	8.3%	-	-
Suède	Grandi et al. 2017 ⁷⁶	205	21%	-	-
Pologne	Zajac et al. 2017 ⁴³	68	27.9%	-	Errants
Serbie	Ilic et al. 2017 ⁴⁴	107	15.88%	-	-
Pays-bas	Nijse et al. 2016 ⁷¹	670	7.2%	-	-
	Overgaauw et al. 2009 ⁵⁸	22	4.6%	-	-
Italie	Zanzani et al. 2014 ⁴⁸	156	5.6%	-	Urbain
	Riggio et al. 2013 ⁴⁹	81	22.2%	7.1%	Rural
Multi*	Beugnet et al. 2014 ⁷³	1519	19.7%	0.3%	-
Allemagne	Becker et al 2012 ⁵⁶	837	27.1%	-	-
	Barutzki et al. 2011 ³⁸	8560	4.7%	0.6%	-

*Multi (France, Autriche, Bulgarie, Hongrie, Italie, Roumanie, Espagne)

Enfin, *Toxascaris leonina*, parasite du chat et du chien, n'est pas agent de zoonose et montre des prévalences beaucoup plus faibles, de 0% à 7% selon les populations étudiées. On peut noter la prévalence élevée montrée par Balkaya et al. (2011)⁴², 38.4% chez des chiens errants, qui semble être retrouvée dans d'autres études turques.

Quelques études nécropsiques ont également été réalisées ces dernières années. Ces études sont nécessairement moins nombreuses que les études coprologiques et s'appuient sur des effectifs moindres. Elles offrent néanmoins une meilleure sensibilité. Ainsi Andrei et al. (2012)⁵⁰ montrent une prévalence de 50% pour *T.canis* chez 20 chiens autopsiés, Daukšte et al. (2010)⁷⁷ une prévalence de 41.7% pour *T.leonina* chez 24 chiens issus de cliniques vétérinaire et de refuge, Martínez-Carrasco et al. (2007)⁷⁸ une prévalence de 4% pour *T.canis* chez 50 chiens de refuge, Martínez-Moreno et al (2007)⁷⁹ des prévalences de 16.33% pour *T.canis* et 21,67% pour *T.leonina* chez 300 chiens errants.

Enfin des études se sont intéressées à la transmission de l'agent, autrement que par les coprologies. Des œufs de *Toxocara canis* ont été mis en évidence dans la fourrure de 56% de 75 chiens errants et 100% de 25 chiots errants par Roddie et al (2008)⁸⁰, dans la fourrure de 22% des 51 chiens de client étudiés par Aydenizo "z-O" zkayhan et al. (2008)⁸¹ et dans la fourrure de 12% des 148 chiens de clients de l'étude d'Overgaauw et al (2009)⁵⁸. *Toxocara cati* a été détecté dans la fourrure de 3% des 59 chats de clients étudiés par Overgaauw et al (2009). Ces œufs sont rarement mis en évidence embryonnés. De nombreuses études coproscopiques sur des fèces ramassés dans le milieu, urbain à sauvage, ont montré des contaminations du sol, avec des prévalences allant de 25% à 75%⁸²⁻⁸⁶.

b) Influence de l'âge, race, sexe

Le jeune âge est un facteur de risque fréquemment décrit pour *T.canis*^{37,38,42,43,51,56,59,78,79,87,88}. En effet, le cycle complet du parasite, et donc l'excrétion d'œufs, a principalement lieu chez les chiots de moins de 6 mois. Au-delà, le système immunitaire est plus mature, et le parasite réalise une migration somatique n'aboutissant pas à la formation de stades adultes ni d'œufs. De plus, la transmission de *T. canis* peut aussi être intra-utérine et lactée, et une chienne péri-partum peut excréter une énorme quantité d'œufs, d'où l'atteinte des nouveau-nés.

Le jeune âge est aussi un facteur de risque de l'infestation par *T.cati*^{38,43,48,56,71,73,89}, pour les mêmes raisons que *T.canis*, mis à part la transmission intra-utérine qui n'a pas lieu pour cette espèce.

Enfin le jeune âge est aussi un facteur de risque mis en évidence pour *Toxascaris leonina*, toutefois moins fréquemment que les autres ascarides (de par les prévalences en général faibles) chez les chats et les chiens^{38,39,51,79}.

Le sexe est rarement décrit comme facteur de risque pour l'infestation d'un des parasites, toutefois Papazahariadou et al 2007⁸⁸, Hoffshir 1985 et Sorgan et al. 1980 décrivent une prévalence significativement plus élevée chez les chiens mâles pour *T. canis*. En revanche, Lefkaditis et al 2009⁴⁰ décrit une prévalence plus élevée chez les chiens femelles pour *T.canis*.

Enfin, une prévalence pour *T.canis* significativement plus importante est retrouvée chez les chiens pure-race par Rajkovic et al 2008⁹⁰.

c) Influence du mode de vie

Un habitat rural est parfois décrit comme un facteur de risque pour *Toxocara canis*⁹¹, *Toxascaris leonina*⁷⁹ et *Toxocara cati*⁷¹ sans doute lié aux contacts plus aisés avec le réservoir sauvage de ces parasites. Guardone et al 2016⁴⁶ démontre aussi que la chasse est un facteur de risque pour *T.canis*, sans doute pour la même raison.

Des différences de prévalence, non significatives^{37,59}, sont souvent notées dans les études récentes entre les chiens de compagnie d'un côté, et les chiens errants, de chenil ou en refuge de l'autre. Toutefois, Pullola et al 2006⁹² décrit une prévalence significativement plus élevée de *T.canis* chez les chiens de chenil et Martinez-Carrasco et al 2007⁷⁸ une prévalence plus importante chez les chiens de refuge.

Chez le chat, un mode de vie principalement à l'extérieur et un facteur de risque pour la toxocarose (comparé à un mode de vie exclusif à l'intérieur) d'après Nijse et al 2016⁷¹ et Beugnet et al 2014⁷³, et pour *Toxascaris leonina* d'après Zanzani et al 2014⁴⁸.

Enfin, Beugnet et al 2014⁷³ note une prévalence significativement plus élevée pour *T.cati* chez les chats vivant avec plus de 3 autres chats dans le même foyer.

Pullola et al 2006⁹² montrent qu'un historique de voyage à l'étranger est un facteur de risque pour *T.canis* chez les chiens, en Finlande.

d) Influence du climat et saisonnalité

Certains auteurs rapportent que l'excrétion d'œufs de *T. canis* et *T. cati* est significativement plus élevée en automne-hiver, et plus faible en été (Ursache et al., 2016³⁷). Dubná et al 2007⁹¹ décrit un pic d'excrétion pour *T. canis* en septembre-octobre en Rep. Tchèque. Pour Barutzki et Schaper, le pic d'excrétion en Allemagne a lieu de novembre à janvier, pour *T. canis* et *T. cati*. Les causes sont pour le moment inconnues.

e) Influence des traitements antihelminthiques

La vermifugation préventive 4 fois par an ou plus permet de diminuer significativement la prévalence de *T. canis* (Ursache et al 2016³⁷) et de *T. cati* (Beugnet et al 2017⁷³). De cette observation découle le protocole préventif de vermifugation recommandé aujourd'hui chez les carnivores domestiques. C'est d'autant plus important que beaucoup d'études ne montrent pas de différence significative entre la prévalence du parasite chez des animaux symptomatiques et asymptomatiques³⁷.

2. Les ankylostomatidés

a) Prévalences

Les ankylostomatidés sont des parasites communs des carnivores domestiques. Les œufs des différentes espèces sont difficilement différenciables par coproscopie, c'est pourquoi de nombreuses études ne les distinguent pas.

En France, quelques études ont mis en évidence des prévalences allant de 2.1% à 17.1% chez le chien (Tableau 7). En Europe, chez le chien, les prévalences varient énormément entre les populations étudiées et les différentes localisations (Tableau 8) : de 0% (Neves et al⁵⁵ à Lisbonne par exemple) à 70% (Rogozarski et al⁴⁵, en Serbie). Il peut ainsi être le parasite majeur trouvé dans certaines populations. Les prévalences les plus élevées sont retrouvées en Europe du sud (Espagne, Roumanie, Croatie, Serbie).

Tableau 7 : Prévalence des ankylostomatidés chez le chien en France (coproscopie)

Pays	Etude	Effectif	Prévalence <i>U. stenocephala</i>	Prévalence <i>A. caninum</i>	Remarque
France	Osman et al. 2015 ⁶¹	116	-	3,4%	Lyon
	Loge C. 2001 ⁶²	193	-	0,5%	Nantes
	Bourdeau P. 2001 ⁶³	782	-	-	4 ENV
	Beugnet et Guillot 2000 ⁶⁴	93	2,1%	-	Maison-Alfort
	Bricaire et al. 1999 ⁶⁵	110	17,2%	-	Armée
	Bourdeau et Chermette 1985 ⁶⁹	474	7,59%		Ile de France

Tableau 8 : Prévalences des ankylostomatidés chez le chien en Europe depuis 2007

Pays	Etude	Effectif	Prévalence <i>U. stenocephala</i>	Prévalence <i>A. caninum</i>	Remarque
Grèce	Kostopoulou et al. 2017 ³⁹	879		9.2%	-
	Lefkaditis et al. 2009 ⁴⁰	317		9.8%	Chasse
	Papazahariadou et al. 2008 ⁸⁸	281		2.8%	Berger-chasse
Turquie	Oge et al. 2017 ⁴¹	224	-	-	Bergers
	Balkaya et al. 2011 ⁴²	172		2.3%	Errants
Pologne	Zajac et al. 2017 ⁴³	95		7.4%	Errants
Serbie	Ilic et al. 2017 ⁴⁴	421		4.03%	-
	Rogozarski et al. 2012 ⁴⁵	95 150		39.2% 70%	- Errants
Italie	Guardone et al. 2016 ⁴⁶	450		12%	Rural-chasse
	Simonato et al. 2015 ⁴⁷	318		8.2%	Refuge
	Zanzani et al. 2014 ⁴⁸	253		1% 4.5%	Urbain Rural
	Riggio et al. 2013 ⁴⁹	239	1.25%	2%	-
Roumanie	Ursache et al. 2016 ³⁷	155		10.4%	-
	Andrei et al. 2012 ⁵⁰	320	12.81%	41.25%	-
	Enachescu et al. 2011 ⁵¹	267	19.9%	40.1%	Errant-berger
	Costin et al. 2011 ⁵²	168		49.4%	-
Bulgarie	Radev et al. 2016 ⁵³	80	10%	35%	Errants
Espagne	Ortuño et al. 2014 ⁵⁴	81 88		3.7% 52.5%	Refuge Chasse
	Martinez-Carrasco 2007 ⁷⁸	272		6%	-
	Martinez-Moreno 2007 ⁷⁹	1800	33.28%		-
Portugal	Neves et al. 2014 ⁵⁵	368	-	-	Urbain
Allemagne	Barutzki et al. 2011 ³⁸	24677		2.2%	-
Suisse	Frey et al 2010 ⁵⁷	92		12%	Berger
Belgique	Claerebout et al. 2009 ⁵⁹	451 357		0.7% 0.3%	- Chenil
	Batchelor et al 2008 ⁸⁷	4526	0.1%	-	
Croatie	Rajkovic et al. 2008 ⁹⁰	229		22.71%	Chasse
Tchéquie	Dubná et al. 2007 ⁹¹	3780 540	0.4% 0.9%	0.4% 0.7%	Urbain Rural

Enfin, chez le chat, les ankylostomatidés sont beaucoup moins fréquents, avec des prévalences allant de 0% à 2.9% en France (Tableau 9) et 0.2% à 7.6% en Europe (Tableau 10).

Tableau 9 : Prévalences des ankylostomatidés chez les chats en France (coproscopie)

Pays	Etude	Effectif	Prévalence <i>U. stenocephala</i>	Prévalence <i>A. tubaeforme</i>	Remarque
France	Gibier A. 2007 ⁷⁴	202	-	-	Toulouse
France et All	Coati et al. 2003 ⁷⁵	3500	-	0.4%	Multicentre
France	Loge C. 2001 ⁶²	180	-	-	Nord-Ouest
	Bourdeau P. 2001 ⁶³	755	-	-	4 ENV
	Beugnet et Guillot 2000 ⁶⁴	34	2.9%	-	Maison-Alfort
	Franc et al. 1997 ^{66,67}	?	-	-	4 ENV

Tableau 10 : Prévalences des ankylostomatidés chez les chats en Europe (coproscopie) depuis 2008

Pays	Etude	Effectif	Prévalence <i>U. stenocephala</i>	Prévalence <i>A. tubaeforme</i>	Remarque
Grèce	Kostopoulou et al. 2017 ³⁹	264		7.6%	-
Suède	Grandi et al. 2017 ⁷⁶	205	-	-	-
Pologne	Zajac et al. 2017 ⁴³	68		1.5%	Errants
Serbie	Ilic et al. 2017 ⁴⁴	107		1.87%	-
Pays-bas	Nijsse et al. 2016 ⁷¹	670		0.2%	
	Overgaauw et al. 2009 ⁵⁸	22	-	-	-
Italie	Zanzani et al. 2014 ⁴⁸	156		0.97% 4.5%	Urbain Rural
	Riggio et al. 2013 ⁴⁹	81	3.7%	1.2%	-
Multi*	Beugnet et al. 2014 ⁷³	1519	2.1%	-	-
Allemagne	Becker et al 2012 ⁵⁶	837		1.1%	-
	Barutzki et al. 2011 ³⁸	8560		0.2%	-

*Multi (France, Autriche, Bulgarie, Hongrie, Italie, Roumanie, Espagne)

Ailleurs dans le monde, *A. caninum*, *A. tubaeforme* et *U. stenocephala* sont retrouvés sur l'ensemble du globe. *A. caninum* et *A. tubaeforme* sont néanmoins plus fréquents dans les pays tempérés à tropicaux, et *U. stenocephala* plutôt dans les pays tempérés à froids. Il est à noter la présence, dans les pays tropicaux, d'autres espèces d'ankylostomatidés : *Ancylostoma braziliense* (particulièrement étudié pour le grand nombre de larva migrans cutanées humaines recensées pour cette espèce) et *Ancylostoma ceylanicum* (Asie du sud-est).

Des études nécropsiques ont mis en évidence des prévalences comparables, à partir d'effectifs plus faibles : Daukste et al.⁷⁷ indiquent une prévalence de 4.2% pour *U.stenocephala*, Martinez-Carrasco et al.⁷⁸ 4% pour les ankylostomatidés, et Martinez-Moreno et al.⁷⁹ 31.3% pour *U.stenocephala*.

Enfin, de nombreuses études coproscopique ont été réalisées sur des fèces ramassées dans l'environnement, et ont montré des prévalences similaires, de 0.4% à 34.2%^{48,54,91,93,94}.

b) Influence de l'âge, race, sexe

Concernant l'influence de l'âge, les auteurs rapportent des populations plus fréquemment atteintes différentes, et des corrélations différentes⁹⁵. Ainsi Ilic et al.⁴⁴ rapportent des prévalences significativement plus élevées pour les ankylostomatidés chez les chiens de plus de 1 an, Barutzki et al.³⁸ et Martinez-Carrasco et al.⁷⁸ chez les chiens de moins de 1 an. Dans d'autres études, Menelaos et Smaragda⁹⁶ soulignent une prévalence significativement plus élevée pour *U.stenocephala* chez les chiens de plus de 6 mois, par opposition à *A.caninum* chez les chiens plus jeunes. Enfin, pour Martinez-Moreno et al.⁷⁹, *U.stenocephala* est aussi préférentiellement retrouvé chez les chiens de plus de 1 an.

Le sexe est rarement considéré comme un facteur de risque, toutefois Menelaos et Smaragda⁹⁶ décrivent des prévalences significativement plus importantes chez les chiens mâles pour *U.stenocephala* et *A.caninum*, et Martinez-Moreno et al.⁷⁹ chez les chiens femelles pour *U.stenocephala*.

Chez le chat, l'infestation étant moins fréquente, peu d'études ont pu évaluer des facteurs de risque. De plus, la race n'a pas montré d'influence sur l'infestation parasitaire.

c) Influence du mode de vie

L'influence du mode de vie est directement liée à la biologie du parasite : la larve L3 libre peut survivre des semaines dans un milieu herbu, assurant humidité et ombre, ou dans un milieu manquant d'hygiène. La présence d'hôte paraténique favorisera aussi la transmission.

Ainsi, un mode de vie rural (Martinez-Moreno et al.⁷⁹), en refuge (Kostopoulo et al.³⁹) et des activités de chasse (Guardone et al.⁴⁶) sont parfois décrit comme des facteurs de risque.

d) Influence du climat et saisonnalité

Les répartitions mondiales des espèces parasitaires étudiées sont principalement dues aux climats, la température idéale pour le stade libre d'*Ankylostoma sp.* étant de 30°C alors que pour *U. stenocephala* il s'agit de 20°C. A 0°C, les œufs et larves d'*Ankylostoma sp.* sont détruits⁹⁷. Ainsi, à l'échelle européenne, comme montré précédemment, *A.caninum* est plus observé dans les pays du sud de l'Europe.

Un effet de saison peut être remarqué dans les pays tempérés : Martinez-Carrasco et al.⁷⁸ note des prévalence significativement plus élevées en Automne pour *A.caninum*, en Espagne.

e) Influence des traitement antihelminthiques

La plupart des antiparasitaires commercialisés sont efficaces contre les ankylostomes adultes. Simonato et al.⁴⁷ note une prévalence significativement plus faible chez les chiens traités 2 mois auparavant, dans une population en chenil.

3. *Trichuris vulpis*

a) Prévalences

Trichuris vulpis est un parasite spécifique des canidés distribué mondialement, connu depuis de nombreuses années et ayant un potentiel zoonotique controversé. De plus, les œufs larvés survivent très longtemps au sol (plusieurs années), et résistent à la désinfection.

Traversa (2011⁹⁸) le qualifie de "old-fashioned parasit", dans le sens où peu d'études récentes ont été menées, malgré les prévalences pouvant être très hautes dans certaines études coprologiques générales.

Ainsi, comme l'indique le Tableau 11, en France, des prévalences allant de 0% à 19% sont relevées, les valeurs les plus hautes semblant être les plus anciennes. En Europe, les prévalences sont très hétérogènes, dépendant très fortement de la zone étudiée. Comme le montre le Tableau 12, les prévalences s'étalent de 0% à 59,83% (Rajkovic et al. 2008⁹⁰ en Croatie).

Tableau 11 : Prévalences de *Trichuris vulpis* chez le chien en France

Pays	Etude	Effectif	Prévalences <i>Trichuris vulpis</i>	Remarque
France	Osman et al. 2015 ⁶¹	116	1,7%	Lyon
	Loge C. 2001 ⁶²	193	3%	Nantes
	Bourdeau P. 2001 ⁶³	782	-	4 ENV
	Beugnet et Guillot 2000 ⁶⁴	93	5,4%	Maison-Alfort
	Bricaire et al. 1999 ⁶⁵	110	19 %	Armée
	Bourdeau et Chermette 1985 ⁶⁹	474	14,77%	Ile de France

Tableau 12 : Prévalence de *Trichuris vulpis* chez le chien en Europe depuis 2007

Pays	Etude	Effectif	<i>Trichuris vulpis</i>	Remarque
Grèce	Kostopoulou et al. 2017 ³⁹	879	-	-
	Lefkaditis et al. 2009 ⁴⁰	317	4,7%	Chasse
	Papazahariadou et al. 2008 ⁸⁸	281	9,6%	Berger-chasse
Turquie	Oge et al. 2017 ⁴¹	224	4,2%	Bergers
	Balkaya et al. 2011 ⁴²	172	0,6%	Errants
Pologne	Zajac et al. 2017 ⁴³	95	8,4%	Errants
Serbie	Ilic et al. 2017 ⁴⁴	421	4,03%	-
	Rogozarski et al. 2012 ⁴⁵	95	24,43%	-
		150	20%	Errants
Italie	Guardone et al. 2016 ⁴⁶	450	17,8%	Rural-chasse
	Simonato et al. 2015 ⁴⁷	318	29,2%	Refuge
	Zanzani et al. 2014 ⁴⁸	253	6%	Urbain
			8,9%	Rural
Roumanie	Riggio et al. 2013 ⁴⁹	239	3,3%	-
	Ursache et al. 2016 ³⁷	155	20%	-
	Andrei et al. 2012 ⁵⁰	320	20,62%	-
	Enachescu et al. 2011 ⁵¹	267	31,5%	Errant-berger
	Costin et al. 2011 ⁵²	168	23,8%	-
Bulgarie	Tudor et al 2008 ⁹⁹	192	6,77%	-
	Radev et al. 2016 ⁵³	80	16,3%	Errants
Espagne	Ortuño et al. 2014 ⁵⁴	81	3,7%	Refuge
		88	22,7%	Chasse
	Martinez-Carrasco 2007 ⁷⁸	272	1%	-
	Martinez-Moreno 2007 ⁷⁹	1800	1,67%	-
Portugal	Neves et al. 2014 ⁵⁵	368	1,88%	Urbain
Allemagne	Becker et al 2012 ⁵⁶	445	-	-
	Barutzki et al. 2011 ³⁸	24677	1,2%	-
Suisse	Frey et al 2010 ⁵⁷	92	4,3%	Berger
Belgique	Claerebout et al. 2009 ⁵⁹	451	1,6%	-
		357	6,4%	Chenil
Angleterre	Batchelor et al 2008 ⁸⁷	4526	-	-
Croatie	Rajkovic et al. 2008 ⁹⁰	229	59,83%	Chasse
Tchéquie	Dubná et al. 2007 ⁹¹	3780	1,1%	Urbain
		540	1,7%	Rural

Lors d'études coprologiques sur fèces ramassées dans le milieu^{79,94,98}, *Trichuris* fait fréquemment partie des parasites détectés.

b) Influence de la race, âge, sexe

L'influence de l'âge est une fois encore majeure. Du fait d'un développement lent du parasite chez l'hôte, *T. vulpis* est plus fréquent chez le chien adulte. Ainsi des prévalences significativement plus élevées sont généralement détectées sur les chiens de plus de 1 an (Ilic et al. 2017⁴⁴, Lefkaditis et al. 2009⁴⁰).

Concernant la race et le sexe, peu de corrélations sont décrites.

c) Influence du mode de vie

Les prévalences peuvent atteindre des niveaux très élevés, jusque 30%, chez des chiens vivant en collectivité, dans la rue ou des maisons. En dépit de l'hygiène considérée comme meilleure, les chiens de compagnie peuvent facilement s'infester en cas de contamination majeure de l'environnement (fèces non ramassés, chiens errants...). Des prévalences atteignant 60% au sein de populations les plus à risques (collectivité et rue) ne sont pas rares⁹⁸.

La chasse est décrite comme facteur favorisant de l'infestation par Ortuño et al. (2014⁵⁴), et défavorisant par Guardone et al. (2016⁴⁶)

d) Influence du climat et de la saisonnalité

Le climat et la saison ne sont pas décrits comme facteurs de risques.

e) Influence des traitements

Le stade adulte, et plus encore, les stades larvaires de *Trichuris vulpis* sont naturellement moins sensibles que les autres nématodes aux antihelminthiques habituels. Les benzimidazoles, la milbémycine oxime et la moxidectine sont efficaces.

Le stade évolutif étant plutôt long (période prépatente : 3 mois) et la ré-infestation très susceptible d'arriver en raison de la grande résistance des œufs dans le milieu, il est conseillé de réaliser 3 traitements à un mois d'intervalle, et/ou de réaliser des coprologies de contrôle après traitement.

4. *Isospora*

a) Prévalences

Les coccidies du genre *Isospora* sont répandues dans le monde entier. Les espèces parasitant le chien et le chat (respectivement *I. canis* et le complexe *I. ohioensis* d'une part, *I. felis* et *I. rivolta* de l'autre) ne sont pas zoonotiques, mais peuvent être excrétées en grande quantité et résistent dans le milieu, même après une désinfection classique. Cela explique le maintien de l'infestation au sein des populations canines et félines. L'infestation par plusieurs espèces d'*Isospora* est commune, mais n'influence pas la maladie induite. De plus, l'immunité induite par une espèce ne protège pas contre une autre.

En France, *Isospora sp* est fréquemment isolé dans les études coprologiques canines, à des prévalences allant de 0% (Loge C. 2001⁶²) à 35% (Etude réalisée dans le cadre d'une thèse sur une petite population de chiots issus d'animalerie, Caux 2017⁶⁰). En revanche, peu d'études ont été réalisées chez les chats : Gibier A. 2007⁷⁴ montré une prévalence de 1,5%. Les études sont rassemblées dans le Tableau 13.

Tableau 13 : Prévalences d'*Isospora* chez le chien et le chat en France (coproscopie)

Pays	Etude	Chiens		Chats		Remarque
		Effectif	<i>Isospora sp</i>	Effectif	<i>Isospora sp</i>	
France	Caux 2017 ⁶⁰	14	35%			Chiots
	Osman et al. 2015 ⁶¹	116	19.8%			Lyon
	Grisard 2008 ¹⁰⁰	141	11.35%			Lyon
	Gibier A. 2007 ⁷⁴			202	1.5%	Toulouse
	Bourdeau P. 2001 ⁶³	782	2,3%	755	2,8%	4 ENV
	Beugnet et Guillot 2000 ⁶⁴	93	8.6%			Maison-Alfort
	Bricaire et al. 1999 ⁶⁵	110	7.2%			Armée

Chez les chiens, ailleurs en Europe, comme l'indique le Tableau 15, des prévalences de 1,1% (dans une population de chiens errants en Pologne, Zajac et al. 2017⁴³) à 26,3% (dans une population en chenil, Claerebout et al. 2009⁵⁹) ont été trouvées. Peu d'études cherchent à identifier précisément l'espèce concernée, les kystes étant assez similaires. Toutefois, Martinez-Moreno (2007⁷⁹) a montré des prévalences de 22% et 10,22% pour *I.canis* et *I.ohioensis* respectivement, et Ortuño et al. (2014⁵⁴) des prévalences respectives de 6,2% et 24,2%.

De la même façon, chez les chats, l'espèce précise est rarement détaillée, et des prévalences de 1% à 11,8% sont décrites (respectivement en Suède par Grandi et al. 2017⁷⁶ et en Pologne par Zajac et al. 2017⁴³). Les prévalences décrites sont rassemblées dans le Tableau 14.

Tableau 14 : Prévalences d'*Isospora* chez le chat en Europe

Pays	Etude	Effectif	Prévalence <i>I. felis</i>	Prévalence <i>I. rivolta</i>	Remarque
Grèce	Kostopoulou et al. 2017 ³⁹	264		9.5%	-
Suède	Grandi et al. 2017 ⁷⁶	205		1%	-
Pologne	Zajac et al. 2017 ⁴³	68		11.8%	Errants
Roumanie	Soran et al. 2017 ¹⁰¹	79		5.06%	
Pays-bas	Overgaauw et al. 2009 ⁵⁸	22		-	-
Italie	Zanzani et al. 2014 ⁴⁸	156		1.12%	Urbain
	Riggio et al. 2013 ⁴⁹	81		4.7%	Rural
Multi*	Beugnet et al. 2014 ⁷³	1519		4.9%	-
Allemagne	Becker et al 2012 ⁵⁶	837		9.7%	-
	Barutzki et al. 2011 ³⁸	8560	4.4%	7.5%	-
				2.2%	-

Tableau 15 : Prévalences d'*Isospora* chez le chien en Europe

Pays	Etude	Effectif	Prévalence <i>I.</i>		Remarque
			<i>canis</i>	<i>I. ohioensis</i>	
Grèce	Kostopoulou et al. 2017 ³⁹	879		4.6%	-
	Papazahariadou et al. 2008 ⁸⁸	281		3.9%	Berger-chasse
Pologne	Zajac et al. 2017 ⁴³	95		1.1%	Errants
Italie	Simonato et al. 2015 ⁴⁷	318		5.7%	Refuge
	Zanzani et al. 2014 ⁴⁸	253		0.97%	Urbain
				5.3%	Rural
	Riggio et al. 2013 ⁴⁹	239		7.5%	-
Roumanie	Soran et al. 2017 ¹⁰¹	188		12.23%	
	Ursache et al. 2016 ³⁷	155		15.5%	-
	Andrei et al. 2012 ⁵⁰	320		1.87%	-
	Enachescu et al. 2011 ⁵¹	267		6.7%	Errant-berger
	Costin et al. 2011 ⁵²	168		10.71%	-
	Tudor et al. 2008 ⁹⁹	192		4.17%	-
Bulgarie	Radev et al. 2016 ⁵³	80		5%	Errants
Espagne	Ortuño et al. 2014 ⁵⁴	81	6.2%	24.6%	Refuge
		88	3.5%	3.4%	Chasse
	Martinez-Carrasco 2007 ⁷⁸	272		10%	-
	Martinez-Moreno 2007 ⁷⁹	1800	22%	10.22%	-
Portugal	Neves et al. 2014 ⁵⁵	368		16.9%	Urbain
Allemagne	Becker et al 2012 ⁵⁶	445		4.4%	-
	Barutzki et al. 2011 ³⁸	24677	2.4%	3.9%	-
Belgique	Claerebout et al. 2009 ⁵⁹	451		2%	-
		357		26.3%	Chenil
Angleterre	Batchelor et al 2008 ⁸⁷	4526		5.1%	-
Tchéquie	Dubná et al. 2007 ⁹¹	3780		2.4%	Urbain
		540		8%	Rural

Enfin, les études nécropsiques précédemment décrites ont mis en évidence des prévalences de 14,00% pour *I. canis* dans une population de 300 chiens errants (Martinez-Moreno 2007⁷⁹), et de 0% (Martinez-Carrasco 2007⁷⁸ sur une population de 48 chiens).

b) Influence de la race, âge, sexe

Le jeune âge est le principal facteur de risque. Ainsi les chiens de moins de 6 mois^{38,55,88} ou plus généralement de moins d'1 an^{52,56,59,78,79,87} ont été décrits avec des prévalences d'*Isospora* significativement plus élevées dans plusieurs études. Barutzki et Schaper³⁸ détaillent cet effet significatif du jeune âge sur chacune des espèces (*I. ohioensis* et *I. canis*).

Dans l'espèce féline, Barutzki et Schaper³⁸ montrent aussi une prévalence significativement accrue chez les chatons de moins de 6 mois, et Becker et al.⁵⁶ chez les chats de moins d'1 an.

La race et les sexe sont moins fréquemment décrits comme facteurs de risques pour l'infestation par le genre *Isospora*. Toutefois, Batchelor et al⁸⁷ notent une prévalence significativement accrue chez les chiens croisés d'une population totale d'étude de 4526 animaux.

c) Influence du mode de vie

A l'instar des autres parasites, un mode de vie en collectivité tel qu'un refuge est parfois décrit comme facteur de risque⁷⁸. Dubná et al. 2007⁹¹ montrent même que la prévalence au sein d'une population de chiens errants augmente significativement pendant son séjour en refuge.

Un habitat rural⁹¹ ou à la rue⁷⁹ sont aussi décrits comme facteurs de risque chez les chiens, par manque d'hygiène et contacts privilégiés avec des congénères.

d) Influence du climat et saisonnalité

Plusieurs études décrivent un effet significatif de la saisonnalité dans nos climats tempérés : Martinez-Carrasco (2007⁷⁸) montre une prévalence significativement accrue en automne chez les chiens, Barutzki et Schaper (2011³⁸) pendant le mois d'Aout chez les chiens et Aout-Septembre chez les chats, et enfin Batchelor (2008⁸⁷) d'Octobre à Décembre chez les chiens.

e) Influence du traitement antihelminthique

Les coccidies sont généralement sensibles aux Sulfamides et dérivés de Triazinone.

5. *Giardia et Cryptosporidium*

a) Prévalences

Giardia est l'un des parasites les plus répandus, fréquemment détecté chez des animaux malades ou sains, à caractère zoonotique. Sa taxonomie a été modifiée à plusieurs reprises depuis sa découverte, mais de récentes analyses moléculaires ont mis en évidence la répartition de l'espèce en "complexes" qui ont chacun une spécificité relative d'hôte. De plus, l'essor de nouveaux équipements de laboratoires permettant aux vétérinaires de réaliser des tests rapides ou Snap tests (méthode immunoenzymatique...) a montré des prévalences particulièrement élevées pour ce parasite. Tout ceci a amené l'intérêt de la recherche vétérinaire sur ce parasite dans les années 2000. *Giardia* est assez fréquemment décrit comme le parasite majeur dans certaines population canines et félines.

En France, comme le montre le Tableau 16, selon les techniques d'analyse et les populations étudiées, les prévalences vont de 8,8% (dans une population de chats⁶⁴) à 29,79% (chez 141 chiens d'élevage¹⁰⁰). En Europe, les prévalences canines décrites vont de près de 0% (par exemple, en Tchéquie en milieu urbain par coprologie classique⁹¹) à 57,9 % (en Italie, par Simonato et al. 2015⁴⁷ à l'aide d'outils PCR sur une population en refuge). Chez le chat, les prévalences vont aussi de 0% (en Allemagne, par Becker et al 2012⁵⁶ par coprologie classique) à 30,9% (en Italie en milieu rural par Zanzani et al. 2014⁴⁸ à l'aide d'outils immunoenzymatiques). Globalement, des prévalences entre 10 et 40% sont classiques.

Tableau 16 : Prévalences de *Giardia* et *Cryptosporidium* en France

Animal	Etude	Effectif	<i>Giardia</i>	<i>Cryptosporidium</i>	Remarque
Chien	Caux 2017 ⁶⁰	14	14%		Chiots
	Osman et al. 2015 ⁶¹	116	25%**	2,6%**	Lyon
	Epe et al. 2010 ¹⁰²	1017	27,53%*	Nc	Cliniques
	Grisard 2008 ¹⁰⁰	141	29,79%		Lyon
	Bourdeau P. 2001 ⁶³	782	0,13%	-	4 ENV
	Beugnet et Guillot 2000 ⁶⁴	93	12,9%	0%	Maison-Alfort
	Bricaire et al. 1999 ⁶⁵	110	20%		Armée
Chat	Epe et al. 2010 ¹⁰²	493	15,31%		Cliniques
	Gibier A. 2007 ⁷⁴	202	51%		Toulouse
	Bourdeau P. 2001 ⁶³	755	-	-	4 ENV
	Beugnet et Guillot 2000 ⁶⁴	93	8,8%	2,9%	Maison-Alfort

* : Test immunoenzymatique

** : PCR

nc : non cherché

Cryptosporidium est peu mis en évidence dans les populations, et demeure à des prévalences faibles. Toutefois, à l’instar de *Giardia*, sa taxonomie a été révisée récemment à l’aide d’outils moléculaires (il existe maintenant plusieurs espèces présentant une spécificité d’hôte relative), et il peut être responsable de zoonoses. Pour ces raisons, il a lui aussi fait l’objet de recherches dans les années 2000, et beaucoup d’études sont réalisées conjointement avec *Giardia*.

Tableau 17 : Prévalences de *Giardia* et *Cryptosporidium* chez le chien en Europe

Pays	Etude	Effectif	Prévalence <i>Giardia</i>	Prévalence <i>Cryptosporidium</i>	Remarque
Grèce	Kostopoulou et al.2017 ³⁹	879	25.2%*	5.9%*	-
	Papazahariadou et al. 2008 ⁸⁸	281	4.3%	2.8%	Berger-chasse
Pologne	Piekarska et al.2016 ¹⁰³	128	21%*	nc	-
	Stojecki et al. 2015 ¹⁰⁴	36	19.4%** 5.6%**	nc	Ferme
Italie	Simonato et al. 2015 ⁴⁷	318	15.1% 57.9%**	1.1%**	Refuge
	Pipia et al. 2014 ¹⁰⁵	655	26.3%	nc	-
	Zanzani et al. 2014 ⁴⁸	253	16.05%* 22.5%*	-	Urbain Rural
	Riggio et al. 2013 ⁴⁹	239	3.8%*	-	-
	Veronesi et al. 2011 ¹⁰⁶	127	38.6%*	nc	Refuge
	Epe et al. 2010 ¹⁰²	1468	25.89%*	nc	Cliniques
Roumanie	Soran et al. 2017 ¹⁰¹	188	21.28%	-	-
	Ursache et al. 2016 ³⁷	155	7.1%	-	-
	Sorescu et al. 2014 ¹⁰⁷	183	24.59%*	nc	-
	Titilincu et al. 2010 ¹⁰⁸	374	nc	52.7%	-
	Sorescu et al. 2010 ¹⁰⁹	35	48%*	6%*	-
Espagne	Ortuño et al. 2014 ⁵⁴	81	63%	-	Refuge
		88	15.3%	-	Chasse
	Epe et al. 2010 ¹⁰²	1757	25,10%*		
Portugal	Neves et al.2014 ⁵⁵	368	11.7%	-	Urbain
Slovaquie	Adamova et al. 2014 ¹¹⁰	68	30.9%	1.5%	-
Allemagne	Becker et al 2012 ⁵⁶	445	2.3%	-	-
		341	11.4%*	-	-
	Barutzki et al. 2011 ³⁸	24677	18.4%	-	-
	Epe et al. 2010 ¹⁰²	3175	23,75%*	nc	Cliniques
Bulgarie	Iliev et al. 2011 ¹¹¹	100	7% 18%*	nc	-
Pays-bas	Epe et al. 2010 ¹⁰²	727	24,62%*	nc	Cliniques
	Overgaauw et al. 2009 ⁵⁸	92	15.2%*	8.7%	

Belgique	Epe et al. 2010 ¹⁰²	281	28,47%*	nc	Cliniques
	Claerebout et al. 2009 ⁵⁹	451 357	9.3%* 43.9%*	- -	- Chenil
Angleterre	Epe et al. 2010 ¹⁰²	260	14,62%*	nc	Cliniques
	Batchelor et al 2008 ⁸⁷	4526	8.4%	0.6%	-
Croatie	Rajkovic et al. 2008 ⁹⁰	229	-	16.6%	Chasse
Tchéquie	Dubná et al. 2007 ⁹¹	3780	0.1%	1.4%	Urbain
		540	2.2%	2%	Rural

* : Test immunoenzymatique ** : PCR nc : non cherché

En France et en Europe, les prévalences décrites sont majoritairement entre 0% et 6%, et dépendant aussi de la technique employée. Toutefois des valeurs extrêmes sont parfois avancées, comme 52,6% dans un effectif de chiens en Roumanie par Titilincu et al. 2010¹⁰⁸, ou 16,6% dans une population de chiens de chasse en Croatie par Rajkovic et al. 2008⁹⁰.

Les prévalences de *Giardia* et *Cryptosporidium* avancées par les analyses françaises et européennes publiées ces dernières années sont présentées dans les Tableau 16, Tableau 17 et Tableau 18.

Tableau 18 : Prévalences de *Giardia* et *Cryptosporidium* chez le chat en Europe

Pays	Etude	Effectif	Prévalence <i>Giardia</i>	Prévalence <i>Cryptosporidium</i>	Remarque
Grèce	Kostopoulou et al.2017 ³⁹	264	20.5%*	6.8%*	-
Pologne	Piekarska et al.2016 ¹⁰³	33	15.1%*	Nc	-
Italie	Zanzani et al. 2014 ⁴⁸	156	22.5%* 30.9%*	- -	Urbain Rural
	Riggio et al. 2013 ⁴⁹	81	1.2%*	-	-
	Epe et al. 2010 ¹⁰²	655	17,71%*	Nc	Cliniques
Roumanie	Soran et al. 2017 ¹⁰¹	79	22.78%	-	-
Multi	Beugnet et al. 2014 ⁷³	1519	3.2%	-	-
Allemagne	Becker et al 2012 ⁵⁶	837	0.7%	-	-
		584	6.8%*	-	-
	Barutzki et al. 2011 ³⁸	8560	12.6%	-	-
	Epe et al. 2010 ¹⁰²	2111	24,59%*	Nc	Cliniques
Bulgarie	Iliev et al. 2011 ¹¹¹	29	6.9%	Nc	-
			20.9%*		
Belgique	Epe et al. 2010 ¹⁰²	114	26,32%*		Cliniques
Espagne	Epe et al. 2010 ¹⁰²	370	14,59%*	Nc	Cliniques
Pays-bas	Epe et al. 2010 ¹⁰²	409	13,2%*	Nc	Cliniques
		Overgaauw et al. 2009 ⁵⁸	22	13.6%*	4.6%

* : Test immunoenzymatique ** : PCR nc : non cherché

b) Influences de la race, âge, sexe

Le jeune âge est une fois encore décrit comme un facteur de risque majeur, en particulier pour *Giardia*, chez les chiens et les chats. Ainsi des prévalences significativement accrues sont avancées pour *Giardia* chez les chiots et chatons de moins de 6 mois^{38,55,102,109} ou de moins d'1 an^{59,79,87}. De plus, Kostopoulou et al.2017³⁹ a montré une approximation linéaire décroissante entre l'âge et le taux d'excrétion de kystes giardiens chez les chiens et chats.

Cryptosporidium a été décrit à des prévalences significativement supérieures chez des chiens de moins de 1 an¹⁰⁸, et significativement réduite chez des animaux de plus de 6 mois⁹⁰.

La race et le sexe sont beaucoup moins décrits comme facteurs de risque, toutefois Pallant et al. (2015¹¹²) décrit une prévalence significativement accrue de *Giardia* chez les chiens mâles ou les chats pure-race, et Pipia et al. (2014¹⁰⁵) chez les chiennes. Titilincu et al. (2010¹⁰⁸) avance une prévalence de *Cryptosporidium* significativement accrue chez les chiens pure race.

c) Influence du mode de vie

Pour les mêmes raisons qu'avancées précédemment, un mode de vie rural augmente le risque d'infestation des chiens par *Giardia*⁹¹ et *Cryptosporidium*¹⁰⁸, ainsi que des activités de chasse ou de police^{91,105}(collectivités de chiens). De plus, Dubná et al. (2007⁹¹) et Veronesi et al. (2011¹⁰⁶) ont mis en évidence une augmentation de l'excrétion de *Giardia* et de *Cryptosporidium* au cours du séjour de chiens errants en refuge.

d) Influence du climat et saisonnalité

L'influence de la saison, dans nos climats tempérés, n'est pas avérée, même si des corrélations diverses et parfois contraires ont été décrites par les auteurs. Ainsi l'excrétion de kystes giardiens est avancées comme significativement accrue en été chez les chiens par Dubná et al. (2007⁹¹) et en hiver chez chiens et chats par Barutzki et Schaper(2007³⁸). De la même façon, l'excrétion de *Cryptosporidium* par les chiens est décrite accrue au printemps par Dubná et al. (2007⁹¹), et entre Octobre et Décembre par Batchelor et al.(2008⁸⁷).

e) Influence du traitement

Giardia est sensible au métronidazole et à certains benzimidazoles. Toutefois, le traitement est fréquemment sans effet curatif, en particulier en chenil ou en refuge, du fait d'une ré-infestation quasi-immédiate. Des mesures hygiéniques doivent être jointes.

B. Les autres parasites moins communs

1. *Angiostrongylus* et *Dirofilaria immitis*, des parasites émergents au centre de l'attention

De nombreuses études ont été publiées ces dernières années concernant ces 2 parasites. *Angiostrongylus vasorum* est un parasite des chiens et d'autres canidés sauvages, décrit en Europe, Amérique du Nord et du sud, Afrique. En dépit de cette large répartition géographique, *A. vasorum* présente un Pattern de distribution particulier : concentré dans des foyers endémiques à hyperendémiques bien circonscrits, ces foyers étant entourés par des zones avec un prévalence faible à nulle et des cas d'Angiostrongylose canine sporadique^{30,113}. Depuis une quinzaine d'années, une diffusion du parasite est constatée dans des zones auparavant indemnes, ainsi qu'une augmentation des cas de maladie clinique en zones endémiques. La répartition du parasite en Grande Bretagne est un bon exemple de l'extension de son aire de répartition^{30,114} : des infestations autochtones sont premièrement décrites dans le Pays de Galles et le Sud-Ouest de l'île en 1982 et sont considérées restreintes dans ces zones jusque le début des années 2000. Aujourd'hui, la zone d'endémie s'est étendue vers l'Est, et des cas sporadiques apparaissent jusqu'en Ecosse.

En France, les prévalences détectées sont 0,13% sur une population de 782 chiens issus de plusieurs régions (Bourdeau 2001⁶³) et 1,25% sur un effectif de 240 chiens dans la région Toulousaine (Montlaur 2015¹¹³). En Europe, selon les zones concernées, les prévalences souvent proches de 0% peuvent aussi varier de 2% à 9%. Des valeurs de prévalences présentées dans des publications sont présentées dans le Tableau 19.

Tableau 19 : Prévalences d'*Angiostrongylus vasorum* en Europe et en France

Pays	Etude	Effectif	<i>Angiostrongylus vasorum</i>	Remarque
Suède	Grandi et al., 2017 ¹¹⁵	2882	0,51-0,88%	Sérum
Belgique	Lempereur et al., 2016 ¹¹⁶	979	4,7%	
Roumanie	Ilie et Imre, 2016 ¹¹⁷	115	5,21%	
Serbie	Kosić et al., 2016 ¹¹⁸	51	1,96%	Chasse
Italie	Guardone et al. 2016 ⁴⁶	450	0,7%	Rural-chasse
	Riggio et al., 2013 ⁴⁹	239	0,4%	
France	Montlaur 2015 ¹¹³	240	1,25%	
	Bourdeau 2001 ⁶³	782	0,13%	
Ecosse	Helm et al., 2015 ¹¹⁹	60	0%	
Angleterre	Schnyder et al., 2013 ¹²⁰	4030	1,32-3,2%	Sérum
Allemagne	Schnyder et al., 2013 ¹²⁰	4003	0,3-2,25%	Sérum
	Barutzki et Schaper 2011 ³⁸	24677	0,5%	
Danemark	Taubert et al., 2009 ¹²¹	4151	3,6%	
	Tønsberg et al., 2004 ¹²²	31	9,7%	Chasse
Grèce	Papazahariadou et al. 2008 ⁸⁸	281	1,1%	Berger-chasse

Les facteurs de risques décrits pour *A. vasorum* sont un âge relativement jeune (autour de 2 ans^{123,124}), un comportement alimentaire de type curieux (pouvant amener le chien à consommer des hôtes intermédiaires), un contact prolongé avec les hôtes intermédiaires ou le réservoir sauvage (rural, activité de chasse), et enfin un climat doux et humide. En France, un pic d'infestation est détecté en Automne (Bourdeau et Laboure, 2009¹²⁵). Dans le reste de l'Europe, d'autres auteurs ont montré des prévalences significativement accrues en hiver-printemps (Morgan et al. 2010¹²⁴, Taubert et al. 2009¹²¹).

Les raisons de cette émergence ne sont pas objectivées. Elle peut être en relation avec le changement climatique entraînant une hausse de la température au-dessus du seuil minimum du parasite ou entraînant des changements dans l'activité et la répartition des hôtes intermédiaires (limaces...). Elle peut aussi être en relation avec des migrations, une augmentation des effectifs du réservoir sauvage (Renard roux principalement) ou un changement de comportement avec de plus en plus d'animaux sauvages vivant en milieu urbain.

Dirofilaria immitis est un parasite du chien, des autres canidés, et occasionnellement du chat, transmis par un invertébré piqueur (moustique) qui joue le rôle de vecteur et d'hôte intermédiaire. Il a par ailleurs un potentiel zoonotique. Autrefois plutôt décrite dans des zones endémiques localisées sur le sud de l'Europe (Régions sud de l'Italie, de l'Espagne, du Portugal, de la France et la Grèce)¹²⁶ jusqu'à la fin des années 1980, les infestations autochtones sont maintenant observées dans des pays d'Europe centrale et de l'est (Tchéquie, Hongrie, Serbie, Slovaquie, Suisse, Pologne...)¹²⁷. En France, des infestations de ce type s'étendent maintenant jusqu'en Normandie. Du fait de cette diffusion, du potentiel zoonotique (pourtant moindre que *D. repens*) et surtout de son importance clinique chez les carnivores domestiques, ce parasite est très étudié ces dernières années en Europe. Des prévalences évaluées dans différentes zones de France sont indiquées dans le Tableau 20. Les évolutions des zones de répartition du parasite et leurs prévalences en Europe jusqu'en 2011 sont clairement décrites par Morchón et al., 2012¹²⁸ : les prévalences vont de 0% à 40% selon la population sélectionnée et la zone géographique.

Dans le reste du monde, des zones endémiques de *Dirofilaria immitis* existent dans les zones surtout chaudes et humides de tous les continents, avec une extension similaire vers les zones plus froides (particulièrement documenté en Amérique du Nord et du Sud).

Le facteur de risque principalement décrit est l'exposition aux piqûres de moustiques.

Tableau 20 : Prévalences de *Dirofilaria immitis* en France (inspiré de Morchón et al., 2012¹²⁸)

	Etude	Effectif	<i>Dirofilaria immitis</i>	Zone	Remarque
France	Pantchev et al. 2009	?	0,22%	Pays	
	Roussel, 2008 ¹²⁹	536	0,07%	Pays	Enquête clinique
	Roussel, 2008 ¹²⁹	536	2,23%	Corse	Enquête clinique
	Ducos de Lahitte, 1990 ¹³⁰	609	0,74%	Pays	
	Ducos de Lahitte, 1990 ¹³⁰	?	0,8%	Pays	
	Guerrero et al. 1992	?	1,48%	Pays	
	Pantchev et al. 2009	?	2,1%	Bouches du Rhône	
	Pantchev et al. 2009	?	12,5%	Corse	
	Pantchev et al. 2009	?	22,2%	Bouches du Rhône	Symptomatique
	Pantchev et al. 2009	?	27,3%	Corse	Symptomatique
	Semat 2016 ¹³¹	65	26%	DOM-TOM, var	Symptomatique
	Guerrero et al. 1992	?	5-15%	Bouches du Rhône, Vaucluse, Corse	
	Guerrero et al. 1992	?	7,3%	Alpes maritimes	
	Guerrero et al. 1992	?	2,5%	Pyrénées Atlantiques	
	Doby et al. 1986 ¹²⁸	?	3,7-10%	Bretagne	Voyages
	Doby et al. 1986 ¹²⁸	?	5%	Normandie	Voyages
	Doby et al. 1986 ¹²⁸	?	3,7%	Cherbourg	Autochtone

Les causes avancées de cette diffusion sont le changement climatique, causant une élévation de la température moyenne en Europe, et l'augmentation des mouvements de chiens de compagnie au sein de l'Europe (tourisme, flux de personnes, suppression des frontières...). L'augmentation de la température dans certaines zones provoque une augmentation de la population et de l'activité des populations de moustiques, un changement de comportement d'endophile à exophile, et une accélération du développement de la larve L3 dans l'arthropode. Ainsi, la température optimale pour les différentes espèces de moustiques est de 25-27°C, et celle pour le développement du stade larvaire L3, 30°C. L'humidité et les précipitations sont aussi des facteurs importants. S'ajoutent à cela les mouvements de chiens potentiellement porteurs de microfaires dans des zones non endémiques, amenant à l'infestation de moustiques locaux et à la transmission autochtone à des carnivores indigènes, l'urbanisation croissante et l'introduction de nouvelles espèces de moustiques (*A. albopictus* par exemple¹²⁸)

2. Les autres parasites respiratoires

a) *Capillaria sp.*

Capillaria aerophila est un parasite du chien, du chat, et particulièrement des carnivores sauvages répandu à l'échelle mondiale et agent de zoonose. Malgré cela, peu d'investigations spécifiques ont été mené dessus, la maladie induite chez les carnivores étant considérée asymptomatique à subclinique et de type sporadique. L'infestation humaine est de faible gravité. Cependant, une augmentation des cas rapportés depuis 10 ans a attiré l'attention des scientifiques¹³².

En France, très peu de donnée sont disponibles sur ce parasite : Bourdeau (2001⁶³) décrit une prévalence de 0,06% dans une population de 755 chats (de clients), et un cas clinique de capillariose chez un chat FIV positif a été publié¹³³. En Europe, des prévalences de 0 à 9% sont décrites chez chats et chiens, comme l'indique le Tableau 21.

Capillaria boehmi est responsable d'une maladie nasale chez le chien et surtout les canidés sauvages. Il est très peu décrit dans la littérature, et sa biologie n'est pas totalement connue, pourtant Guardone et al. (2016⁴⁶) décrit une prévalence de 1,6% sur une population de 450 chiens en Italie, et des cas sont régulièrement décrit en Italie, Pologne, Portugal (...) depuis quelques années^{134,135}.

Les facteurs de risque renseignés pour l'infestation à *C. aerophila* sont le contact répété avec la faune sauvage ou tout autre faune réservoir, et les hôtes intermédiaires. Ainsi l'activité de chasse est décrite comme facteur de risque par Guardone et al., 2016⁴⁶, et le séjour en refuge par Dubná et al. 2007⁹¹. De plus, Guardone mentionne une prévalence significativement accrue chez les femelles, et les chiens de plus d'1 an.

b) Strongles respiratoires

Le strongle respiratoire le plus décrit est *Aelurostrongylus abstrusus*, parasite des chats. C'est un parasite retrouvé à l'échelle mondiale, mais assez peu documenté du fait d'une maladie induite rarement symptomatique. En France, des prévalences de 0,5% et 0,13% sont respectivement avancées dans un effectif de 202 chats de Toulouse par Gibier (2007⁷⁴) et dans un effectif de 755 chats par Bourdeau (2001⁶³). Le parasitisme est régulièrement diagnostiqué dans le Sud-Ouest de la France (de 1 à 7 fois par an, d'après Beugnet et al., 2004⁵). En Europe, comme l'indique le Tableau 21, les prévalences décrites vont de 0% à 20%.

Ensuite, *Crenosoma vulpis* est un parasite des chiens et particulièrement des canidés sauvages, présent dans les zones tempérées (Amérique du Nord, Europe). Il est considéré comme endémique dans les populations de renards d'Europe¹³⁶. En revanche, il fait l'objet d'assez peu de publications chez le chien, et aucune de disponible en France. Les prévalences dans les populations de chiens en Europe restent inférieures à 3%, comme l'indique le Tableau 21.

Les autres strongles respiratoires sont peu voire pas décrits en Europe depuis le début du XXème siècle. Quelques cas d'oslérose canine sont décrits depuis 1835, et sa prévalence est évaluée à 29 sur 66 chiens présentant des signes respiratoires en 1994 à Lyon¹³⁷.

T. brevior est traditionnellement décrit dans les populations de félins sauvages, avec des prévalences pouvant être élevées (63,6% en Italie chez des chats sauvages¹³⁸). Il y a récemment eu une résurgence de cas décrits chez les chats domestiques, probablement due à un manque de documentation dans le passé et la ressemblance du stades L1 avec celui d'*A.abstrusus*. Toutefois, la réelle émergence du parasite dans les populations domestiques ne peut être exclue, due à des changements de comportement ou de climat.

Tableau 21 : Prévalences des strongles respiratoires et *Capillaria* en Europe

	Pays	Référence	Effectif	<i>Capillaria aerophila</i>	<i>Crenosoma vulpis</i>	<i>Aelurostrongylus abstrusus</i>
Chien	Grèce	Kostopoulou et al. 2017 ³⁹	879	1,7%		
	Pologne	Zajac et al., 2017 ⁴³	95	1,1%		
	Italie	Guardone et al., 2016 ⁴⁶	450	9,6%	0,2%	
		Zanzani et al. 2014 ⁴⁸	253	0,9%		
		Ursache et al. 2016 ³⁷	155	0,6%		
		Enachescu et al., 2011 ⁵¹	267	1,5%		
		Costin et al., 2011 ⁵²	168	0,59%		
		Traversa et al., 2009 ¹³⁹	569	2,8%		
	Espagne	Ortuño et al. 2011 ¹⁴⁰	544	0,7%		
	Allemagne	Barutzki et al. 2011 ³⁸	24677	1,3%	0,4%	
		Taubert et al., 2009 ¹²¹	958		2,4%	
	Suisse	Frey et al. 2010 ⁵⁷	92	2,1%		
	Danemark	Taubert et al., 2009 ¹²¹	4151		1,4%	
Tønsberg et al., 2004 ¹²²		31	6,5%			
Tchéquie	Dubná et al. 2007 ⁹¹	3780	0,6%			
		540	0,6%			
Chat	Suède	Grandi et al. 2017 ⁷⁶	205	1%		0,5%
	Pologne	Zajac et al. 2017 ⁴³	68	1,5%		
	Multi*	Beugnet et al. 2014 ⁷³	1519	1%		4,1%
	Allemagne	Becker et al 2012 ⁵⁶	837	5%		1%
		Barutzki et al. 2011 ³⁸	8560	1%		0,5%
		Taubert et al., 2009 ¹²¹	231			5,6%
	Roumanie	Mircean et al., 2010 ¹⁴¹	414	3,1%		5,6%
	Italie	Traversa et al., 2009 ¹³⁹	200	5,5%		
		Brianti et al. 2008 ²⁷	?	1,2%		1,2%
Portugal	Payo-Puente et al. 2008 ¹⁴²	97			17,4%	

De même que *Capillaria sp*, le facteur de risque principal est le contact avec le réservoir sauvage (les renards pour *C. vulpis*, les félidés sauvages en Europe centrale principalement pour *A. abstrusus* et les chats sauvage en Grèce pour *T.brevior*) et les hôtes intermédiaires (gastéropodes terrestres, limaces, escargot) ou paraténiques (pour *A. abstrusus*). La vie rurale est un facteur de risque pour l'infestation par *A.abstrusus* pour Mircean et al (2010¹⁴¹). Taubert et al. (2009¹²¹) décrit en outre une incidence maximale des infestation par *C.vulpis* en hiver (en Allemagne et Danemark), probablement de par les fluctuations de population de limaces et escargots au cours de l'année. Des variations régionales en fonction du climat sont aussi décrites : Payo-Puente et al. 2008¹⁴² décrit des prévalences supérieures d'*A.abstrusus* sous le climat océanique du nord-ouest du Portugal, et *T.brevior* n'est détecté chez les chats domestiques qu'en zone méditerranéenne. L'âge semble aussi être un facteur de risque : le jeune âge pour *T.brevior* et l'âge adulte pour *A.abstrusus*¹³⁸.

3. Les parasites digestifs moins fréquents

a) Les téniasis

Plusieurs espèces de cestodes sont responsables de téniasis, la plus commune est *Dipylidium caninum*, responsable de zoonose (asymptomatique). Cependant, la prévalence de *D.caninum* au sein de populations canine et féline est difficile à évaluer par coprologie. En effet, les proglottis sont mobiles, et sont souvent excrétés entre les défécations, rendant ainsi la présence d'œufs dans les selles très aléatoires. En général, les prévalences évaluées par coprologie sont très faibles : autour de 0-3% en France^{69,75,143} et en Europe^{48,59,88}. Un facteur de risque occasionnellement décrit est un âge de plus de 1 an chez le chien⁴⁰. D'autres techniques de laboratoire ont été développées plus récemment, telles que la PCR appliquées pour détecter spécifiquement des séquences d'ADN de *D.caninum* dans les puces (*Ctenocephalides canis* et *Ctenocephalides felis*). C'est ce qu'a appliqué Beugnet et al (2014¹⁴⁴) sur 1969 puces de 435 chats et 3560 puces de 574 chiens (732 *C.felis* et 2828 *C.canis*) provenant de la plupart des pays européens. La prévalence générale au sein de la population de puces varie de 2,23% à 5,2%, avec une moyenne d'infestation dans les populations positives (c'est-à-dire, dans la cohorte de puces issues d'un même animal hôte et positives) de 19,7%, rendant la ré infestation de l'hôte facile.

Les chiens et les chats peuvent être infestés par des cestodes du genre *Taenia*, par consommation de proies et viscères crus. L'épidémiologie varie selon l'espèce de ténia et les hôtes incriminés (Tableau 2, page 35), mais est toujours lié à un mode de vie rural (Dubná et al. 2007⁹¹, Martinez-Moreno 2007⁷⁹), fermier (Kostopoulou et al. 2017³⁹) ou chasseur. Les prévalences décrites en France et en Europe varient généralement entre 0% et 3% chez les chiens, et 0-4% chez les chats. Certains articles font état d'infestation massive dans certaines populations, avec des prévalences de 17,4% (Rogozarski et al., 2012⁴⁵) ou 12,05% (Oge et al., 2017⁴¹) chez le chien. En outre, d'autres facteurs de risque occasionnellement décrits sont un âge de plus d'1 an⁹¹ et la saison du printemps en Europe centrale⁹¹.

D'autres téniasis sont décrits, et notamment par *Echinococcus*. Toutefois ils sont très peu détectés dans des études coprologiques générales en Europe.

b) *Strongyloïdes stercoralis*

Strongyloïdes stercoralis est un parasite du chien et de l'Homme (caractère zoonotique d'une souche), et rarement du chat, particulièrement répandu dans les zones tropicales et subtropicales. Le climat (chaud) et l'environnement (humide, marécageux) sont fondamentaux du fait de l'importance de l'étape de vie libre dans le cycle biologique. Cependant, il est à noter que le nombre de cas humains en Europe rapportés depuis 20 ans est en augmentation^{145,146}, mais que peu d'études ont été réalisées spécifiquement sur l'infestation canine (par opposition aux zones endémiques, Asie du sud-est, Amérique du sud). Les prévalences évaluées pour ce parasite sont le plus souvent basées sur des méthodes coprologiques générales (Baermann...) souffrant d'un manque de sensibilité (excrétion de stade L1 intermittent, ressemblance avec des nématodes non parasites fécaux...). Ainsi, lorsque *S. stercoralis* est détecté, la prévalence est probablement sous-estimée. En France, *Strongyloïdes stercoralis* est décrit par Bourdeau (2001⁶³) à une prévalence de 0,13%. En Europe, *S. stercoralis* est principalement détecté dans les pays du sud et du sud-est (Roumanie^{50,51}, Espagne⁵⁴, Italie^{48,49,146}, Grèce^{39,88}), les prévalences restent généralement autour de 1%. Des prévalences très hautes ont occasionnellement été détectées comme 11,46% en Roumanie par Tudor et al. (2008⁹⁹) et 20% chez des chiens errants de Serbie par Rogozarski et al. (2012⁴⁵). Des études ont en outre été réalisées en relation avec des effectifs importés dans les pays du nord (0,6% en Islande¹⁴⁷).

c) *Tritrichomonas foetus*

T. foetus est décrit en Amérique du Nord, Asie, Europe et Océanie. Les prévalences détectées en Europe vont de 0% à 20% selon les populations félines étudiées⁹. En France, Profizi et al (2013)¹⁴⁸ montre une prévalence de 14,3% chez 140 chats issus de 117 chatteries. Le jeune âge est généralement décrit comme facteur de risque pour l'infestation. Quelques études démontrent une prévalence significativement accrue chez les chats de pure race, les mâles et les chats vivant en communauté.

Partie 2 : Etude rétrospective

I. Introduction

Le laboratoire DPM reçoit des prélèvements du CHUV et des cliniques extérieures. Le travail qui nous a été confié se situe dans le prolongement des travaux réalisés au laboratoire DPM visant à mieux comprendre les maladies parasitaires ou fongiques au travers des résultats d'analyses ou d'enquêtes épidémiologiques.

L'objectif de cette étude a été de recenser l'ensemble des prélèvements reçus pour recherche coprologique, sérologique ou cytologique, d'établir un inventaire de la faune parasitaire fréquemment rencontrée en clientèle canine en France et de réaliser un état des lieux de l'usage fait de ces analyses de laboratoire en exercice libéral. Elle a pour but de déterminer la prévalence des différents parasites, et le cas échéant les taux d'excrétion, ainsi que de rechercher des facteurs de risques d'infestation : âge, sexe, race, mode de vie, saison ou traitements.

II. Matériels et méthodes

A. Les prélèvements

Les prélèvements reçus par le laboratoire DPM peuvent être de différents types : selles fraîches, sang, sérum et plasma. Pour une meilleure sensibilité de l'analyse coproscopique, il est demandé de récolter une partie des selles fraîches sur 3 jours (total de plus de 5 grammes). Le tout est envoyé dans un pot à bouchon vissé entouré d'essuie-tout et dans un sac plastique (envoi rapide).

Certaines études coproscopiques, dans la littérature, sont réalisées à partir d'échantillons prélevés directement sur l'animal, à l'aide d'un gant d'exploration rectale⁴: cette technique à l'avantage d'être plus rapide, d'éviter la contamination par l'environnement et de ne pas être réalisée par le propriétaire, mais perd en sensibilité (stades parasitaires excrétés de façon intermittente...).

L'analyse des échantillons fécaux est faite rapidement, le jour même ou exceptionnellement jusqu'à 48 heures après. Des échantillons fécaux peuvent être conservés à basse température (4°C) pendant 4 à 8 jours sans altérer le résultat de la coprologie⁴.

B. Techniques d'analyse

1. Analyses coprologiques

L'analyse coprologique commence par une analyse macroscopique. Les qualités physiques des fèces sont décrites : consistance (diarrhée, constipation), coloration (sang, pigments), présence de mucus, présence de débris alimentaires ou végétaux. Des éléments parasitaires macroscopiquement visibles sont recherchés : des ascarides matures ou immatures, des segments ovigères de cestodes (*Dipylidium caninum*, *tænias...*), des ankylostomes et des Trichures adultes. Puis des analyses microscopiques sont réalisées.

a) Coprologie de base par flottation quantitative

Le laboratoire DPM utilise la méthode de flottation et la technique de Mac Master pour réaliser la coprologie de base.

Le principe de flottation permet de concentrer les œufs se trouvant dans les matières fécales en les mélangeant à un liquide dense afin que sous l'action de la pesanteur, les débris lourds sédimentent dans le culot tandis que les éléments parasitaires plus légers remontent à la surface.

La technique de Mac Master permet de quantifier les œufs détectés. Elle utilise le principe de flottation. La dilution connue des matières fécales permet le comptage du nombre d'éléments parasitaires contenus dans la suspension à l'aide d'une lame de Mac Master ou cellule de Mac Master. Celle-ci est constituée de deux chambres contiguës, chacune ayant un volume de 0,15 mL. Le plafond de chaque chambre est marqué d'un réseau de 6 bandes de 1,7 mm de largeur permettant le comptage des œufs par balayage au microscope.

En général, les fèces sont délitées dans une solution dense (sulfate de magnésium, sulfate de zinc ou un mélange sulfate/acétate de zinc) de volume connu afin de réaliser une dilution. L'ensemble est filtré, puis quelques gouttes sont déposées sur la lame de Mac Master. Le nombre total d'œufs est compté dans chaque chambre afin d'obtenir le nombre d'œufs par gramme (opg).

Au laboratoire de DPM, 5 grammes de fèces sont délités dans 75 mL de sulfate de Magnésium.

La technique de flottation associée à la technique de Mac Master permet la détection :

- des œufs d'ascarides (*Toxocara canis*, *Toxocara cati*, *Toxascaris leonina*)
- des œufs d'Ankylostomatidés (*Ankylostoma caninum*, *Ankylostoma tubaeforme*, *Uncinaria stenocephala*).
- des œufs de *Trichuris vulpis*
- des œufs de *Spirocerca lupi*
- des ookystes d'*Isospora*
- des kystes de *Giardia* (une autre technique est plus adaptée, détaillée ci-après)
- des œufs de *Strongyloides stercoralis* (quand ils n'ont pas encore éclos)

b) Recherche de *Giardia* : Ritchie modifiée et test immunologique

La recherche de kystes de *Giardia* est réalisée à l'aide de la méthode de Ritchie modifiée, méthode seulement semi-quantitative : après concentration du matériel par centrifugation ou sédimentation dans un milieu particulier (avec un dégraissant, le liquide de Bailenger et de l'Ether), une coloration au MIF (Merthiolate, Iode, Formol) permet de mettre en évidence les kystes de *Giardia* au microscope sous lamelle.

Au laboratoire de DPM, 2 grammes de fèces sont délités dans 20mL de liquide de Bailenger (acide acétique + acétate de sodium). L'ensemble est filtré puis centrifugé 2 minutes à 2500 tours/min avec 20 mL d'éther. Le culot est ensuite prélevé et coloré avec la solution M.F (volume équivalent) et 2 gouttes de Lugol. La suspension est ensuite observée au microscope.

Le test immunologique employé est le SNAP® Giardia, commercialisé par IDEXX et effectué directement sur un échantillon fécal. Il s'agit d'un test rapide d'immunochromatographie, dont la sensibilité avancée par le laboratoire est de 92% et la spécificité à 99%.

c) Recherche de *Cryptosporidium*

Cryptosporidium est recherché par observation microscopique à fort grossissement d'un étalement fécal coloré (après fixation) par la Fuschine de Ziehl-Neelsen et contre-coloré (après différenciation par H₂SO₄) par du bleu de Méthylène phéniqué.

d) Recherche de stades larvaires par la méthode de Baermann

Cette méthode nécessite un montage de Baermann (Figure 16). Cing grammes de fèces sont déposés sur le papier filtre, et de l'eau est ajoutée jusqu'à dépasser de 2 cm le filtre. Le montage est laissé à reposer pendant 24 heures, à la fin desquelles la pince est retirée et le liquide recueilli pour inspection.

Cette méthode permet de mettre en évidence les strongles respiratoires et *Angiostrongylus*.

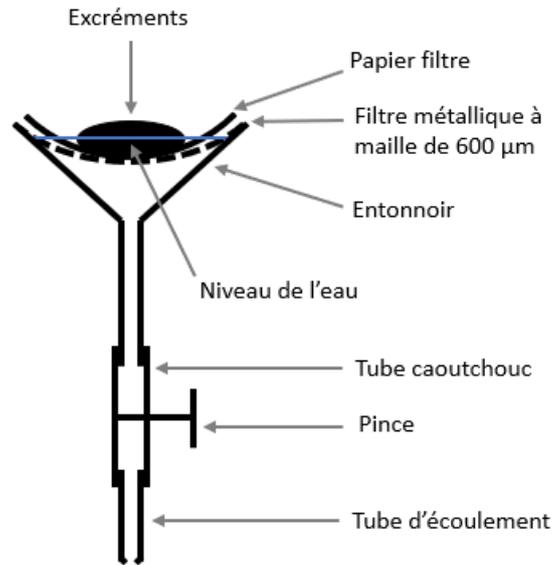


Figure 16 : Schéma du montage de Baermann

2. Sérologies et microfilaries

La sérologie pour *Angiostrongylus vasorum* est effectuée avec le Test IDEXX Angio Detect™ et un échantillon sanguin. La sensibilité et la spécificité avancées par le laboratoire sont respectivement 97,1% et 98,9%.

Dirofilaria immitis peut être mis en évidence par détection de microfilaries dans un échantillon sanguin ou par sérologies. L'analyse est réalisée en plusieurs étapes :

- Examen direct : il est réalisé au microscope, sur sang total, et observation de microfilaries mobiles entre les hématies.
- Recherche d'antigènes circulants : elle est effectuée grâce à un test SNAP® Dirofilariose commercialisé par IDEXX. Le laboratoire indique une spécificité de 97% et une sensibilité de 84%.
- Concentration et coloration : si les microfilaries ne sont pas observées, il sera nécessaire de concentrer l'échantillon. Pour cela, 1 mL de sang est mélangé avec 1 mL de solution hémolytante (liquide de Lazarus : acide acétique, eau distillée) et complété jusqu'à 10 mL dans une seringue graduée à l'aide de solution tampon. L'ensemble est passé sous pression dans un montage filtrant. Le filtre est ensuite appliqué sur 2 lames : la première est observée directement au microscope.
- Coloration histochimique : En cas d'observation de microfilaire, la coloration histochimique est réalisée. Il s'agit d'une coloration de l'activité phosphatase acide des microfilaries, localisée en des points différents selon l'espèce (*D.immitis* et *D.repens*). Le protocole est assez long et nécessite la préparation extemporanée de plusieurs solutions et une incubation d'une heure.

C. Données collectées

Chaque prélèvement reçu au laboratoire DPM est accompagné d'une fiche de commémoratifs en général complétée par le praticien (Annexe 1, Figure 38). Depuis l'été 2016, cette fiche est scannée et conservée sous format PDF. La demande d'analyse est ensuite enregistrée et se voit attribuer un numéro de dossier. Une fois l'analyse réalisée, le résultat est consigné sous format papier dans le registre des analyses. Ce registre se présente sous la forme de classeurs et regroupe toutes les analyses réalisées par le laboratoire. Les classeurs, rassemblant chacun les analyses d'un mois, sont ensuite rangés par année. Les feuilles de commémoratifs sont quant à elles classées et archivées par année et par ordre de numéro de dossier.

Le recueil de données a commencé par la recherche des analyses coprologiques réalisées entre le 1^{er} Janvier 2008 et le 31 Décembre 2017 dans les registres d'analyses. Un tableau informatique a alors été fabriqué, incluant pour chaque analyse : la date, le numéro de dossier, le nom du propriétaire, l'espèce et le nom de l'animal, la nature du prélèvement, les tests réalisés et enfin les résultats.

Dans un deuxième temps, les feuilles de commémoratifs ont été récupérées dans les archives du laboratoire. Elles ont permis de rajouter sur le tableau :

- le code postal, l'âge, la race et le sexe de l'animal
- la présence de congénères, les observations sur le mode de vie ou les voyages antérieurs
- le motif et la suspicion exprimée
- les signes cliniques, leurs dates ou circonstances particulières d'apparition (mise-bas, introduction...)
- les examens complémentaires précédemment réalisés, ainsi que leurs résultats s'ils sont renseignés
- les tentatives de traitement, les traitements en cours
- dans le cas d'analyses demandées par des praticiens du centre hospitalier d'ONIRIS, le service demandeur

Néanmoins, l'ensemble de ces informations n'était pas disponible sur toutes les fiches.

Tout animal présenté au Centre Hospitalier Vétérinaire d'ONIRIS possède un dossier informatique, plus ou moins actualisé. La recherche des dossiers de l'ensemble des animaux dans la base Clovis, à partir des noms des propriétaires, a permis de rajouter des données au tableau lorsqu'elles étaient manquantes. Dans le cas d'analyses demandées par un service du CHUV, les informations cliniques et diagnostiques ont été considérablement accrues.

Les caractéristiques de la base de données brutes sont rassemblées ci-après.

Nous excluons de l'étude *Troglostrongylus brevior* du fait d'une re description trop récente, et *Tritrichomonas foetus* car l'analyse correspondante n'est pas réalisée depuis le début de l'étude.

D. Analyse statistique

Le tableau de données a été manipulé sur Excel puis R pour être exploitable. Les tests statistiques ont ensuite été réalisés sur R : des tests de Khi-deux et Fisher exacts ont permis de comparer les prévalences et de faire ressortir les facteurs de risques. Des tests de Kruskal Wallis ont été réalisés afin de comparer les taux d'excrétion des parasites les plus fréquemment rencontrés.

Dans les résultats, les fréquences d'isolement sont appelées "prévalences" par rapport aux analyses réalisées et non pas à une population de référence puisqu'il s'agit d'analyses de laboratoires non systématiques.

Récapitulatif

La base de données brutes

Elle comporte :

- Date d'analyse
- Code postal
- Nom du propriétaire
- Numéro de dossier
- Espèce
- Nombre d'animaux concernés
- Nom de l'animal
- Âge (en années)
- Âge (en mois si moins d'1 an)
- Sexe
- Race
- Possède un dossier Clovis ?
- Analyse demandée par un service de l'école ?
- Mode de vie
- Voyage connu
- Autres chiens
- Autres chats
- Autres animaux
- Evènement marquant rapporté ?
- Nature de l'échantillon
- Analyse demandée
- Motif
- Durée d'évolution des signes cliniques
- Signes cliniques depuis l'adoption ?
- Signe clinique 1
- Qualificatif 1-1
- Qualificatif 1-2
- Qualificatif 1-3
- Signe clinique 2
- Qualificatif 2
- Signe clinique 3
- Signe clinique 4
- Caractère contagieux rapporté
- Examen complémentaire précédent 1
- Examen complémentaire précédent 2
- Examen complémentaire précédent 3
- Traitement antérieur 1
- Traitement antérieur 2
- Traitement antérieur 3
- Traitement antérieur 4
- Traitement antérieur 5
- Traitement antérieur 6
- Traitement antérieur 7
- Résultat de l'analyse 1
- Quantification 1
- Résultat de l'analyse 2
- Quantification 2
- Résultat de l'analyse 3
- Quantification 3

III. Résultats

A. Conditions de l'étude

Entre le 1^{er} Janvier 2008 et le 31 Décembre 2017, les échantillons de 625 chats et 1713 chiens ont été analysés au laboratoire DPM pour les parasites digestifs et respiratoires. S'y ajoutent 17 carnivores domestiques d'espèce non précisée. Nous continuerons de prendre en compte uniquement les animaux d'espèce connue.

1. Nature des prélèvements

Sur la période étudiée, 2418 échantillons ont été reçus au laboratoire de Dermatologie, Parasitologie et Mycologie d'ONIRIS concernant les parasites envisagés ici. Il s'agit de 2265 prélèvements de fèces, 138 échantillons sanguins et 15 d'un autre type (lavage broncho-alvéolaire, matière régurgitée...) (Tableau 22).

Tableau 22 : Nature des prélèvements analysés au Laboratoire DPM

	Matières fécales	Plasma, Sérum	Sang	Lame	Lavage broncho-alvéolaire	Vomi	Autre
Chat	617	5	1	0	0	1	1
Chien	1633	62	58	8	2	2	9
Inconnu	15	4	0	0	0	0	0

Enfin, comme l'indique le Tableau 23, les demandes d'analyses proviennent en très grande majorité de vétérinaires extérieurs. D'autres analyses sont demandées par les praticiens du CHUV, le service de Nutrition et des labos proches.

Tableau 23 : Origines des demandes d'analyses

	Chiens (n=1713)	Chats (n=624)
Labo SPF Panelis	0,7%	1,6%
Service de nutrition	1,3%	1,6%
Etude Merial	/	2,9%
CHUV	8,4%	8,2%
Laboratoire Boisbonne	11,6%	/
Vétérinaires extérieurs	78%	85,7%

Les prélèvements sont individuels dans la majorité des cas. Toutefois, les échantillons de fèces sont parfois des mélanges de matières fécales de plusieurs individus, comme indiqué dans les Tableaux 24a-b. Il s'agit le plus souvent d'excréments recueillis dans des habitats communs, ou de choix financiers des clients. La positivité des résultats signifie alors l'infestation de tous ou seulement d'une partie des individus.

Tableaux 24a-b : Nombre d'individus par échantillon de fèces

Chien	Effectif	Chat	Effectif
1	1461	1	607
2	112	2	4
3	17	4	1
4	9	5	1
5	2	>5	4
6	3	Inconnu	0
7	2	Total	617
>7	17		
Inconnus	10		
Total	1633		

Ainsi, 90,0% des prélèvements canins et 98,9% des prélèvements félines sont individuels. La positivité des tests réalisés sur des prélèvements communs a une valeur incertaine (ensemble des animaux infestés ou juste un). Par approximation, dans la suite de l'analyse, nous considérerons un échantillon comme un animal, sachant bien que cela introduit une imprécision. Nous aborderons en outre dans un premier temps les prélèvements de fèces et techniques de coprologie, et dans un deuxième temps les autres types d'analyses.

2. Répartition temporelle et géographique des prélèvements fécaux

La Figure 17 montre que le nombre d'analyses coprologiques réalisées au Laboratoire suit une tendance croissante pour les 2 espèces domestiques. Toutefois, cette évolution n'est pas constante et une régression linéaire significative ne peut être réalisée.

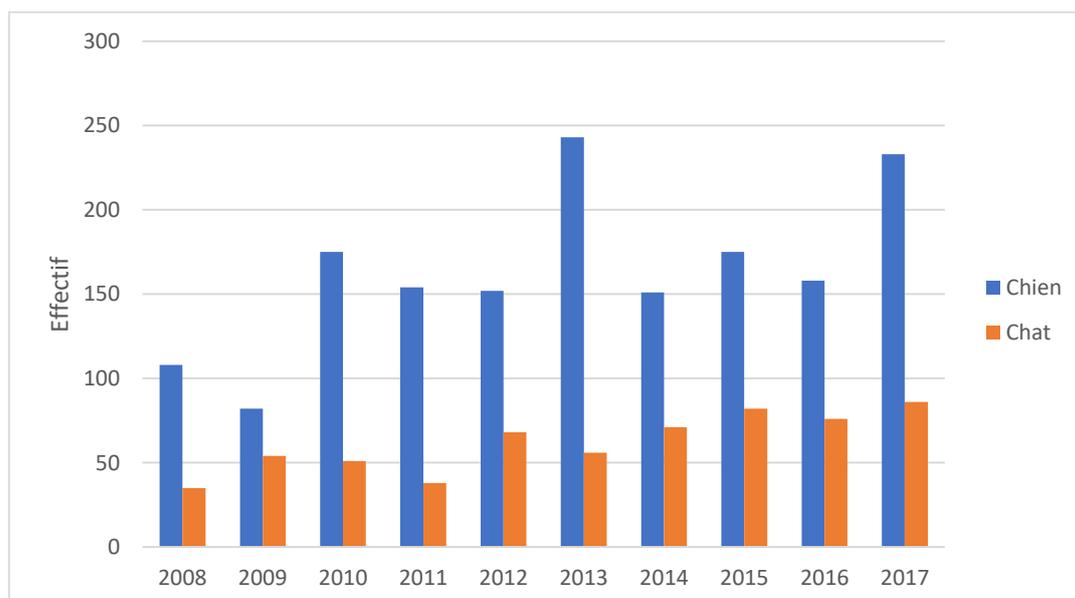


Figure 17 : Répartition annuelle des analyses coprologiques réalisées par le Laboratoire (n=2250, détail en annexe 2 : tableau 55)

Ainsi, entre les périodes 2008-2012 et 2013-2017, il y a eu une augmentation des analyses coprologiques chez les chiens et les chats : de 43% pour les analyses canines (671 contre 960) et de 51% pour les analyses félines (246 contre 371).

Le laboratoire traite moins d'analyses coproscopiques pendant la période estivale (Mai à Septembre), comme l'indique la Figure 18.

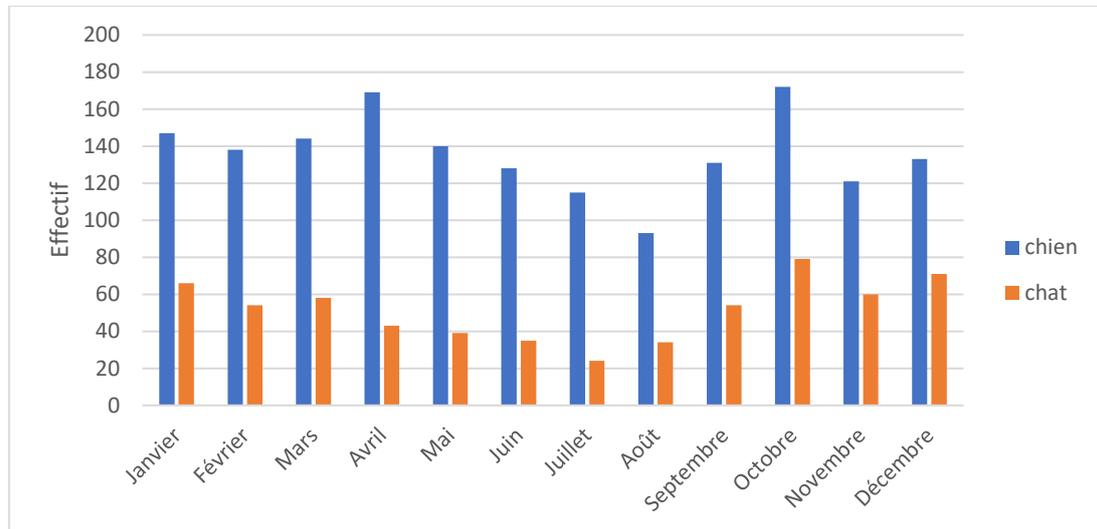
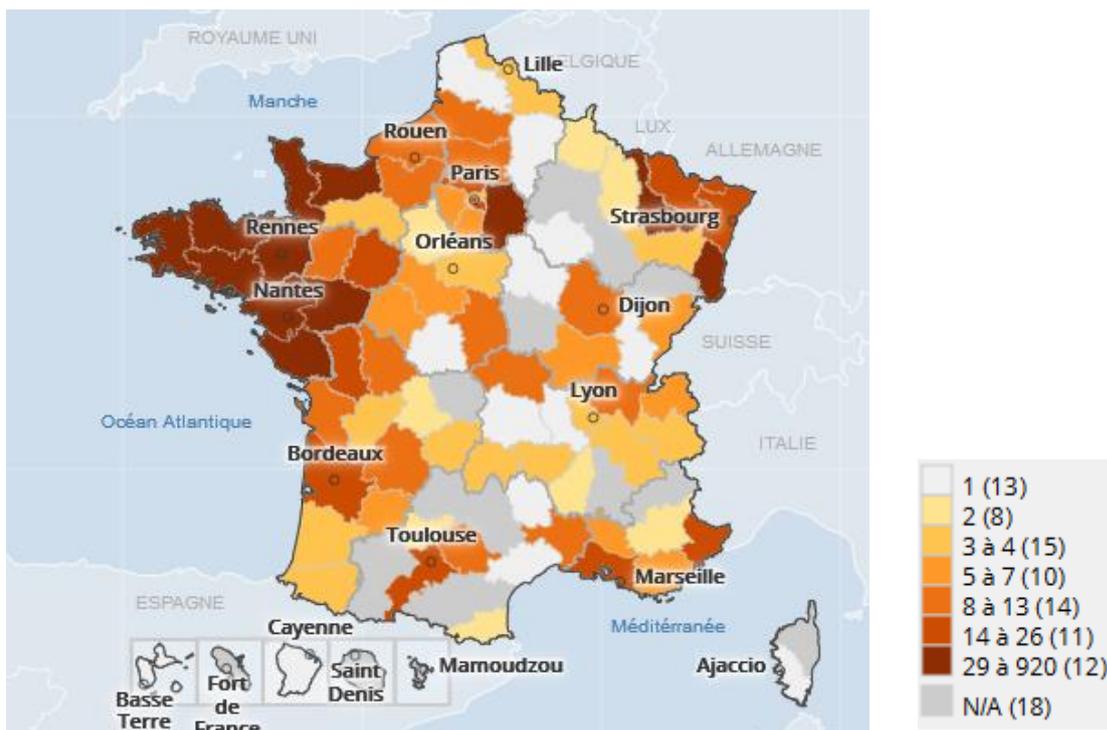


Figure 18 : Répartition mensuelle des analyses coprologiques réalisées par le Laboratoire (Détail en annexe 2 : Tableau 56)

Les échantillons de fèces proviennent de toute la France métropolitaine, mais de façon très hétérogène (Carte 1). La majorité des échantillons proviennent des départements proches de Nantes et plus densément peuplés, la zone du centre du pays étant peu représentée. A l'échelle régionale, les Pays de la Loire est la région d'origine de la majorité des prélèvements avec 51,7% des analyses. Suivent la Bretagne (13,6%), l'Île de France (5%), la Normandie (4,9%) et le Grand Est (4,5%). Enfin, il est à noter que 3 échantillons proviennent de Suisse (0,1%) et 3 autres de France non métropolitaine (0,1%). De plus, 151 échantillons (6,7%) sont d'origine non précisée.



Carte 1 : Provenance géographique des analyses coproscopiques (réalisée avec Géoclip®)(Détail en annexe 2 : Tableau 57)

3. Analyses coprologiques demandées

Les analyses réalisées sur les matières fécales dépendent de la demande des vétérinaires et des parasites recherchés. L'analyse la plus demandée est la coprologie de base, consistant en la détection et la quantification d'œufs d'helminthes et de coccidies par une méthode de flottation. Viennent ensuite les méthodes d'investigation de giardiose, détection des kystes et d'antigène (méthode immuno-enzymatique), ainsi que *Cryptosporidium*.

Enfin, la recherche de larves de strongles respiratoires (Baermann) et d'Angiostrongles sont moins fréquemment demandées.

Tableau 25 : Nature des analyses coprologiques réalisées

Analyses	Chat	Chien
Coprologie de base	530	1397
Kystes <i>Giardia</i>	430	1089
Antigène <i>Giardia</i>	215	529
Baermann	37	116
<i>Angiostrongylus</i>	2	49
Antigène <i>Cryptosporidium</i>	183	435
Diagnose	4	12

On peut aussi remarquer que 65% des prélèvements canins et 71% des prélèvements félines font l'objet d'au moins 2 méthodes d'analyses.

4. Populations étudiées par coprologie

a) Race, âge, sexe

Les effectifs raciaux de chats sont indiqués dans la Figure 19. La population féline est majoritairement composée de chats de types européen ou croisé (51,2%). Les chats de races représentent 30,5% de la population, et comptent diverses races indiquées ci-dessous. Les races mineures incluent des effectifs de moins de 1% : Bleu russe, British straight, Devon rex, Domestic shorthair, Exotic shorthair, Oriental, Somali, Savannah, Scottish straight, Sibérien et Sphynx.

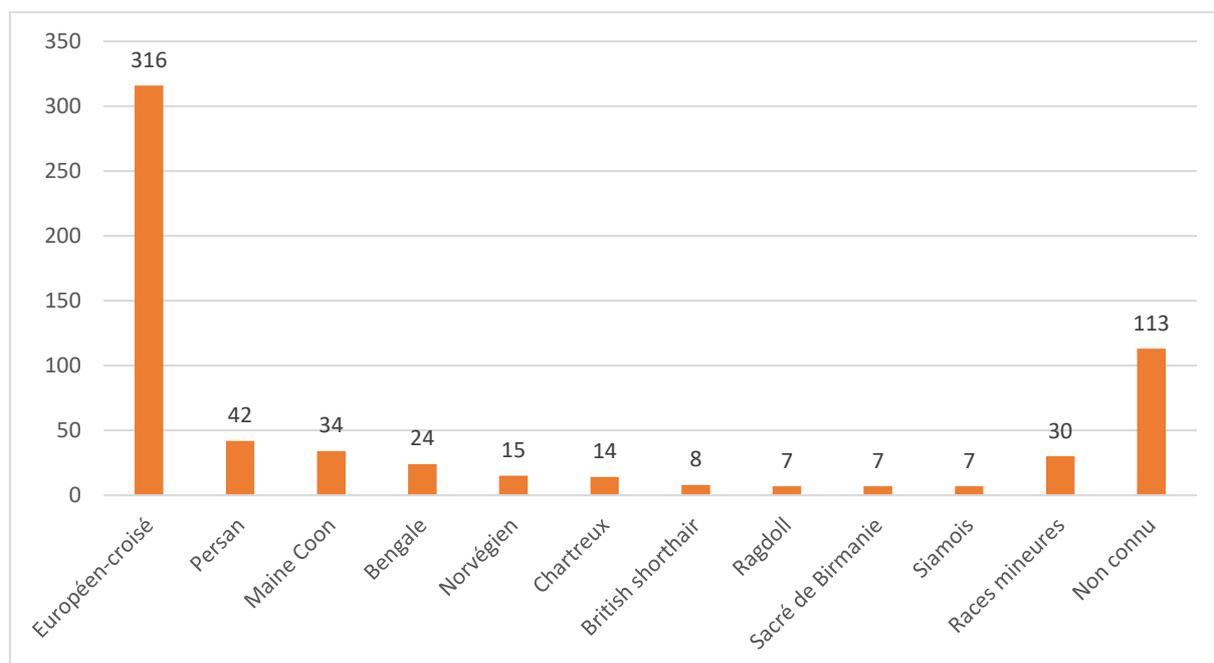


Figure 19 : Effectifs des races félines (coproscopie) (n=617)

Les effectifs raciaux des chiens, indiqués dans la Figure 20, montre une population très variée. Les chiens croisés représentent 6,2% des individus, et 23% des animaux sont de race inconnue (374/1633). Les races sont trop nombreuses pour les citer.

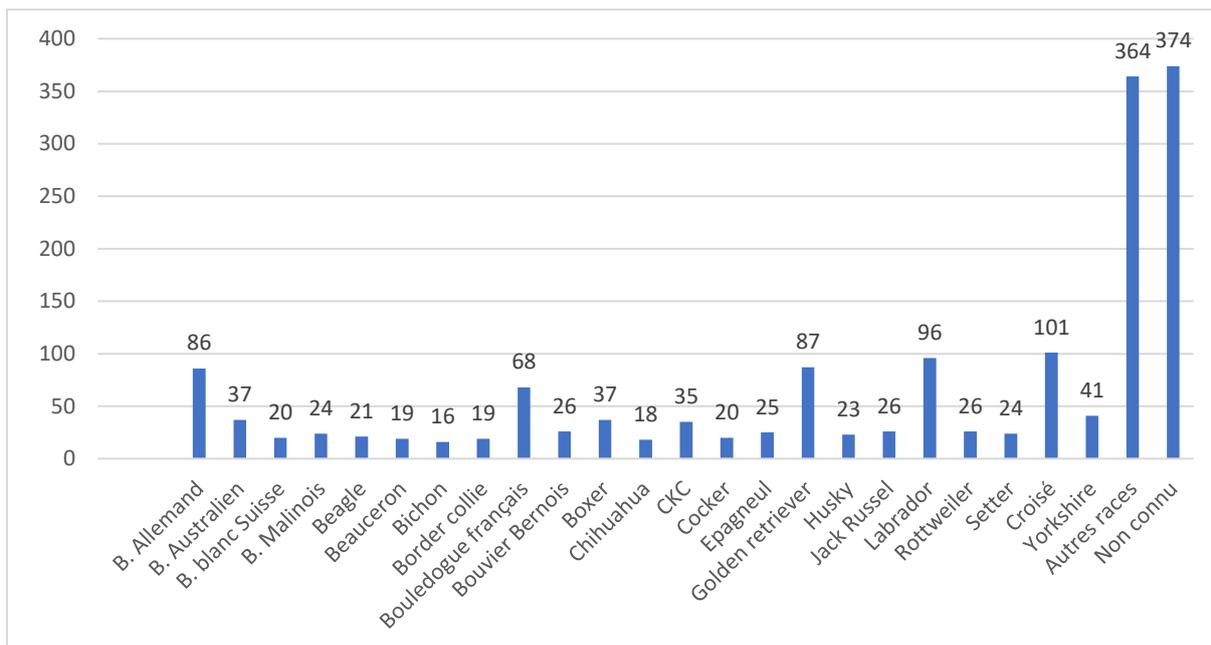


Figure 20 : Effectifs des races canines (coproscopie) (n=1633)

L'âge est connu pour 80,6% des chats et 73,7% des chiens. La répartition des âges au sein des 2 populations est très similaire. Ainsi l'âge moyen des individus au moment de leur coproscopie est de 2 ans et 9 mois, et l'âge médian de 1 an. Les populations de carnivores étudiées sont donc majoritairement jeunes à très jeunes (Figures 21 et 22).

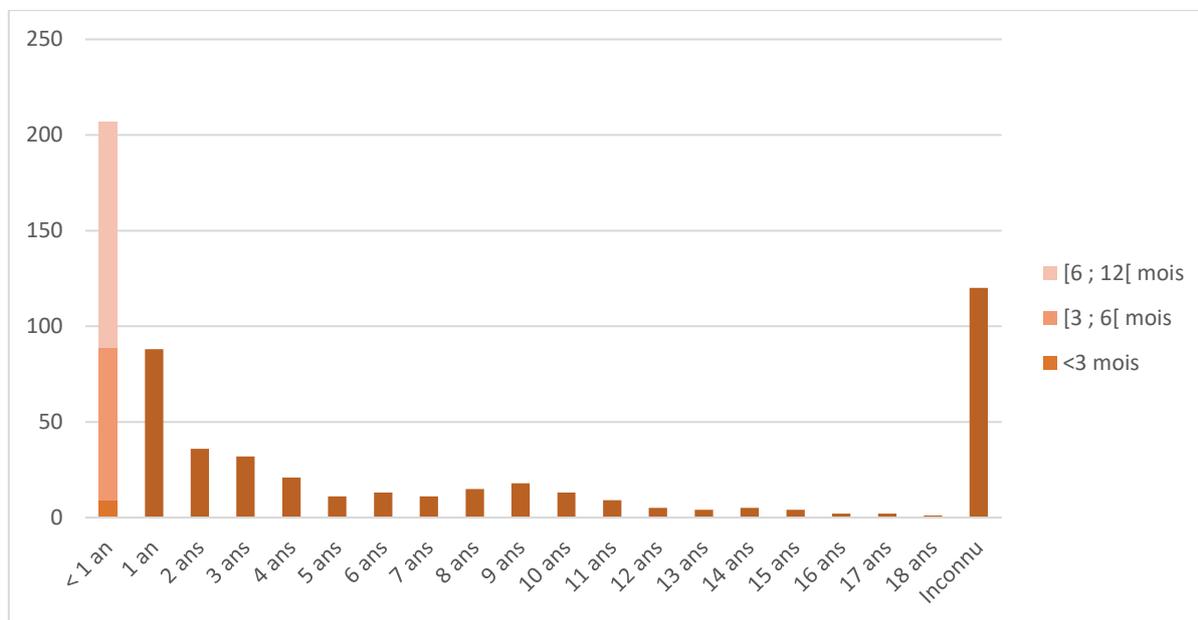


Figure 21 : Effectifs des chats par âge (n=617, détail en annexe 2 : Tableau 58)

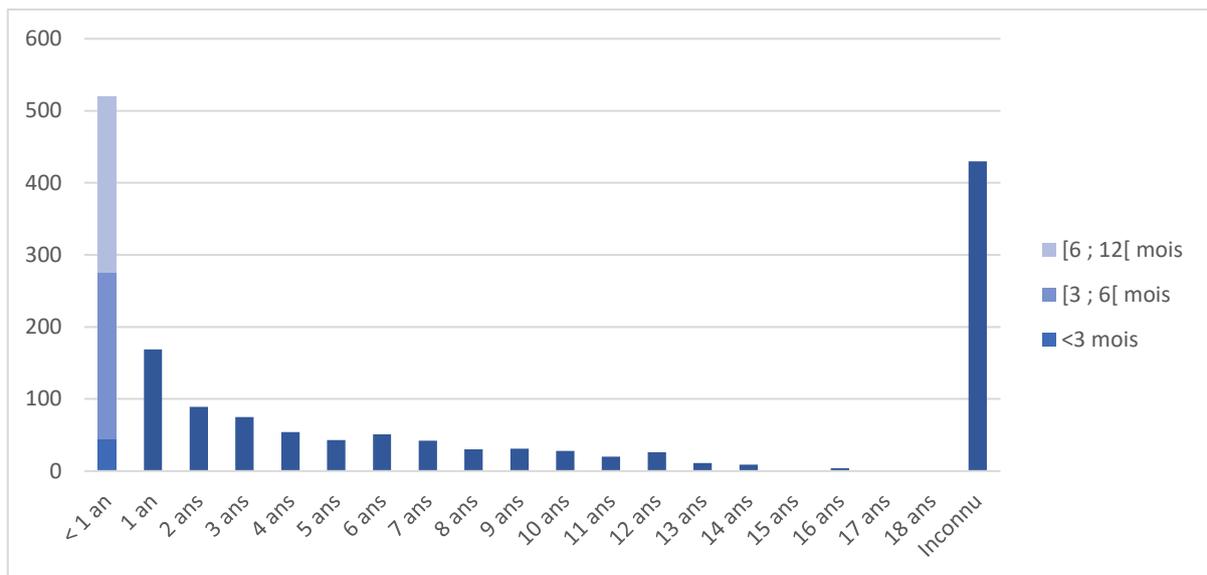


Figure 22 : Effectif des chiens par âge (n=1633, détail en annexe 2 : Tableau 58)

Les sexes des individus étudiés sont connus pour 83% des chats et 75% des chiens (Figure 23a-b). Les proportions mâle-femelle sont équilibrées dans les 2 populations, avec des rapports 278-218 chez les chats et 656-546 chez les chiens. Certains échantillons étant communs à plusieurs individus, il arrive qu'ils correspondent à deux sexes différents. Ces échantillons ne seront pas pris en compte dans les analyses statistiques évaluant l'influence du sexe.

Enfin, les populations stérilisées sont également plus importantes chez les chats.

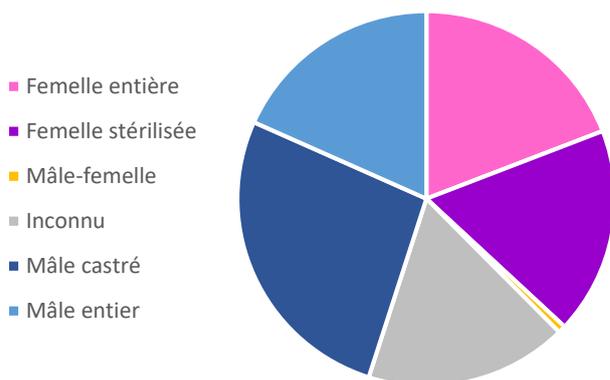


Figure 23a : Répartition des sexes chez les chats (n=617)

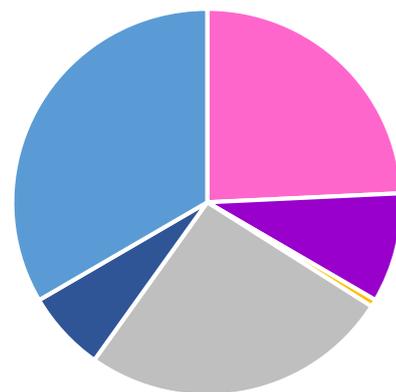


Figure 23b : Répartition des sexes chez les chiens (n=1633)

Figure 23a-b : Répartition des sexes au sein des populations étudiées (détail en annexe 2 : Tableau 59)

b) Mode de vie

Le mode de vie des populations étudiées est très majoritairement non renseigné (Tableau 61 en annexe 2). Les effectifs connus étant trop réduits, cette variable ne sera pas conservée dans l'analyse statistique. Il en est de même pour les antécédents de voyages à l'étranger (Tableau 62 en annexe 2).

En revanche, la cohabitation avec d'autres animaux dans le même habitat est mieux renseignée : les congénères sont connus pour 66,8% (412) des chats et 56,6% (924) des chiens. Ainsi parmi les chats : 145 animaux (23,5%) vivent seuls contre 235 (38%) avec un congénère de la même espèce et 85 (13,8%) avec un autre carnivore domestique. Chez les chiens, 444 individus (27,2%) sont seuls, contre 368 (22,5%) avec au moins un autre chien et 186 (11,4%) avec un chat (Annexe 2 : Tableau 60).

Enfin, il a été précisé que 16 des chats et 24 des chiens ont vécu l'arrivée récente d'un nouvel animal dans la maison (introduction ou mise bas). Les effectifs restent aussi trop faibles.

5. Les analyses sur prélèvements de type sanguin (lame cytologique, sang, plasma et sérum)

Entre le 1^{er} Janvier 2008 et 31 Décembre 2017, des prélèvements sanguins de 105 chiens et 5 chats ont été analysés au laboratoire DPM. Il s'agit, comme indiqué dans le Tableau 22, de 62 échantillons de plasma/sérum et 58 de sang canin ainsi que 5 prélèvements plasmatiques et 1 sanguin de chats. S'y ajoutent 8 lames cytologiques canines.

Tableau 26 : Analyses réalisées sur les prélèvements sanguins

	Chat	Chien
Sérologie Angiostrongylus	1	46
Dirofilaria	4	58
Diagnose		1
Total	5	105

Toutes ces analyses sont demandées par des vétérinaires extérieurs. Elles sont résumées dans le Tableau 26.

Quant à la répartition temporelle, ce type d'analyse est très peu demandé jusque 2012 : ainsi sur la période étudiée, 91% des analyses ont été réalisées après 2012. Plus précisément, jusque 2013, quasiment aucune recherche d'Angiostrongyles n'est réalisée. Les vétérinaires montrent un intérêt croissant pour les Angiostrongyles de 2014 à 2017, alors que la suspicion de *Dirofilaria* atteint un pic en 2015. L'évolution est décrite dans la Figure 24. La répartition mensuelle ne montre pas d'information remarquable.

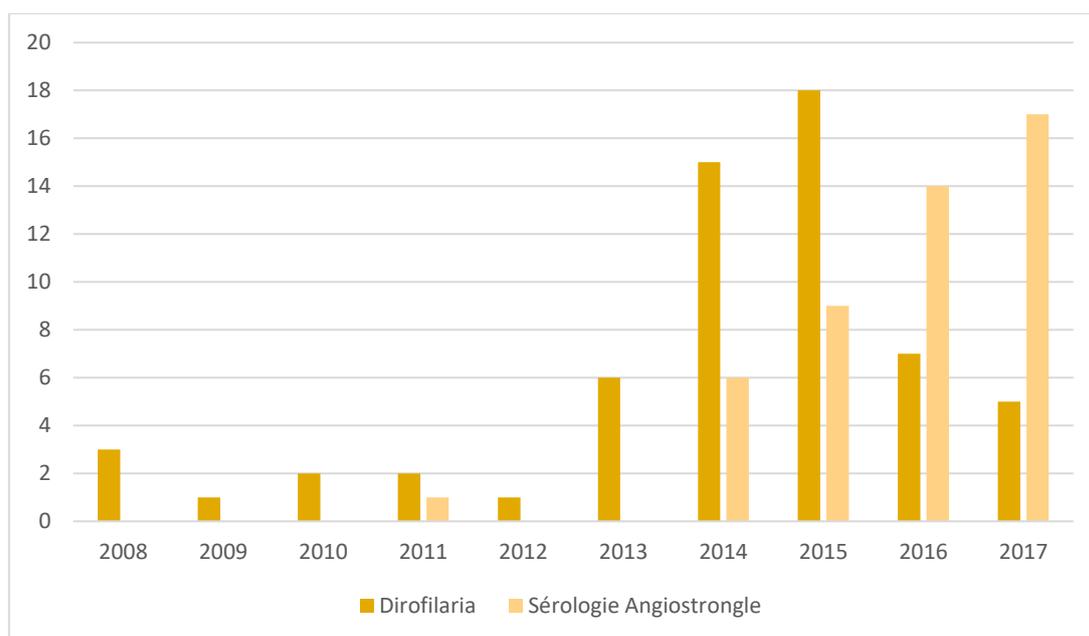


Figure 23 : Répartition annuelle des analyses réalisées sur les prélèvements sanguins

La population concernée est comparable à celle ayant fait l'objet d'analyses coprologiques, mis à part des âges plus importants. Les caractéristiques de la population canine sont rassemblées dans le Tableau 27. Le mode de vie est très peu renseigné, le motif l'est un peu plus (49%). Le motif principal pour lancer de telle analyses est d'abord la présence d'un cadre clinique évocateur (78% des motifs renseignés), puis un suivi post-traitement (13,7%) et enfin un dépistage (suite ou en prévision d'un voyage).

Concernant les signes cliniques présentés par la population, ils ne sont renseignés que chez 63 des chiens. Au vu des parasites suspectés, les proportions des différents symptômes varient logiquement : les signes respiratoires sont les plus fréquents (Toux, dyspnée, épistaxis), suivis d'autres signes précédemment décrits.

Tableau 27 : Caractéristiques de la population ayant fait l'objet d'analyses sanguines

Chiens (n=105)					
Race	Croisé : 15	Races: 66. Labrador, teckel, Jack-Russel, ...			Inconnu : 24
Age	Age moyen : 5,8 ans		Age médian : 5 ans		Inconnu : 13
Sexe	Femelle entière : 19	Femelle stérilisée : 26	Mâle entier : 27	Mâle castré : 9	Inconnu : 24

Les chats sont tous des femelles stérilisées de type européen/croisé.

Récapitulatif

Les conditions de l'étude

L'étude se base sur 625 chats et sur 1713 chiens, dont sont issus 2265 prélèvements de fèces, 139 échantillons sanguins et 14 d'un autre type (lavage broncho-alvéolaire, matière régurgitée...) au total.

La majorité des prélèvements sont envoyés par des vétérinaires extérieurs.

La coprologie concerne 617 prélèvements de chats et 1633 de chiens. Les prélèvements canins et félines sont individuels à respectivement 90,0% et 98,9%. Par approximation, nous considérerons chaque prélèvement comme individuel.

Le nombre de prélèvements varie selon l'année et le mois. Ils sont d'origine géographique diverse, mais 51,7% sont issus de la région Pays de la Loire. Les tests réalisés sur chaque prélèvement sont différents et dépendent de la demande du praticien. Les populations étudiées sont globalement jeunes à très jeunes, et équilibrées entre mâle et femelles.

Les analyses réalisées sur prélèvement de type "sanguin" concernent 105 chiens et 5 chats et correspondent à des recherches d'*Angiostrongylus* et *Dirofilaria*. Ces analyses sont très peu demandées avant 2012. La majorité sont demandées suite à un cadre clinique évocateur d'infestation.

B. Caractéristiques de la demande d'analyse coprologique

1. Motifs

Comme indiqué dans le Tableau 28, la grande majorité des demandes d'analyses est motivée par la présence de signes cliniques, faisant suspecter au vétérinaire une maladie parasitaire : 74,6% des chats et 65% des chiens. Les motifs restent inconnus pour 20,9% des chats et 31% des chiens.

Enfin, quelques analyses ont été demandées pour une autre raison : suivi post-thérapie, et dépistage (suspicion de contamination par un congénère, bilan de santé annuel, avant une saillie ou une introduction, pour l'export...).

Tableau 28 : Motifs des demandes d'analyse coproscopiques

	Chats (617)	Chien (1633)
Signes cliniques	460	1062
Dépistage	15	27
Suivi post-thérapie	13	36
Non précisé	129	508

2. Signes cliniques

L'état clinique des animaux ayant fait l'objet d'analyses coprologique est décrit chez 64,8% des chiens (1059/1633) et 74,6% des chats (460/617). Ils sont décrits dans la Figure 25 et la Figure 26. Les signes cliniques présentés par les 198 chiens du laboratoire de Boisbonne ne sont jamais rapportés.

La diarrhée est le signe clinique le plus largement décrit, présent chez 47,4% des chiens (772 individus) et 61,8% des chats (381 individus). D'autres signes digestifs sont fréquemment avancés : Hématochézie, vomissements, incontinence fécale, constipation, éléments longilignes observés dans les selles régurgités, inconfort digestif (ballonnement, flatulences, borborygmes), anorexie, dysorexie et polyphagie... Des signes respiratoires sont également décrits : Toux, dyspnée, intolérance à l'effort.

Une atteinte de l'état général, avec amaigrissement, retard de croissance, abattement, hyperthermie ou hyperthermie est également présente dans les motifs cliniques. Des manifestations cutanées, nerveuses, urinaires entrent dans le tableau clinique à un degré moindre.

Enfin, des atteintes pouvant être des complications de parasitisme sont avancées : thrombose de l'artère pulmonaire, intussusception, torsion mésentérique, triade féline, pneumothorax, prolapsus rectal.

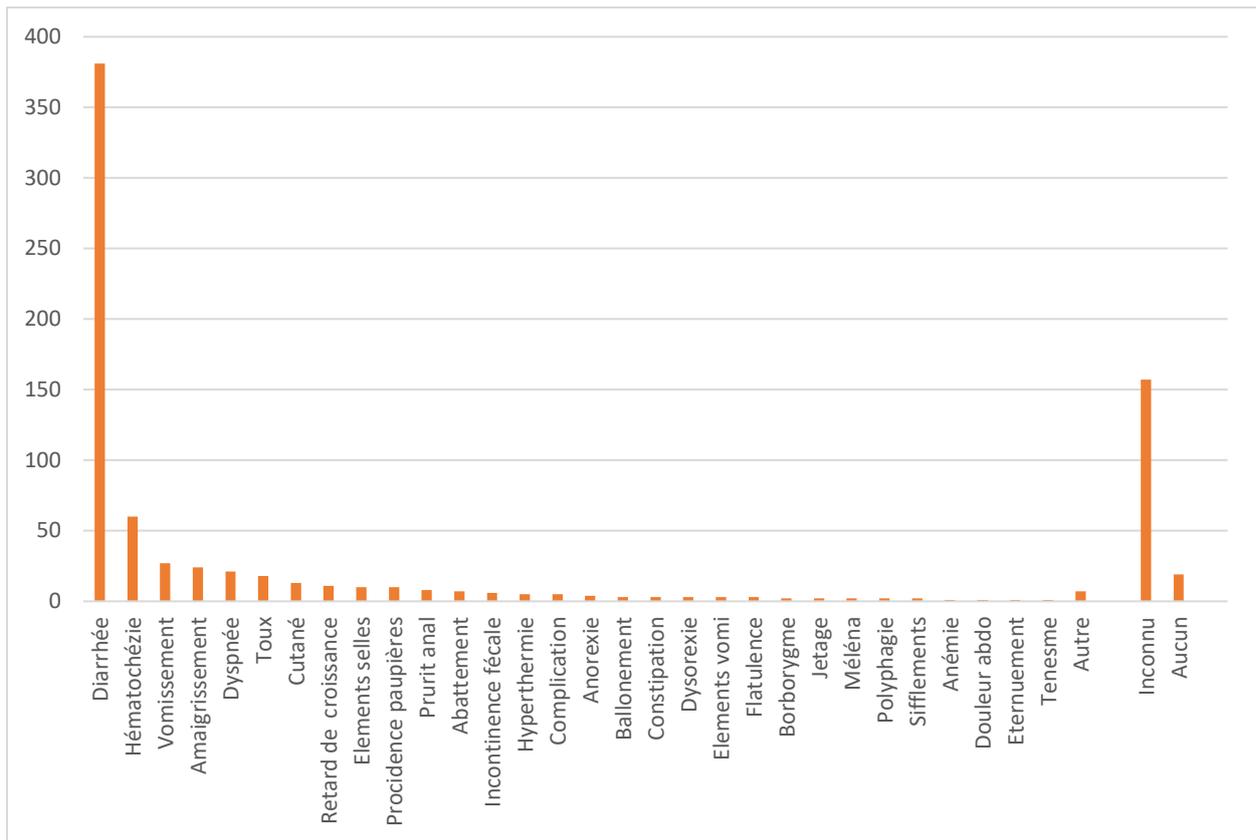


Figure 24 : Signes cliniques présentés par les chats ayant fait l'objet d'une analyse coprologique (Détail en annexe 3 : Tableau 63)

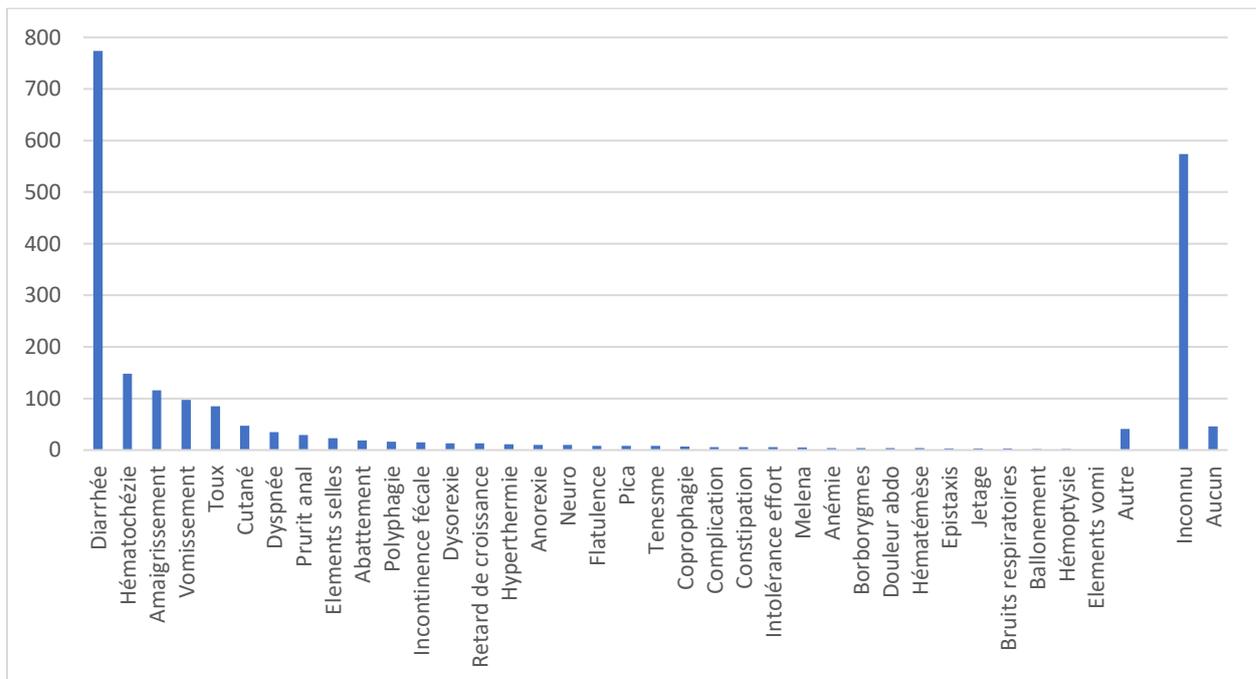


Figure 25 : Signes cliniques présentés par les chiens ayant fait l'objet d'une analyse coprologique (Détail en annexe 3 : Tableau 64)

Afin de décrire l'état clinique des populations, il est fondamental de s'intéresser à la sévérité de la maladie ainsi que son caractère chronique ou aigu. La diarrhée étant le signe clinique de loin majoritaire, décrite chez 772 chiens et 381 chats, il s'agira d'un bon indicateur. Ses qualificatifs sont retranscrits dans le Tableau 29. Elle est le plus souvent jugée chronique (chez 280 chiens et 142 chats) et légère à modérée (pour 73 chiens et 40 chats). Evidemment, il s'agit là de caractéristiques subjectives et partielles.

Tableau 29 : Qualificatifs de la diarrhée décrite

	Chronique	Aigüe à subaigüe	Sévère/liquide	Légère à modérée
Chats (n=381)	37,3 %	1,0 %	9,5 %	10,5 %
Chiens (n=772)	36,2 %	1,8 %	7,3 %	7,6%

3. *Place de la coprologie dans le diagnostic*

La décision de procéder à un examen coprologique n'est en général pas prise dès l'apparition des signes cliniques. Ainsi, sur les 1013 chiens et 441 chats qui présentent des signes cliniques connus, la durée d'évolution des symptômes est connue pour 510 chiens et 262 chats. La décision de réaliser une coprologie est prise en moyenne 5 mois après le début des signes chez les chiens, et 4 mois chez les chats. De plus, dans les deux espèces, la médiane est à 2 mois : la moitié des animaux étudiés ont subi une coprologie moins de 2 mois après l'apparition de la maladie.

De plus, la coprologie n'est pas forcément le 1^{er} examen complémentaire réalisé en cas de signe évocateur. La démarche diagnostique est renseignée pour 688 chiens et 323 chats. Parmi eux, seuls 40,7% des chiens et 36,5% des chats ont fait l'objet d'un examen complémentaire. Il n'y a pas de différence significative entre les deux espèces (Khi deux pvalue > 0,05).

Ces examens sont rassemblés dans les Figure 27 et la Figure 28. Les deux principaux types d'analyses, dans les 2 espèces, sont la biochimie et le Snap Test (de type SNAP IDEXX® : Giardia, coronavirus, parvovirus). Suivent, chez le chien, le triptyque classique d'analyses sanguines (TLI-Folates-B12), une autre coprologie et la numération de formule sanguine. Les examens d'imagerie sont aussi répandus. Les autres analyses incluent l'analyse urinaire, l'angiodétection, la cytologie rectale, la laryngoscopie, le dosage d'œstrogène et de thyroïdémie ainsi que des analyses non renseignées.

Chez le chat, les examens complémentaires sont similaires, mais les analyses TLI-Folate-B12 et l'échocardiographie sont beaucoup moins souvent réalisées. En revanche, des tests FIV-FeLV sont fréquemment effectués.

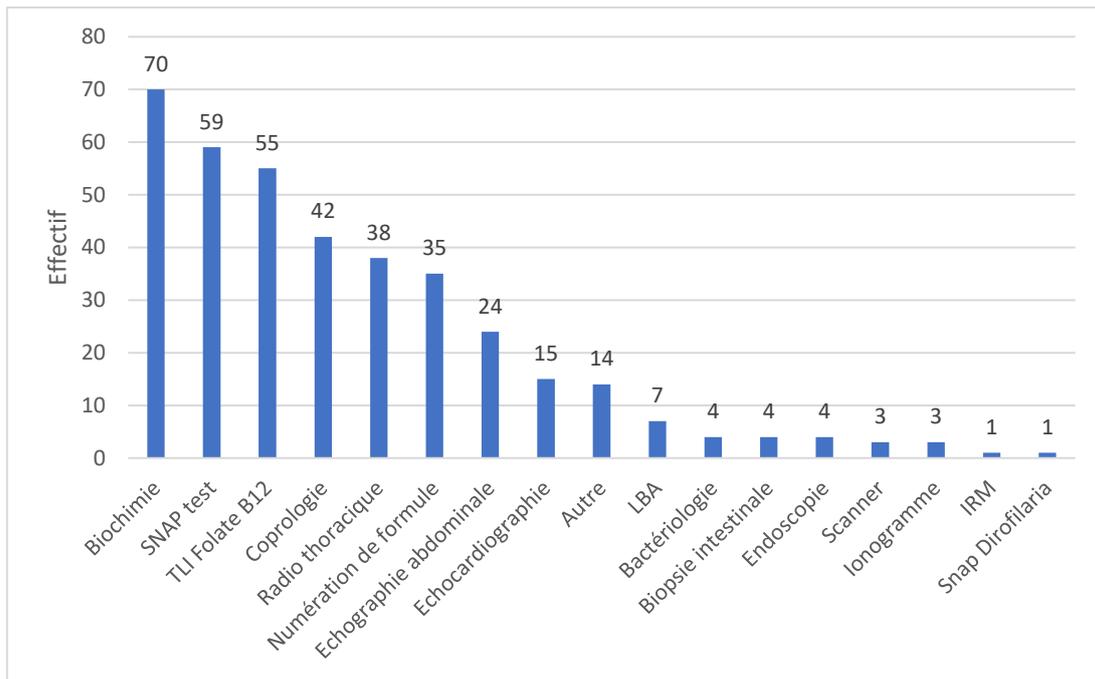


Figure 26 : Examens complémentaires effectués au préalable par les vétérinaires sur les chiens (n=280)

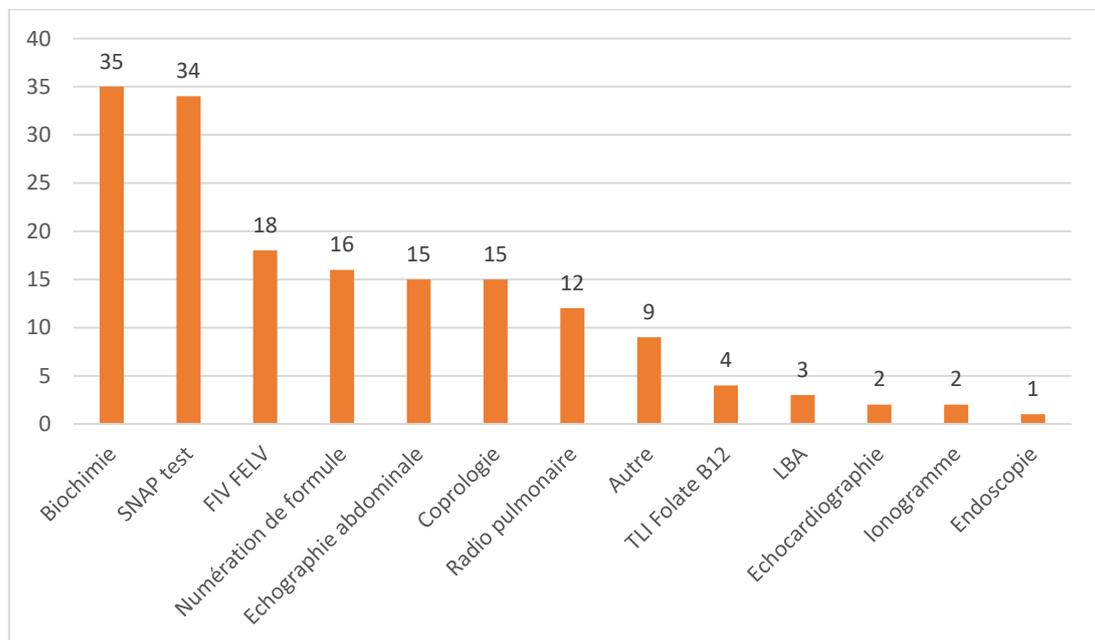


Figure 27 : Examens complémentaires effectués au préalable par les vétérinaires sur les chats (n=118)

Enfin, il est intéressant d'étudier les tentatives de traitements effectuées avant de se résoudre à réaliser la coprologie. Cette information est renseignée chez 688 chiens (67,9%) et 321 chats (72,8%). L'étude statistique se poursuivra donc sur ces individus. Parmi eux, 144 chiens et 53 chats n'ont pas reçu de traitement ou de vermifugation au préalable, soit 22,3% des chiens et 16,8% des chats. Il n'y a pas de différence significative entre les 2 espèces (Khi-deux p-value=0,34).

La liste totale de traitements prescrits aux animaux avant la réalisation de leur analyse coprologique est très diverse. La majorité des médicaments peut être classée dans de grandes catégories : Vermifuges, Antibiotiques, Probiotique et compléments, Traitement symptomatique, Alimentation (hyper-digestible ou hypo-allergénique), Anti-inflammatoire stéroïdien et non stéroïdien. La Figure 29 montre les proportions d'animaux soumis aux différents types de médicaments. Evidemment, ces catégories ne sont pas exclusives : jusque 7 types de médicaments ont été renseignés pour les même individus. Les tentatives de traitement majoritaires qu'ont connu les chiens et les chats ont donc été réalisées à l'aide de vermifuges (respectivement 42% et 45,9%) et d'antibiotiques (39,8% et 42,7%). Suivent le type symptomatique, les probiotiques et compléments puis les régimes alimentaires adaptés.

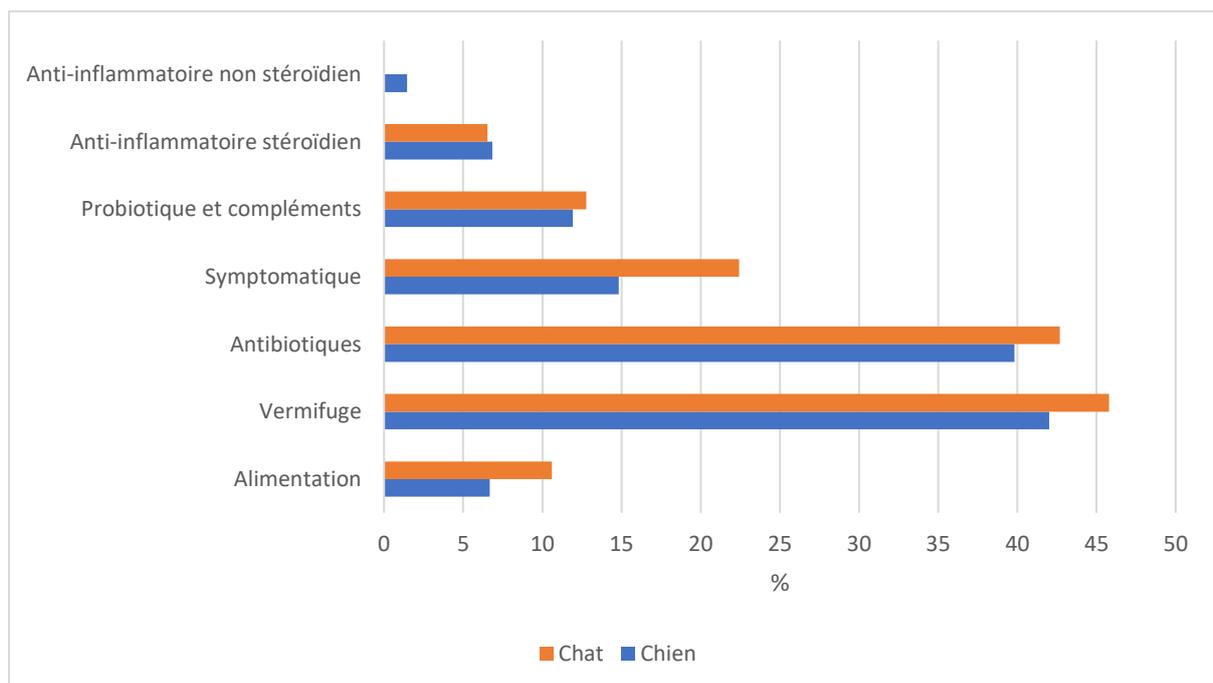


Figure 28 : Traitements antérieurs des individus des populations canines et félines étudiées (Détail en annexe 3 : Tableau 65)

La comparaison des proportions entre les deux espèces montre que les vétérinaires sont davantage enclins à prescrire des traitements alimentaires, probiotiques, symptomatiques, antibiotiques et antiparasitaire en 1^{ère} intention avant d'effectuer une étude coprologique chez les chats que les chiens. Cette différence n'est néanmoins significative que pour le changement d'alimentation et les traitements symptomatiques, comme l'indiquent le Tableau 30 (khi-deux).

Tableau 30 : Différences significatives en matière de traitement antérieur alimentaire et symptomatique entre chiens et chats

Type de traitement antérieur	Espèces	% de coprologies	Intervalle de confiance	p-value
Alimentation	Chien	6,69	2,13	0,0441
	Chat	10,60	3,89	
Symptomatique	Chien	14,83	2,87	0,0039
	Chat	22,43	4,96	

Enfin, un lien statistique peut être recherché entre la prescription de médicaments et la réalisation d'examens complémentaires au préalable de la coprologie. Le Tableau 31 montre une corrélation significative chez les chiens entre l'existence de traitement antérieur et celle d'examen complémentaire de tout type (p value = 0,009), et particulièrement pour les antibiotiques est les anti-inflammatoires stéroïdiens. Les chiens ayant eu des examens complémentaires sont plus susceptibles de se voir prescrire des traitements, et particulièrement des antibiotiques et des anti-inflammatoire stéroïdiens. Aucune différence significative n'est décelée concernant les autres types de traitement. Dans la population féline, cette corrélation existe aussi, mais semble plus faible (p-value=0,01) et n'est décelable que pour les traitements tout type confondu.

Tableau 31 : Corrélation entre analyses et traitements antérieurs à la coprologie chez les chiens

Traitements antérieur	Investigations au préalable	% de coprologies canines	Intervalle de confiance	p-value
Tout type de traitement	Oui	82,11	4,85	0,009
	Non	72,57	4,61	
Antibiotique	Oui	48,62	6,85	6,86 ^{E-4}
	Non	34,29	5,23	
AIS	Oui	9,63	4,71	0,006
	Non	4,00	2,6	

4. Traitement en cours et qualité des prélèvements

Les traitements en cours sont précisés chez 687 chiens et 317 chats. Parmi eux, 414 chiens et 128 ne reçoivent aucun traitement au moment de la collecte de l'échantillon. La différence entre les espèces est significative (Khi-deux pvalue=6,34^{E-9}) : en général, les chats reçoivent significativement plus de traitement au moment de la collecte d'échantillon que les chiens.

5. Evolution temporelle

Pendant les dix années étudiées, il est intéressant de s'interroger sur une évolution possible des comportements des vétérinaires vis-à-vis de la coprologie.

Ainsi il n'y a pas d'évolution significative dans la durée d'évolution des signes cliniques avant réalisation d'une coprologie (test de Student, p-value = 0,896 chez les chiens et p-value = 0,391 chez les chats).

Il n'y a pas non plus d'évolution significative dans le pourcentage de chats ayant fait l'objet d'exams complémentaires préalables à la coprologie (Khi-deux p-value = 0,404). En revanche, la proportion de coprologies canines réalisées secondairement à d'autres examens a significativement diminué (Khi deux p-value < 0,05), comme l'indique le Tableau 32. Autrement dit, dans la population canine étudiée entre 2013 et 2017, la coprologie a plus fréquemment joué le rôle de premier examen complémentaire que dans les années précédentes.

Tableau 32 : Réalisation d'exams complémentaires antérieurs à la coprologie sur les chiens en fonction de la période

Espèce	Période	% d'analyses secondaires à d'autres examens complémentaires	Intervalle de confiance	p-value
Chien	2008-2012	47,8%	6,70	0,00475
	2013-2017	37,1%	4,66	

De plus, il n'y a pas d'évolution significatives dans la proportion d'animaux ayant reçu un traitement antérieur à leurs coprologies, chez les chiens (khi-deux p value=0,704) et les chats (khi-deux p value=0,074). Dans le détail, mis à part concernant les traitements probiotiques et symptomatiques chez le chat, il n'y a pas d'évolution significative dans l'usage des différents types de médicaments au sein des deux espèces, avant de faire l'objet d'analyse coprologique. Comme le montre le Tableau 33, la proportion de chats ayant reçu un traitement symptomatique au préalable à la coprologie a baissé significativement) et celle ayant reçu un complément ou probiotique a significativement augmenté (khi-deux pvalue<0,05).

Tableau 33 : Type de traitement de 1ère intention ayant suivi une évolution significative chez le chat au cours du temps

Type de médicament	Période	% de chat ayant reçu un traitement au préalable	Intervalle de confiance	p-value
Symptomatique	2008-2012	35%	10,18	0,0003
	2013-2017	16,74%	5,59	
Probiotique	2008-2012	5%	6,28	0,0050
	2013-2017	19,46%	6,44	

Quant aux traitements donnés aux animaux au moment de la collecte des prélèvements, ils ont significativement baissé, chez les chiens et les chats, entre 2008-2012 et 2013-2017, ce qui est mieux pour éviter les interférences avec l'analyse réalisée. Les pourcentages et p-values sont rassemblées dans le Tableau 34.

Tableau 34 : Pourcentage de prélèvements collectés sous traitement concomitant en fonction du temps

Espèce	Période	% de prélèvements collectés sous traitement	Intervalle de confiance	p-value
Chien	2008-2012	47,72	7,21	0,0061
	2013-2017	36,40	4,43	
Chat	2008-2012	54,64	10,14	5,90 ^E -4
	2013-2017	34,09	6,67	

Ces observations sont à relativiser dans le sens où la stratégie du praticien dépend évidemment de multiples facteurs, au premier rang desquels l'état clinique de l'animal.

Récapitulatif

Décision du praticien concernant la coprologie

La coprologie concerne 1633 chiens et 617 chats.

Le motif pour réaliser une coprologie est connu pour 79,1% des chats et 69% des chiens. La présence d'un cadre clinique évocateur est le motif majoritaire (460 chats et 1062 chiens)

L'état clinique des animaux est connu pour 74,6% des chats et 64,8% des chiens. 441 chats et 1013 chiens présentent des signes cliniques renseignés. Le signe clinique de loin le plus décrit est la diarrhée (381 chats et 772 chiens).

La décision de faire appel à la coprologie est prise en moyenne 4 mois après l'apparition des signes cliniques chez le chat, 5 mois après chez le chien.

La démarche diagnostique est renseignée pour 688 chiens et 323 chats. 280 chiens et 118 chats ont fait l'objet d'au moins un examen complémentaire préalable. **La proportion de coprologies canines avec examens complémentaires antérieurs a significativement baissé.**

Les traitements antérieurs sont renseignés pour 67,9% des chiens (688) et 72,8% des chats (321). 144 chiens et 53 chats n'ont pas eu de traitement ou de vermifugation antérieure. **Les chats ont significativement plus de traitements symptomatiques et alimentaires que les chiens. Chez les chats, les traitements antérieurs symptomatiques ont significativement baissé, et probiotiques ont significativement augmenté.**

Les chiens ayant eu des examens complémentaires sont significativement plus susceptibles de se voir prescrire des traitements, et particulièrement des antibiotiques et des anti-inflammatoires stéroïdiens. Pour les chats, la même corrélation existe, mais uniquement pour les traitements de tout type.

Les traitements en cours sont précisés chez 687 chiens et 317 chats. 414 chiens et 128 chats ne reçoivent aucun traitement au moment de la collecte de l'échantillon. **Les chats reçoivent significativement plus de traitement concomitant que les chiens. La proportion de coprologies demandées avec un traitement en cours a significativement baissé dans les 2 espèces.**

C. Epidémiologie de l'infestation

Il est nécessaire de garder à l'esprit que les analyses réalisées sur les individus des populations canines et félines sont différentes, et en nombre variable. Ainsi les prévalences respectives pour chaque parasite sont à calculer sur chacune des sous-populations formées par les différentes analyses réalisées. En revanche, l'épidémiologie de l'infestation peut être évaluée à partir de la population totale.

Sont pris ici en compte les analyses de tout type, coprologie et sanguines. Les résultats d'analyse étant inconnus pour 31 chiens et 30 chats, ces animaux sont exclus de l'analyse statistique d'infestation. Il a été décidé d'étudier l'infestation sur l'ensemble de la population et non pas de se limiter aux animaux symptomatiques, pour éviter de perdre trop de données. Ces sous-populations seront comparées dans la suite de l'étude.

Dans les populations canines et félines, le pourcentage d'infestation est respectivement 25,39% (427 individus) et 14,59% (88 individus).

1. Répartition géographique

Le Tableau 35a-b présente les pourcentages d'analyses positives dans les populations canines d'une part, félines d'autre part. Les régions présentant des nombres totaux d'analyses trop faibles (inférieur à 30) ne sont pas retenues. La répartition géographique est en outre montrée dans les Cartes 2 et 3.

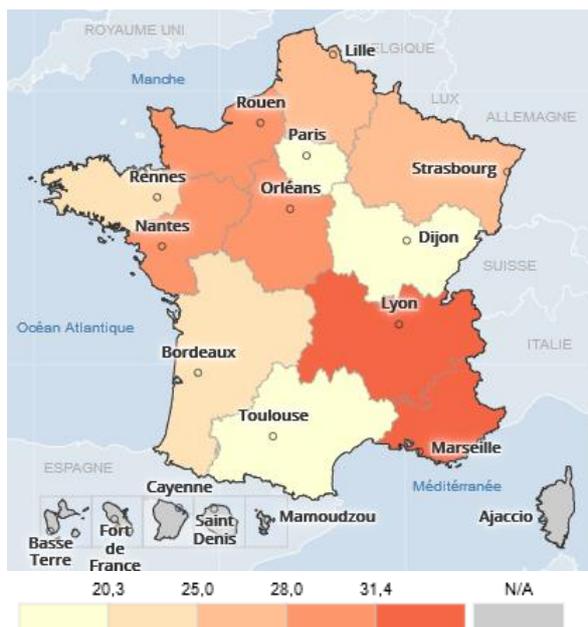
Tableau 35a-b : Tableaux d'analyses positives par régions

Tableau 35a : Tableaux d'analyses positives par régions des chiens

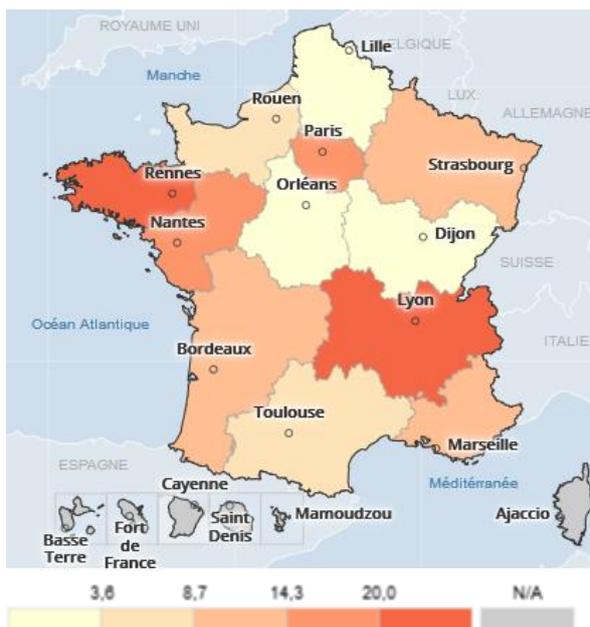
Chiens	Nombre total d'analyses	% de positifs
Auvergne Rhône Alpe	41	36,6
Grand Est	53	26,4
PACA	35	31,4
Normandie	88	28,4
Aquitaine	64	20,3
Bretagne	208	24
Pays de la Loire	880	28
Ile de France	84	7,1
Occitanie	40	5

Tableau 35b : Tableaux d'analyses positives par régions des chats

Chats	Nombre total d'analyses	% de positifs
Bretagne	105	21,9
Pays de la Loire	285	15,4
Ile de France	35	14,3



Carte 2 : Pourcentages d'analyses positives de chiens selon la région (réalisée avec Géoclip®)



Carte 3 : Pourcentages d'analyses positives de chats selon la région (réalisée avec Géoclip®)

La distribution géographique du pourcentage d'analyses positives sera étudiée en divisant la France en quatre zones géographiques :

- Nord-Ouest : la Normandie, l'Île de France, le Centre Val de Loire, la Bretagne et les Pays de la Loire.
- Nord-Est : les Hauts de France, le Grand Est et la Bourgogne Franche Comté.
- Sud-Ouest : la Nouvelle Aquitaine et l'Occitanie.
- Sud-Est : l'Auvergne Rhône Alpes, la Provence Alpes Côte d'Azur et la Corse

Les effectifs de chaque cadrant seront comparés à l'ensemble des autres quadrants afin de calculer des p-values.

Tableau 36 : P-values des 4 zones géographiques pour les chiens (khi deux)

Zone	% d'analyses positives	Intervalle de confiance	p-value
Sud-Est	35,9	11,66	0,04595
Nord-Est	20,1	2,83	0,004289
Nord-Ouest	27,3	2,62	0,007449
Sud-Ouest	16,9	5,77	0,009472

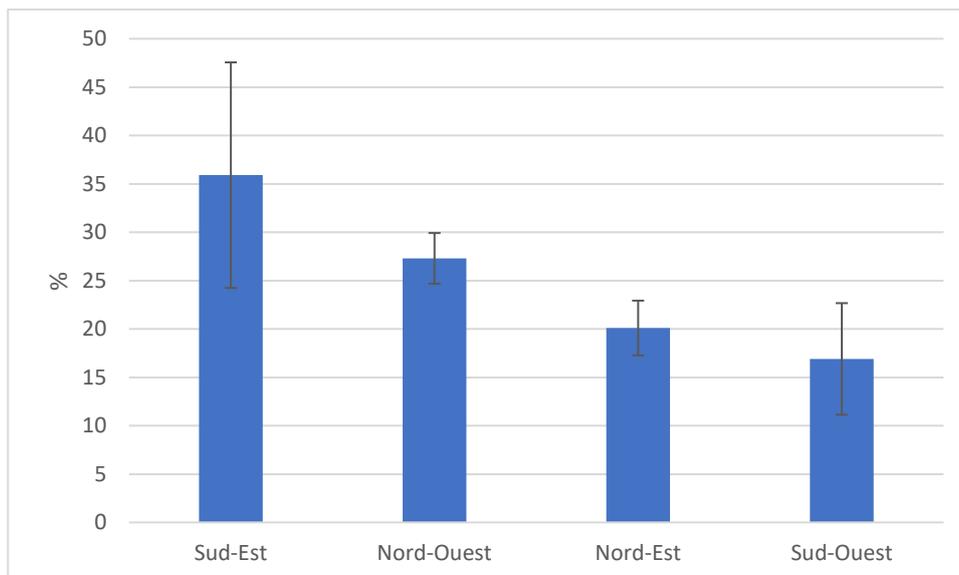


Figure 29 : Pourcentage d'analyses positives de chiens par zone géographique (Détail en annexe 4 : Tableau 66)

Le Tableau 36 et la Figure 30 montrent que le pourcentage d'analyses positives est significativement plus élevé (Khi deux p -value < 0,05) dans le Sud-Est et le Nord-Ouest (respectivement 35,9% et 27,3%), et significativement plus faible dans le Nord-Est et le Sud-Ouest (respectivement 20,0% et 16,9%).

Concernant les chats, les tests statistiques (Tableau 67 en Annexe 4) n'ont pas mis en évidence de différences significatives entre les zones géographiques (p value > 0,05). Les effectifs ne remplissant pas tous les conditions, des tests de Khi deux et Fisher ont été réalisés.

2. Races des animaux atteints

Devant la grande diversité des races des populations canines et félines, nous nous intéresserons uniquement à l'appartenance connue à une race par opposition au type croisé.

Il n'y a pas de différences significatives entre les pourcentages d'analyses positives chez les individus de race et de type croisé, que ce soit au sein de la population canine (Khi deux p value = 0,1764) ou de la population féline (Khi deux p value = 0,6546).

3. Age des animaux atteints

La variable d'âge a été coupée en 5 classes d'âges distinctes, de façon similaire à la littérature :

- Jeunes de moins de 3 mois (< 3 mois)
- Jeunes entre 3 et 6 mois ([3 ;6[mois)
- Jeunes entre 6 et 12 mois ([6 ;12[mois)
- Adultes entre 1 et 6 ans ([1 ;7[ans)
- Adultes de plus de 7 ans (\geq 7 ans)

De même que précédemment, les pourcentages d'analyses positive de chaque classe d'âge seront comparés à l'ensemble des autres classes à l'aide de Khi deux.

Tableau 37 : Pourcentages d'analyses positives en fonction de l'âge des chiens (Khi deux, détail en annexe 4 : Tableau 68)

Classe d'âge	% d'analyse positif	Intervalle de confiance	p-value
< 3 mois	46,7	15,42	2,00 ^{E-11}
[3 ;6[mois	41,6	6,64	4,47 ^{E-14}
[6 ;12[mois	29,0	6,11	0,011
[1 ;7[ans	15,0	3,46	1,63 ^{E-7}
≥ 7 ans	8,2	4,42	2,244 ^{E-8}

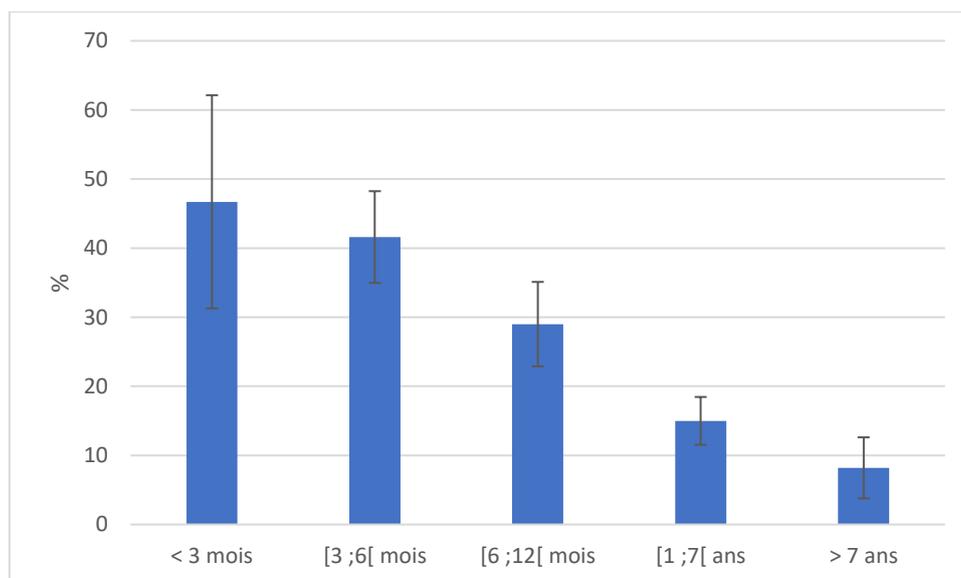


Figure 30 : Pourcentages d'analyses positives en fonction de l'âge des chiens (Détail en annexe 4 : Tableau 68)

Le Tableau 37 et la Figure 31 montrent que le pourcentage d'analyses positives est significativement plus élevé (khi deux p value < 0,05) chez les jeunes chiens de moins de 3 mois, de 3 à 6 mois et de 3 mois à 1 an (respectivement 46,7%, 41,6% et 29%). A l'inverse, il est significativement plus faible chez les chiens adultes à âgés (15% d'individus de 1 à 6 ans infestés et 8,2% d'individus de plus de 7 ans infestés).

En revanche, la même étude sur la population féline ne montre pas de différences significatives entre les classes d'âges (Tableau 38).

Tableau 38 : Pourcentages d'analyses positives en fonction de l'âge chez les chats (Khi deux et Fisher, Détail en annexe 4 : Tableau 68)

Classe d'âge	% d'analyse positif	Intervalle de confiance	p-value
< 3 mois	33,3	37	0,13
[3 ;6[mois	21,3	10,5	0,09
[6 ;12[mois	15,9	7,9	0,7457
[1 ;7[ans	13,3	5,4	0,571
> 7 ans	7,9	7,8	0,074

4. Sexe des animaux atteints

Les tests statistiques prennent ici en compte les 1240 chiens et 509 chats de sexe connu et défini. Les données des analyses sur échantillons mélangés d'animaux des deux sexes ne seront pas retenues. Le détail des nombres est présenté en annexe 4 (Tableau 69).

Le taux d'infestation moyen des chiens (21,8%) et des chiennes (25,1%) ne diffèrent pas significativement (Khi deux p-value = 0,17). Il en est de même pour les chats (16,5%) et les chattes (13,5%), avec une p-value=0,346.

En revanche, le Tableau 39 montre que, indifféremment du sexe, les chiens entiers ont un taux d'infestation significativement plus élevé que les chiens stérilisés (khi deux pvalue=0,034).

Tableau 39 : Pourcentages d'analyses positives en fonction de la fonction reproductrice des chiens (Précision en annexe 4 : Tableau 69)

Fonction reproductrice	% d'analyse positif	Intervalle de confiance	p-value
Entier	24,7	2,84	0,03427
Stérilisé	18,5	5,1	

Chez les chats, le caractère stérilisé ou entier ne possède pas d'importance significative sur le taux d'infestation (khi deux p-value=0,1956).

5. Mode de vie et habitat

Concernant la présence ou non de congénères, la comparaison est réalisée sur les 903 chiens et les 393 chats pour lesquels l'information est renseignée. Les données sont rassemblées en annexe 4 (Tableau 70).

Tableau 40 : Pourcentage d'analyses positives de chien en fonction du mode de vie (Détail en annexe 4 : Tableau 70)

Mode de vie	% d'analyse positif	Intervalle de confiance	p-value
Seul	20,5	3,99	0,0398
Présence d'un congénère de la même espèce	27,1	5,09	0,0662
Présence uniquement de chats	25	8,7	0,76

Le Tableau 40 montre que le pourcentage d'analyses positives réalisé sur des chiens vivant seuls est significativement plus faible que ceux vivant avec des congénères, chats ou chiens.

En revanche, les pourcentages d'analyses positives des chats ne présentent pas de différences significatives (Tableau 70 en Annexe 4, khi deux et Fisher, p-value > 0,05) entre les individus seuls, et ceux vivant avec d'autres chats ou uniquement des chiens (respectivement 22,68%, 14,34% et 20%).

Comme dit précédemment, l'habitat (mixte, chenil...), l'arrivée récente de nouveaux animaux (incluant la mise-bas) et des antécédents de voyage à l'étranger ne peuvent être inclus tels quels par faute de renseignement, donc d'effectifs.

Un test de Khi deux a tout de même été réalisé en regroupant les différents types d'habitat en deux classes (Collectivité et particulier). Ce test n'a pas montré de corrélation (pvalue > 0,05).

6. Evolution temporelle

Concernant la répartition mensuelle, le pourcentage d'analyses positives chez les chiens ne varie pas significativement entre les mois (khi deux p value > 0,05), comme l'indiquent les Tableaux 72, 73 et 75 (Annexe 4). Afin d'augmenter les effectif, les mois ont été rassemblés en saisons : les tests statistiques (khi deux) ne montrent une fois encore pas de différence significative.

Chez les chats, la table de tri croisé montre des effectifs trop faibles (<5). Il est donc bien nécessaire de rassembler les mois en saisons (tableaux 74 et 75 en annexe 4).

Enfin, il est intéressant de rechercher une évolution significative de taux d'infestation au cours des années (Tableau 41 et Figure 32). Les données sont présentées en annexe 4.

Tableau 41 : Pourcentages d'analyses positives des chiens au cours du temps (khi deux, précision en annexe 4 : Tableau 71)

Année	% d'analyse positif	Intervalle de confiance	p-value
2008	21,9	8,74	0,44
2009	30,5	11,1	0,3
2010	26,3	7,1	0,8
2011	22,8	7,6	0,52
2012	17,7	7,08	0,0312
2013	31,9	6,1	0,013
2014	27,6	7,54	0,545
2015	24,4	6,5	0,804
2016	17,8	6,7	0,024
2017	28,8	6,26	0,22

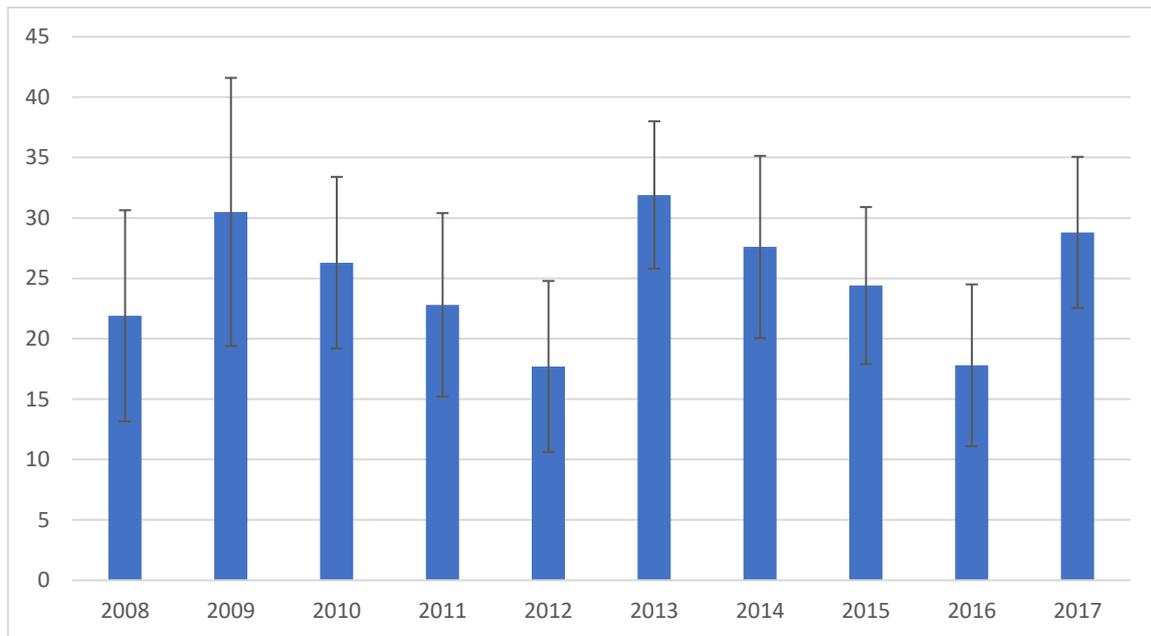


Figure 31 : Evolution des pourcentages d'analyses positives des chiens en fonction du temps (précision en annexe 4 : Tableau 71)

Le Tableau 41 et la Figure 32 indiquent une différence significative du pourcentage d'analyses positives chez les chiens entre les années : l'année 2013 montre un taux d'infestation dans la population canine significativement supérieur (31,9%, khi deux p-value=0,013) alors que les années 2012 et 2016 se caractérisent par des pourcentages d'infestation significativement plus faibles (respectivement 17,7% et 17,8%). Aucune différence significative n'existe entre les pourcentages d'infestation de 2008-2012 et 2013-2017 (Khi deux p-value=0,1429).

En revanche, au sein de la population féline, comme le montrent les données du Tableau 71 en Annexe 4, il n'y a pas de différences significatives entre les différentes années (Khi deux et Fisher p-values < 0,05). De même, il n'y a pas de différence significative entre les pourcentages d'infestation de 2008-2012 et 2013-2017 (khi deux p-value=0,9876).

Récapitulatif

Epidémiologie de l'infestation

Dans les populations canines et félines, les pourcentages d'infestation sont respectivement 25,39% (427 individus) et 14,59% (88 individus).

Le pourcentage d'analyses positives des chiens est significativement plus élevé dans le Sud-Est et le Nord-Ouest et significativement plus faible dans le Nord-Est et le Sud-Ouest.

L'appartenance raciale n'a pas d'influence significative sur l'infestation.

Le pourcentage d'analyses positives est significativement plus élevé chez les jeunes chiens de moins de 3 mois, de 3 à 6 mois et de 3 mois à 1 an, et significativement plus faible chez les chiens de 1-6 ans et de plus de 7 ans. Chez les chats, les pourcentages d'analyses positives par classe d'âge ont la même répartition, mais ce n'est pas significatif.

Le sexe n'a pas d'effet significatif sur le pourcentage d'analyses positives. Indifféremment du sexe, les chiens entiers ont un taux d'infestation significativement plus élevé que les chiens stérilisés.

Le pourcentage d'analyses positives réalisées sur des chiens vivant seuls est significativement plus faible que ceux vivant avec des congénères, chats ou chiens.

D. Parasites isolés

1. Général

Les effectifs à prendre en compte pour les calculs de prévalences parasitaires dépendent des tests réalisés : il faudra uniquement prendre en compte les populations spécifiquement testées pour chacun des parasites. Il est de même nécessaire de retirer les résultats inconnus, une fois encore, ainsi que les parasites non concernés.

Pour chaque cas, le laboratoire peut mettre en évidence un à plusieurs parasites, synonyme d'infestation multiple de l'animal. Il est nécessaire de garder à l'esprit que les prélèvements sont de nature et en nombre variable, et les tests menés dessus le sont aussi : ainsi la proportion d'infestations multiples est à moduler selon le type et le nombre d'analyses menées.

Les bases de données prises ici en compte sont, dans les deux espèces, l'ensemble des individus dont le ou les résultats d'analyse sont connus.

Concernant les chiens, les prévalences ont été calculées sur des effectifs allant de 52 individus (prévalence d'*Angiostrongylus*) à 1379 (dans le cas de parasites détectable par coprologie de base). Les prévalences des parasites respiratoires sont ainsi évaluées sur des populations plus petites. Comme l'indiquent la Figure 32 33 et le Tableau 42, les parasites les plus souvent isolés chez les chiens sont *Giardia* (22,26%), *Angiostrongylus* (19,23%) et *Dirofilaria immitis* (17,24%). Viennent ensuite les coccidies du genre *Isoospora* (5,73%), *Capillaria* (4,46%), *Toxocara* (3,56%), les Ankylostomatidés (2,33%), *Crenosoma vulpis* (1,79%) et *Trichuris vulpis* (1,16%). Enfin, pour *Toxascaris leonina*, *Dipylidium caninum*, *Cryptosporidium*, *Strongyloides* et *Taenia sp*, les prévalences calculées sont inférieures à 1%. *Toxocara cati*, *Isoospora rivolta* et *I. felis*, parasites du chat, sont détectés respectivement chez 7, 2 et 1 chiens : il s'agit là très probablement de pseudo-parasitisme.

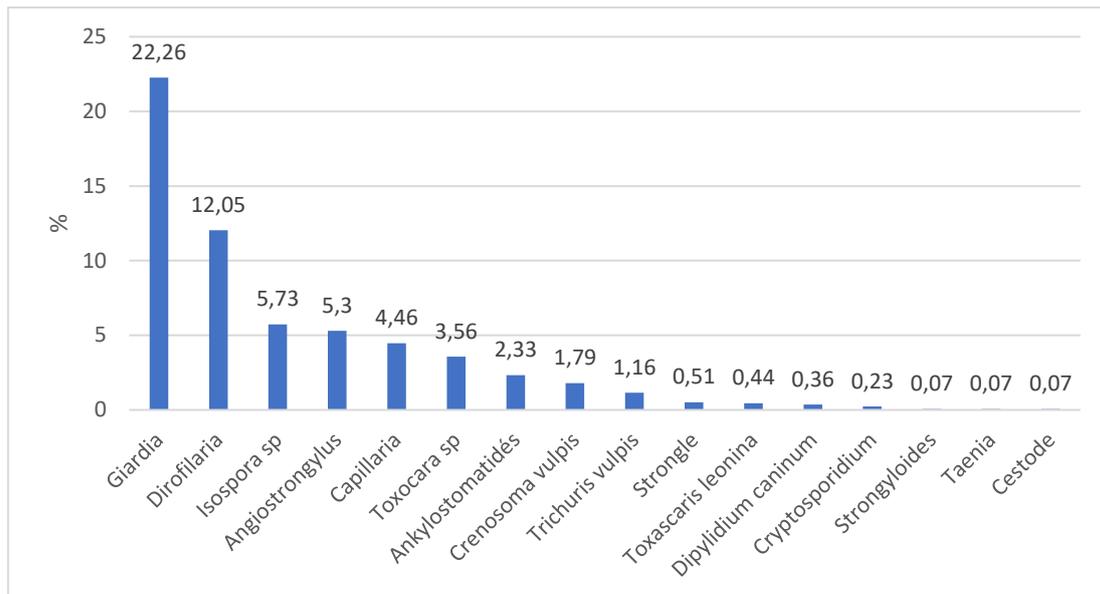


Figure 32 : Prévalences parasitaires dans les populations canines étudiées

Tableau 42 : Prévalences parasitaires canines

Parasite	Animaux infestés	Effectifs étudiés	Prévalence (%)
Giardia	246	1105	22,26
Dirofilaria	10	73	12,05
Angiostrongylus	10	170	5,3
Capillaria	5	113	4,46
Isospora ohioensis	41	1379	2,97
Toxocara canis	38	1379	2,76
Isospora canis	28	1379	2,03
Uncinaria stenocephala	26	1379	1,89
Crenosoma vulpis	2	113	1,79
Trichuris vulpis	15	1379	1,09
Strongle	7	1379	0,51
Toxocara cati	7	1379	0,51
Isospora sp.	7	1379	0,51
Toxascaris leonina	6	1379	0,44
Dipylidium caninum	5	1379	0,36
Toxocara	4	1379	0,29
Cryptosporidium	1	435	0,23
Ankylostoma	3	1379	0,22
Ankylostomatidé	3	1379	0,22
Isospora rivolta	2	1379	0,15
Isospora felis	1	1379	0,07
Strongyloides	1	1379	0,07
Taenia	1	1379	0,07
Cestode	1	1379	0,07

Les prévalences des populations félines sont calculées sur des effectifs allant de 33 individus (pour les parasites respiratoires) à 509 animaux (parasitisme détecté par coprologie de base). La prévalence de *Giardia* est de loin la plus élevée (12,84%). Viennent ensuite *Aelurostrongylus* et *Capillaria* sp (prévalences égales à 6,06%), *Toxocara cati* (3,14%) et les coccidies du genre *Isospora* (1,97%). Enfin *Dipylidium caninum*, *Mesocestoides lineatus* et *Toxascaris leonina* sont détectés à des prévalences inférieures à 1%. Les données sont indiquées dans la Figure 34 et le Tableau 43.

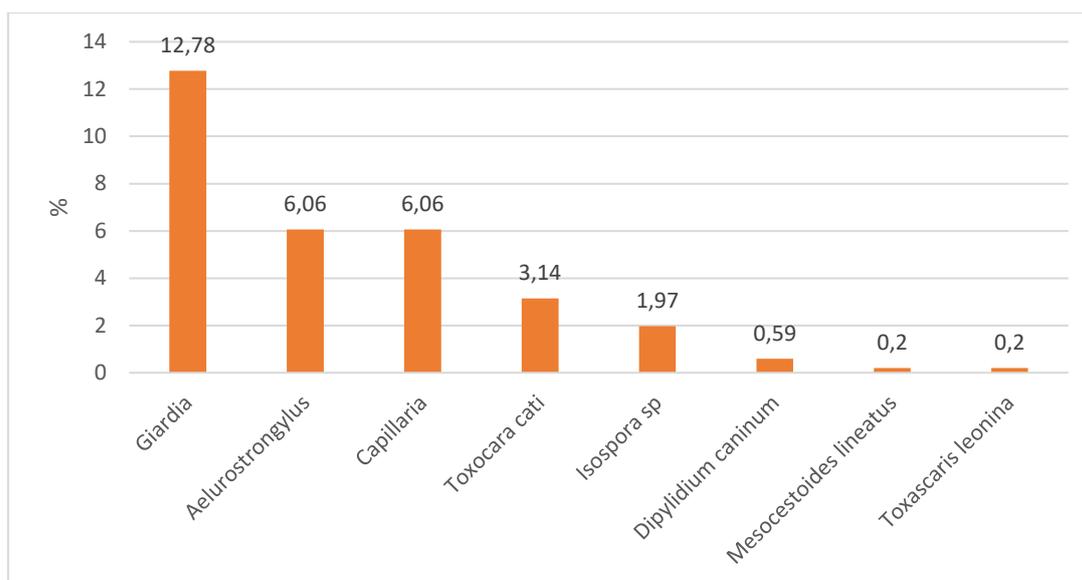


Figure 33 : Prévalences parasitaires dans les populations félines étudiées

Tableau 43 : Prévalences parasitaires dans les populations félines étudiées

Parasites	Animaux infestés	Effectifs étudiés	Prévalence
<i>Giardia</i>	57	446	12,78
<i>Aelurostrongylus</i>	2	33	6,06
<i>Capillaria</i>	2	33	6,06
<i>Toxocara cati</i>	16	509	3,14
<i>Isospora felis</i>	8	509	1,57
<i>Dipylidium caninum</i>	3	509	0,59
<i>Mesocestoides lineatus</i>	1	509	0,20
<i>Isospora</i>	1	509	0,20
<i>Isospora rivolta</i>	1	509	0,20
<i>Toxascaris leonina</i>	1	509	0,20

Il est ensuite important de s'intéresser aux types d'infestation : les chiens sont-ils poly-infestés ? Le Tableau 44 montre qu'il a été détecté trois espèces parasitaires simultanées chez 3 individus, 2 espèces chez 52 chiens et enfin une seule chez les 363 derniers animaux.

Giardia est le parasite majoritaire dans les infestations multiples (63,46%).

Tableau 44 : Types d'infestations dans la population canine (simple à multiple)

Triple	Effectif	Double	Effectif
<i>Isospora ohioensis</i> + <i>Toxocara canis</i> + <i>Giardia</i>	2	<i>Dipylidium</i> + <i>Giardia</i>	1
<i>Toxocara</i> + <i>Uncinaria</i> <i>stenocephala</i> + <i>Giardia</i>	1	<i>Dirofilaria</i> + <i>Giardia</i>	1
Total	3	<i>Isospora canis</i> + <i>Giardia</i>	5
Simple	Effectif	<i>Isospora ohioensis</i> + <i>Giardia</i>	6
<i>Giardia</i>	220	<i>Ankylostoma</i> + <i>Cestode</i>	1
<i>Angiostrongylus</i>	9	<i>Capillaria</i> + <i>Strongle</i>	1
<i>Ankylostoma</i>	1	<i>Crenosoma</i> + <i>Angiostrongylus</i>	1
Ankylostomatidés	3	<i>Isospora ohioensis</i> + <i>Isospora canis</i>	1
<i>Capillaria</i>	4	<i>Strongle</i> + coccidie	1
Coccidie	3	<i>Toxocara canis</i> + <i>Giardia</i>	9
<i>Crenosoma vulpis</i>	1	<i>Toxocara canis</i> + <i>Strongle</i>	3
<i>Dipylidium</i>	4	<i>Toxocara canis</i> + <i>Isospora ohioensis</i>	3
<i>Dirofilaria</i>	9	<i>Uncinaria stenocephala</i> + <i>Giardia</i>	2
<i>Isospora canis</i>	21	<i>Toxascaris leonina</i> + <i>Isospora canis</i>	1
<i>Isospora felis</i>	1	<i>Uncinaria stenocephala</i> + <i>Isospora ohioensis</i>	1
<i>Isospora ohioensis</i>	30	<i>Isospora rivolta</i> + <i>Giardia</i>	1
<i>Isospora rivolta</i>	1	<i>Toxocara cati</i> + <i>Giardia</i>	1
<i>Strongle</i>	2	<i>Cryptosporidium</i> + <i>Giardia</i>	1
<i>Strongyloides</i>	1	<i>Toxascaris leonina</i> + <i>Giardia</i>	1
<i>Taenia</i>	1	<i>Toxascaris leonina</i> + <i>Toxocara canis</i>	1
<i>Toxascaris leonina</i>	2	<i>Toxascaris leonina</i> + <i>Uncinaria stenocephala</i>	1
<i>Toxocara</i>	3	<i>Trichuris vulpis</i> + <i>Uncinaria</i>	3
<i>Toxocara canis</i>	21	<i>Trichuris vulpis</i> + <i>Giardia</i>	2
<i>Toxocara cati</i>	6	<i>Trichuris vulpis</i> + <i>Toxocara canis</i>	1
<i>Trichuris vulpis</i>	10	<i>Uncinaria stenocephala</i> + <i>Isospora</i>	3
<i>Uncinaria stenocephala</i>	10	Total	52
Total	363		

Chez les chats, 6 individus présentent une double infestation contre 80 chez qui une seule espèce de parasite a été détectée. Giardia est encore l'espèce parasitaire la plus isolée chez les individus poly-infestés.

Tableau 45 : Types d'infestation au sein de la population féline (simple à multiple)

Double	Effectif	Simple	Effectif
<i>Isospora felis</i> + <i>Giardia</i>	4	<i>Giardia</i>	52
<i>Toxocara cati</i> + <i>Capillaria</i>	1	<i>Aelurostrongylus</i>	2
<i>Toxocara cati</i> + <i>Giardia</i>	1	<i>Capillaria</i>	1
Total	6	<i>Toxocara cati</i>	14
		<i>Isospora felis</i>	4
		<i>Dipylidium caninum</i>	3
		<i>Mesocestoides lineatus</i>	1
		<i>Isospora</i>	1
		<i>Isospora rivolta</i>	1
		<i>Toxascaris leonina</i>	1
		Total	80

2. Analyse détaillée de chaque type de parasite

Au vu des effectifs dont le résultat est positif pour les différents parasites, les analyses statistiques peuvent être effectuées pour *Giardia*, *Angiostrongylus*, *Dirofilaria*, *Toxocara sp*, *Isospora*, les Ankylostomatidés et *Trichuris vulpis* chez les chiens d'une part, et *Giardia*, *Toxocara sp* et *Isospora sp* chez les chats d'autre part. *Angiostrongylus* et *Dirofilaria* seront aussi abordés. Les effectifs concernant la saison, la race, l'âge, le sexe et la présence de congénère sont détaillés dans les Tableaux 78 à 82 en Annexe 4.

a) *Giardia*

(1) Influence de la technique utilisée

L'infestation par *Giardia* peut être détectée par deux techniques d'analyses : présence de kystes avec ou sans trophozoïtes sur étalement de selles fraîches, et détection de l'antigène. Sur les 1105 chiens testés, 1093 l'ont été par coproscopie et 530 par la recherche d'antigène. Les 2 tests ont ainsi été réalisés sur une population de 508 chiens. La comparaison des résultats montre une différence significative (Khi-deux p value = $2,2 \times 10^{-16}$) entre les deux techniques. La détection de l'antigène est plus sensible que l'étalement, qui évalue plutôt la quantité d'excrétion. Malgré cela, les analyses de 5 chiens (et 1 chat) associent une recherche d'antigène négative et une coproscopie positive. Les données sont rassemblées dans le Tableau 77 (Annexe 4).

Les 446 chats testés pour *Giardia*, dont 200 par les 2 techniques, ne permettent pas une comparaison statistique entre les deux techniques, du fait d'effectifs trop faibles. Les données sont rassemblées dans le Tableau 77 (Annexe 4).

Enfin, les résultats de l'étalement pour détection de kystes sont quantifiés, mais cette évaluation reste semi-quantitative. Les résultats sont rassemblés dans le Tableau 46.

Tableau 46 : Niveaux d'excrétion de kystes giardiens des animaux

Quantification des kystes	Très rares	Rares	Quelques- uns	Nombreux	Très nombreux
Effectifs de chiens (n=173)	15	46	65	38	12
Effectifs de chats (n=42)	4	7	14	10	9

(2) Evolution temporelle

Le Tableau 47 montre une évolution significative de la prévalence chez les chiens évaluée au cours du temps : elle est significativement plus élevée entre 2013 et 2017 qu'entre 2008 et 2012. En revanche, chez les chats, la prévalence de *Giardia* n'a pas changé significativement (12,33% entre 2008 et 2012 contre 13,10% entre 2013 et 2017).

Tableau 47 : Evolution de la prévalence à *Giardia* chez les chiens

Espèce	Période	Effectif	Prévalence	Intervalle de confiance	p-value
Chien	2008-2012	373	17,2%	4,17	0,0040
	2013-2017	731	24,8%	3,25	

(3) Etude des facteurs de risque

(a) Zone géographique

Les tests statistiques (khi-deux et Fisher exact) ne montrent pas de différence significative entre les prévalences de chaque zone géographique, et ce dans les deux espèces. La géographie n'est pas un facteur de risque pour *Giardia*.

(b) Influence de la saison

Les tests statistiques (Khi-deux) ne montrent pas de différence significative entre les prévalences détectées chaque saison, et ce dans les deux espèces. La saison n'est pas un facteur de risque pour *Giardia*. Les détails sont précisés dans le Tableau 78 (annexe 4).

De plus, il ne s'agit pas non plus d'un facteur significatif pour l'excrétion de kystes de *Giardia* détectable par l'étalement (p-value > 0,05). En revanche, le niveau d'excrétion est significativement plus élevé en hiver pour les chiens (34 échantillons sur 69 reçus présentent de nombreux ou de très nombreux kystes, khi deux p-value=0,05).

(c) *Race*

L'appartenance à une race reconnue, par opposition au caractère de "croisé" n'a pas d'influence significative sur la prévalence de *Giardia*, que ce soit chez les chiens ou les chats. La race n'est pas un facteur de risque pour *Giardia*.

(d) *Age*

L'âge offre un facteur de risque chez les chiens (khi-deux, p value= $2,2 \times 10^{-16}$). Comme le montre la Figure 35, les chiots (de moins de 3 mois, de 3-6 mois et 6-12 mois) présentent des prévalences significativement plus élevées que les chiens de plus d'un an.

En revanche, chez les chats, aucune corrélation n'a été mise en évidence.

De plus, les niveaux d'excrétion ne varient pas significativement en fonction de l'âge (p-values < 0.05), que ce soit chez les chats ou les chiens

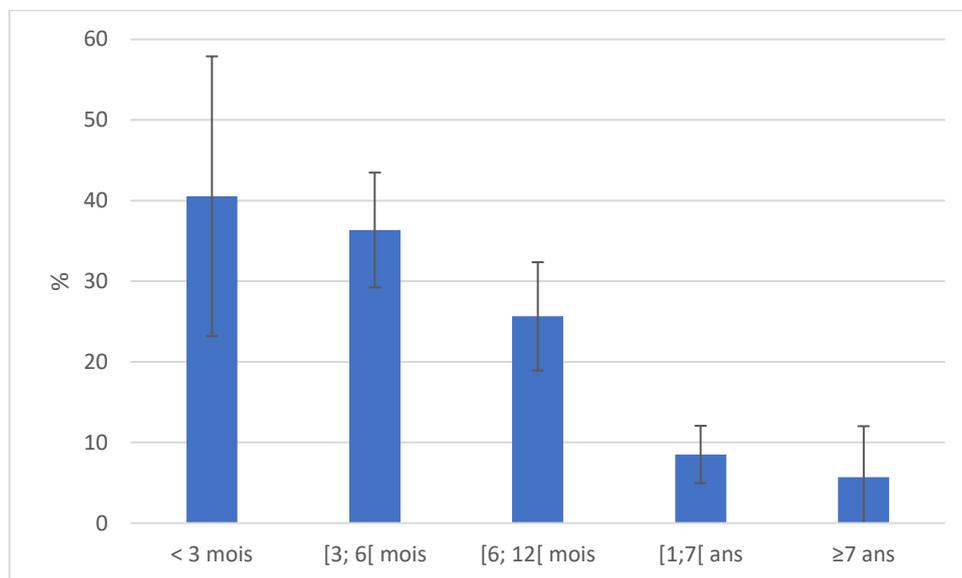


Figure 34 : Influence de l'âge des chiens sur la prévalence à *Giardia* (Détail en annexe 4 : Tableau 80)

Le jeune âge est donc un facteur de risque vis-à-vis de *Giardia* dans l'espèce canine.

(e) *Sexe*

Le sexe n'offre pas d'influence significative sur l'infestation à *Giardia* chez les chiens ni les chats (respectivement khi deux p-values = 0,22 et 0,381).

Chez les chats, il n'y a pas non plus de corrélation significative entre la stérilisation et l'infestation à *Giardia*. En revanche, comme l'indique le Tableau 48, la prévalence est significativement plus faible dans la population stérilisée des chiens.

Tableau 48 : Influence de la stérilisation sur la prévalence de *Giardia* dans la population canine (Détail en annexe 4 : Tableau 81)

Espèce	Stérilisation	Prévalences	Intervalle de confiance	p-value
Chien	Oui	13,1 %	4,05	0,011
	Non	21,8 %	1,33	

Le caractère entier est donc un facteur de risque vis-à-vis de *Giardia* chez les chiens.

(f) *Congénère*

La présence de congénères de la même espèce ou d'une espèce différente ne présente pas d'effet significatif sur la prévalence de *Giardia*, que ce soit chez les chiens (p-value=0,48) ou les chats (p-value=0,40). Le détail est indiqué dans le Tableau 82 (annexe 4)

Il ne s'agit donc pas d'un facteur de risque.

Récapitulatif
Giardia

Les prévalences de *Giardia* chez les chiens et les chats sont respectivement 22,26% et 12,84%. La détection de l'antigène est significativement plus sensible que la recherche de kystes.

La prévalence de *Giardia* a significativement augmenté au cours du temps chez le chien. Chez le chat, elle a aussi augmenté, mais non significativement.

Les facteurs de risque retenus chez le chien sont : le jeune âge (moins de 1 an) et le caractère entier (non stérilisé).

b) *Toxocara sp*

(1) Niveau d'excrétion et technique

Sur les 49 chiens testés positifs à *Toxocara sp*, la quantification de l'excrétion est disponible chez 46 individus. Le taux d'excrétion moyen est 584,85 opg avec un écart-type de 1425,74, et la médiane vaut 142,5 opg. Les valeurs vont de 1 opg à 8400 opg.

Sur les 16 chats testés positifs, la quantification de l'excrétion est renseignée pour 14 animaux : la moyenne vaut 1278,5 opg avec un écart-type encore plus élevé égal à 2156,80 opg. Le taux d'excrétion médian vaut 331,5 opg. Les valeurs vont de 30 à 7200 opg.

(2) Evolution temporelle

Chez les chiens, la prévalence de *Toxocara* ne connaît pas d'évolution significative au cours du temps (3,00 % entre 2008 et 2012 contre 3,72 % entre 2013 et 2017).

En revanche, dans la population féline, comme l'indique le Tableau 49, la prévalence de *Toxocara* présente une diminution significative entre 2007-2012 et 2013-2017 (respectivement 4,35% contre 1,61%).

Tableau 49 : Evolution de la prévalence de *Toxocara sp.* dans la population féline

Espèce	Période	Prévalences	Intervalle de confiance	p-value
Chats	2007-2012	4,35 %	2,24	0,040
	2013-2017	1,61 %	1,02	

(3) Etude des facteurs de risques

(a) Zone géographique

Les tests statistiques (Fisher exact et Khi-deux) ne permettent pas de mettre en évidence une influence significative de la région géographique sur l'infestation à *Toxocara*, que ce soit au sein de la population canine (p-value=0,19) ou féline (p-value=0,19). On peut toutefois noter que les seuls échantillons félines testés positifs proviennent de la zone Nord-Ouest.

(b) Influence de la saison

Un effet significatif de la saison peut être démontré sur l'excrétion d'œufs de *Toxocara* dans la population canine : la prévalence détectée en hiver (5,44%) est significativement accrue, et celle en été significativement réduite (0,86 %). Le Tableau 50 montre cette influence.

Tableau 50 : Influence de la saison sur l'excrétion d'œufs de *Toxocara sp.* par les chiens

Espèce	Période	Prévalences	Intervalle de confiance	p-value
Chien	Hiver	6,50 %	2,34	2,2 ^E -16
	Automne	2,74 %	1,64	0,52
	Eté	1,07 %	0,68	0,02
	Printemps	3,00 %	1,31	0,62

En revanche, aucun effet significatif de la saison n'est visible sur la prévalence de *Toxocara sp.* chez les chats. Le détail est précisé dans le Tableau 78 (annexe 4).

La comparaison des taux d'excrétion, au sein des deux espèces, selon les saisons (test de Kruskal-Wallis) ne révèle pas de variation significative, les effectifs étant assez réduits (pvalue=0,45 pour les chiens et pvalue=0,13 pour les chats).

(c) *Race*

Les tests statistiques ne permettent pas de mettre en évidence un effet significatif de l'appartenance à une race sur l'infestation par *Toxocara sp.*, et ce dans les 2 espèces (pour les chiens et les chats, respectivement des p-values de 0,97 et 0,34).

(d) *Age*

Les effectifs de tests positifs pour chaque classe d'âge étant très faibles, dans les deux espèces, nous prendrons ici des classes d'âges plus étendues : moins de 1 an et plus de 1 ans. Chez les chiens, comme l'indique le Tableau 51, la prévalence détectée est significativement plus élevée chez les chiens de moins de 1 an.

Tableau 51 : Influence de l'âge sur la prévalence de *Toxocara* dans la population canine

Espèce	Âges	Prévalences	Intervalle de confiance	p-value
Chiens	< 1 an	5,50 %	2,13	0,039
	≥ 1 an	2,61 %	1,21	

En revanche, dans la population féline, aucune variation significative n'a été mise en évidence (pvalue > 0,05). Le détail est précisé dans le Tableau 80 (Annexe 4).

De plus, les tests de Kruskal-Wallis ne révèlent pas de variation significative du taux d'excrétion en fonction de l'âge, que ce soit chez les chiens (pvalue = 0,84) ou les chats (pvalue=0,39).

(e) *Sexe*

Que ce soit dans la population canine ou féline, aucune variation significative de la prévalence n'a été mise en évidence selon le sexe de l'animal (respectivement 0,12 et 0,62) ou l'état stérilisé (respectivement 0,59 et 0,78).

(f) *Congénères*

La présence de congénère, de la même espèce ou pas, n'a pas d'effet significatif sur l'infestation et l'excrétion d'œufs de *Toxocara sp.*, que ce soit au sein de la population canine (pvalue=0,07) ou féline (pvalue=0,4).

En revanche, il est intéressant de noter qu'à défaut de l'être significativement, les prévalences apparaissent tout de même plus élevées chez les chiens vivant avec des congénères : 2,47 % contre 5,49 % (pvalue = 0,074, Tableau 82 en annexe 4).

Récapitulatif
Toxocara sp

Les prévalences de *Toxocara sp* chez les chiens et les chats sont respectivement 3,55% et 3,14%. Les taux d'excrétion moyens sont respectivement 584,85 opg et 1278,5 opg.

La prévalence de *Toxocara sp* a significativement baissé au cours du temps chez les chats.

Les facteurs de risque retenus chez le chien sont : la saison hivernale et le jeune âge (moins d'1 an).

c) *Isospora sp*

(1) Taux d'excrétion et technique

La quantification des résultats est disponible pour 72 des 76 résultats positifs dans l'espèce canine, et les 10 résultats positifs dans l'espèce féline. Chez les chiens, le taux d'excrétion moyen est 3928,33 opg avec un écart-type de 21 266 opg. La médiane vaut 255 opg, et les valeurs vont de 15 à 180000 opg.

Chez les chats, le taux d'excrétion moyen est égal à 17 351,5 opg, avec un écart-type valant 46 862 opg. La médiane vaut 1000 opg et les valeurs vont de 15 à 150000 opg.

(2) Evolution temporelle

Comme l'indique le Tableau 52, la prévalence d'*Isospora* au sein de la population canine a significativement diminué de 2007-2012 à 2013-2017. En revanche, chez les chats, aucune variation significative n'a pu être démontrée.

Tableau 52 : Evolution de la prévalence d'*Isospora sp*. au sein de la population canine

Espèce	Période	Prévalences	Intervalle de confiance	p-value
Chiens	2007-2012	8,33 %	2,09	5,42 ^E -5
	2013-2017	3,33 %	1,10	

(3) Etude des facteurs de risque

(a) Zone géographique

Les tests statistiques (Fisher exact) n'ont pas mis en évidence de variation significative dans la prévalence d'*Isospora sp.* selon le cadran géographique, que ce soit chez les chiens ou les chats (pvalues > 0,05).

(b) Influence de la saison

Dans la population canine, aucune variation significative de l'infestation ne peut être démontrée en fonction de la saison. Néanmoins, les pourcentages de résultats positifs apparaissent supérieurs en automne (7,40%) et en été (6,81%) par rapport à l'hiver (3,95%) et le printemps (4,37%). De même, les tests statistiques (Kruskal-Wallis) ne révèlent pas de différence significative du taux d'excrétion en fonction de la saison (pvalue = 0,714).

Chez les chats, aucune différence significative ne peut non plus être montrée en fonction de la saison, que ce soit pour la prévalence (Khi-deux) ou le taux d'excrétion (Kruskal-Wallis).

(c) Race

Que ce soit dans les populations canines ou féline, il n'y a pas de variation significative de l'infestation à *Isospora sp.* en fonction de l'appartenance à une race (Fisher et Khi-deux pvalues respectives : 0,21 et 0,72). Néanmoins, il est à noter que tous les tests positifs à *Isospora sp.* ont été réalisés sur des échantillons canins de race définie (Tableau 79 en annexe 4).

(d) Age

Il est à nouveau nécessaire de rassembler les classes d'âge du fait d'effectifs positifs trop faibles. Comme l'indique le Tableau 53, la prévalence d'*Isospora* est significativement plus élevée chez les chiens de moins de 1 an (pvalue = $4,96 \times 10^{-9}$). En revanche, il n'y a pas d'influence significative de l'âge chez les chats.

Tableau 53 : Influence de l'âge des animaux sur la prévalence d'*Isospora*

Espèce	Âges	Prévalences	Intervalle de confiance	p-value
Chiens	< 1 an	10,34 %	1,76	$4,96 \times 10^{-9}$
	≥ 1 an	1,27 %	1,02	
Chats	< 1 an	2,40 %	1,62	0,13
	≥ 1 an	0,68 %	1,72	

Concernant le taux d'excrétion, la population canine montre une variation significative en fonction de l'âge des individus (Kruskal Wallis pvalue=0,021). Comme le montre la Figure 36, le taux d'excrétion est significativement plus élevé chez les chiots de moins de 3 mois (20 802 opg en moyenne).

Chez les chats, aucune variation significative n'a pu être mise en évidence suivant la catégorie d'âge (Kruskal-Wallis pvalue=0,56).

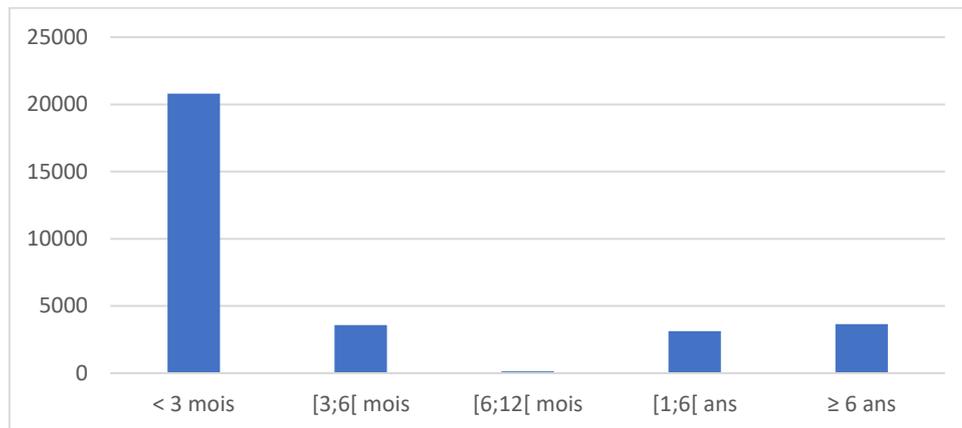


Figure 35 : Influence de l'âge des chiens sur le taux d'excrétion d'*Isospora* (n=72, détail en annexe 4 : Tableau 80)

(e) Sexe

Les tests statistiques (Khi deux, Fisher exact) ne permettent pas de mettre en évidence de variations significative de la prévalence en fonction du sexe, ou de la stérilisation, et ce au sein des populations canines et félines.

(f) Congénères

Que ce soit dans la population canine ou féline, aucun effet significatif du mode de vie ne peut être mis en évidence (khi deux et Fisher, p-values respectivement de 0,4 et 0,6).

Récapitulatif
Isospora sp

Les prévalences d'*Isospora sp* chez les chiens et les chats sont respectivement 5,51% et 2,0%. Les taux d'excrétion moyens sont respectivement 3928,33 opg et 17 351,5 opg.

La prévalence d'*Isospora sp* a significativement baissé au cours du temps chez les chiens.

Les facteurs de risque retenus chez le chien sont : le jeune âge (moins de 1 an). Le taux d'excrétion est significativement plus élevé chez les chiots de moins de 3 mois.

d) Les ankylostomatidés

Le taux d'excrétion est quantifié chez 25 des 32 chiens infestés. Le taux d'excrétion moyen est de 7427,4 opg, avec un écart-type de 35137 opg et une médiane égale à 99 opg. Les valeurs vont de 12 à 176000 opg.

L'infestation aux Ankylostomatidés ne montre pas d'évolution significative entre 2008 et 2017 ni entre les différentes zones géographiques. Comme l'indique le Tableau 54, la prévalence des Ankylostomatidés au sein de la population canine est significativement plus élevée en été (5,02 %) et significativement réduite en hiver (0 %).

La comparaison des taux d'excrétions selon la saison (or hiver) ne montre pas d'effet significatif de la saison sur cette variable (Kruskal Wallis p value=0,76)

En revanche, la race, l'âge, le sexe, la stérilisation n'ont pas d'influence significative sur la détection des Ankylostomatidés. Il n'y a pas non plus de variations significatives du taux d'excrétion selon la catégorie d'âge (Kruskal Wallis p value = 0,52).

Tableau 54 : Influence de la saison sur l'excrétion d'œufs d'Ankylostomatidés

Espèce	Période	Prévalences	Intervalle de confiance	p-value
Chien	Hiver	0	1,04	0,002
	Automne	2,47	1,33	0,901
	Eté	5,02	2,32	0,0011
	Printemps	2,09	2,00	0,97

e) *Trichuris vulpis*

Quinze chiens se sont révélés infestés par *Trichuris vulpis*. Le taux d'excrétion est renseigné pour chacun d'eux, avec un taux moyen de 2553,7 opg, un écart-type de 4599 opg et une médiane à 225 opg. Les valeurs vont de 15 à 15900 opg.

Aucun facteur (période, saison, race, sexe, âge, zone géographique) n'a d'influence significative sur la prévalence (Fisher p-value < 0,05). Les tests de Kruskal-Wallis ne révèlent pas d'influence significative de l'âge ou de la saison sur le taux d'excrétion (respectivement p-value de 0,18 et 0,52).

f) *Angiostrongylus*

L'infestation par *Angiostrongylus vasorum* chez le chien peut être détectée par sérologie ou par coprologie (Baermann). Cinq résultats positifs ont été obtenus par coprologie et cinq par mise en évidence de l'antigène.

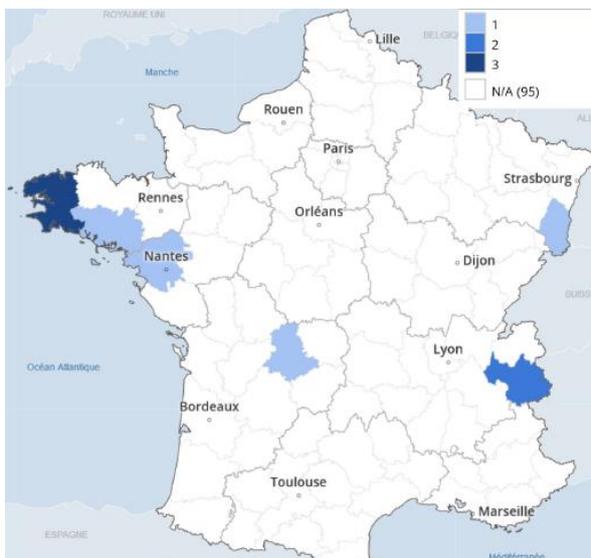
La prévalence détectée ne montre pas de variations significatives en fonction de la zone géographique ou de saison (Fisher exact p value < 0,05). Les localisations des cas reportés sont indiquées dans la carte 4. Il n'y a pas non plus d'évolution significative dans le temps : les résultats positifs datent de 2012, 2014, 2015 et 2016.

Aucune variation significative ne peut non plus être démontrée en fonction de l'appartenance à une race, de l'âge, du sexe ou de la stérilisation. Le mode de vie non plus n'a pas d'effet significatif sur l'infestation à *Angiostrongylus*.

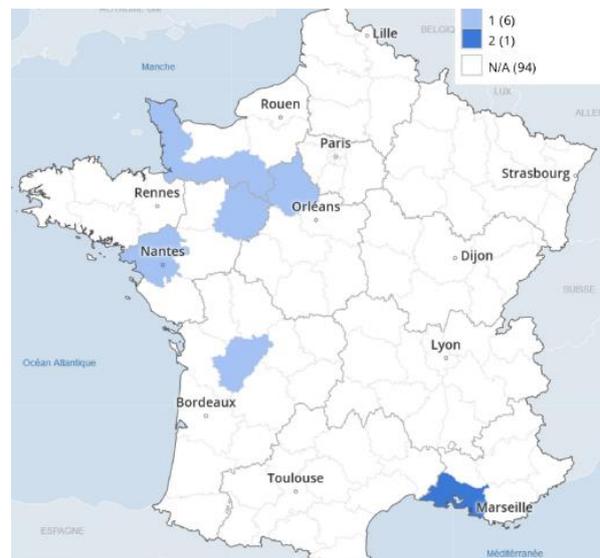
g) *Dirofilaria*

Aucune variation significative de la prévalence à *Dirofilaria* n'est décelable selon la zone géographique, la saison ou l'année. Il peut être néanmoins intéressant de savoir que sur les 5 chiens dont les tests sont positifs dans le Nord-Ouest, deux ont un historique connu de voyage à l'étranger. Les localisations des cas reportés sont indiquées dans la carte 5.

Les tests statistiques ne révèlent pas non plus d'effets significatifs sur la prévalence de l'appartenance à une race, de l'âge, du sexe, de la stérilisation ou du mode de vie (Fisher p values < 5). En revanche, la totalité des tests positifs sont issus de chiens adulte entre 1 et 6 ans (n=5), et vivant avec des congénères (n=4).



Carte 4 : Répartition géographique des résultats positifs pour *Angiostrongylus* (chiens, réalisée avec Géoclip®)



Carte 5 : Répartition géographique des résultats positifs pour *Dirofilaria* (chiens, réalisée avec Géoclip®)

E. Comparaison des populations cliniques et asymptomatiques

Les populations étudiées sont composées de 1025 chiens et 442 chats présentant des signes cliniques évocateurs de parasitisme, contre 58 chiens et 23 chats cliniquement sains. Dans ces sous-populations, les résultats ne sont pas tous connus. Malgré cela, les pourcentages d'infestation sont évalués à 22,76% dans la population clinique canine contre 15,51% dans la population saine canine, et 14,48% dans la population clinique féline contre 17,40% dans la population asymptomatique féline. Il n'y a pas de différence significative entre les prévalences de populations cliniques et asymptomatiques (khi deux p-values=0,29 chez les chiens, 0,9 chez les chats).

Concernant les espèces parasitaires isolées des chiens, *Toxocara sp*, *Trichuris vulpis*, *Angiostrongylus* et les strongles respiratoires ne sont isolés que dans la population symptomatique. Chez les chats, *Isospora sp* et les strongles respiratoires ne sont détectés que dans la population clinique.

Il n'y a pas de différences significatives entre les prévalences des parasites des 2 populations canines (dans le cas des parasites à fréquences non nulles). En revanche, chez les chats, la prévalence de *Toxocara sp* est significativement plus élevée dans la population asymptomatique. Ces comparaisons sont décrites dans la Figure 37 et la Figure 38.

Parasites	Effectif clinique	%	Parasites	Effectif asymptomatique	%
<i>Giardia</i>	734	19,07	<i>Giardia</i>	25	28,00
<i>Isospora</i>	836	3,72	<i>Isospora</i>	40	2,50
<i>Toxocara</i>	836	3,48	<i>Toxocara</i>	40	0
<i>Trichuris</i>	836	1,68	<i>Trichuris</i>	40	0
Ankylostomatidés	836	2,28	Ankylostomatidés	40	5,00
<i>Angiostrongylus</i>	110	4,51	<i>Angiostrongylus</i>	2	0
<i>Dirofilaria</i>	20	6,90	<i>Dirofilaria</i>	9	11,11
Strongles resp.	98	4,08	Strongles resp.	1	0

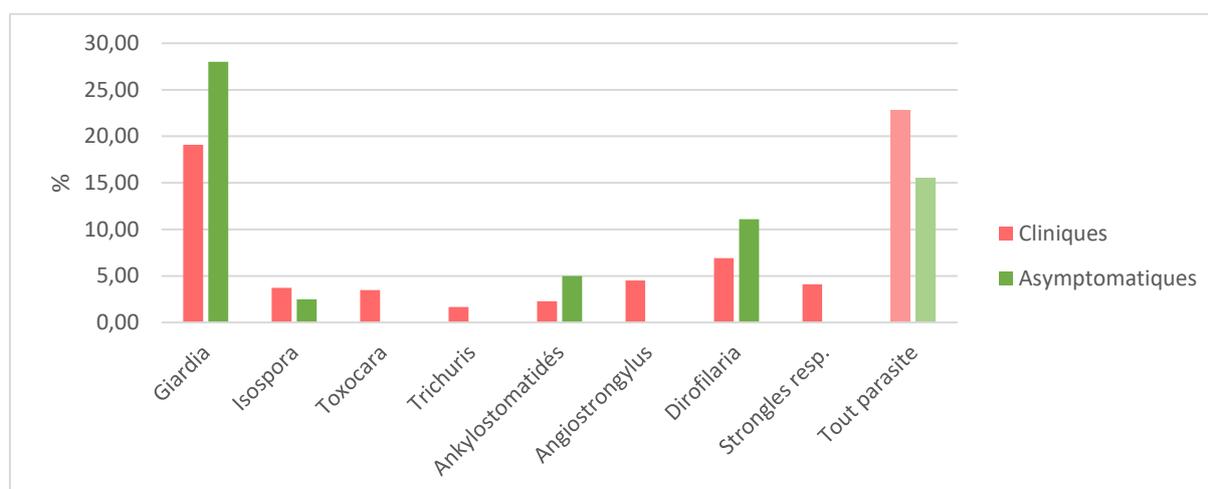


Figure 36 : Comparaison des prévalences parasitaires entre les populations cliniques et asymptomatiques canines

<i>Parasites</i>	Effectif clinique	%	<i>Parasites</i>	Effectif asymptomatique	%
<i>Giardia</i>	345	12,17	<i>Giardia</i>	7	28,57
<i>Isospora</i>	389	2,06	<i>Isospora</i>	16	0
<i>Toxocara</i>	389	2,57	<i>Toxocara</i>	16	12,5
<i>Strongles resp.</i>	27	10	<i>Strongles resp.</i>	9	0

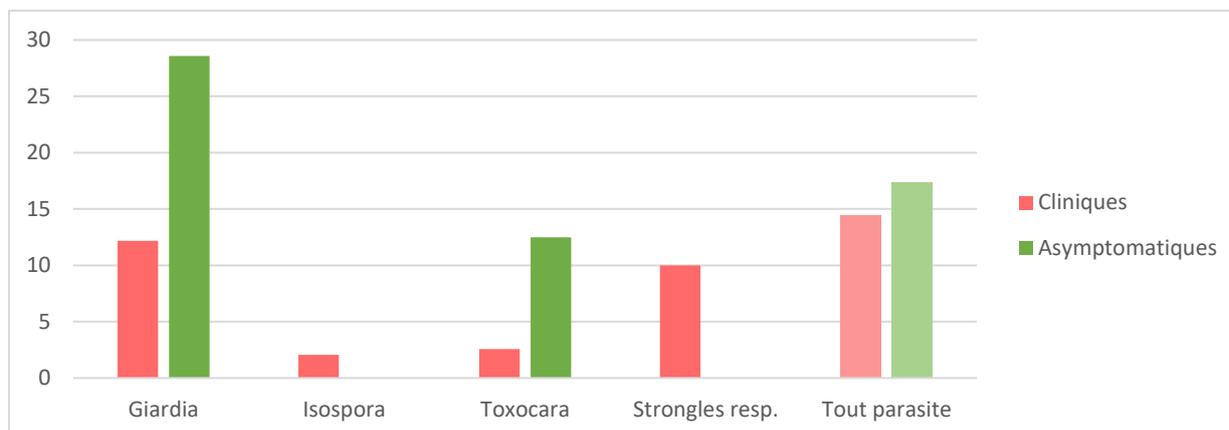


Figure 37 : Comparaison des prévalences parasitaires entre les populations cliniques et asymptomatiques félines

IV. Discussion

A. A propos des conditions de l'étude

Cette étude est une étude rétrospective, ce qui limite les données de commémoratifs et d'anamnèse : les fiches de commémoratifs étaient en général incomplètes. En conséquence, les facteurs de risques ont été évalués sur des effectifs variables. De plus, même si les dossiers Clovis ont permis de compléter les informations sur les animaux ayant déjà consulté au CHUV, il n'y a pas de correspondance entre le numéro de dossier d'analyse et celui du CHUV, d'où une possible perte de données.

Il aurait été très intéressant de connaître d'autres données sur chacun des cas, en particulier la régularité de la vermifugation et le mode de vie. La régularité de la vermifugation n'est pas demandée sur la fiche de commémoratifs (annexe 1), et les vermifuges utilisés sont en général précisés dans la case "Traitements antérieurs". En dehors de la présence potentielle de congénères, le mode de vie n'est lui non plus pas demandé sur cette fiche. Certains vétérinaires ont toutefois précisé l'habitat lorsqu'il différait de la norme habituelle (ferme, chasseur, sorties à l'extérieur). Ce genre d'information ne peut être obtenu que par des études prospectives, très coûteuses, et donc nécessairement financées par et pour l'industrie pharmaceutique le plus souvent.

Malgré le caractère lacunaire du tableau de données obtenu, l'étude s'appuie néanmoins sur un effectif de grande taille, qui a permis la fragmentation nécessaire aux différentes analyses (par exemple, effectifs par régions, par race, par saison...).

Les analyses sont pour la plupart réalisées suite à une suspicion clinique, ou tout au moins réalisées sur demande des praticiens. Il y a donc un biais d'échantillonnage certain : les prévalences calculées dans cette étude peuvent difficilement être comparées aux prévalences obtenues dans des études de type prospectif et indépendamment d'un état clinique évocateur.

Concernant les populations animales étudiées, elles sont globalement jeunes à très jeunes (médiane à 1 an), ce qui aura un impact sur les parasites isolés. Les répartitions des sexes sont équilibrées. La répartition des races est conforme à une étude IPSOS récente réalisée sur la relation animal/propriétaire en France (étude basée sur 1002 français, Salord et al. 2018¹⁴⁹). La proportion d'animaux stérilisés est un peu inférieure à celle indiquée dans l'enquête, sans doute réduite par le grand nombre de jeunes animaux forcément non stérilisés.

B. A propos de la demande de coprologie

Cette étude rétrospective des résultats des analyses réalisées par le laboratoire de l'Unité de Dermatologie Parasitologie Mycologie ne peut avoir pour objectif de réaliser un état des lieux des comportements du praticien, pourtant certaines informations et liens logiques peuvent être déduits des analyses statistiques.

Le nombre d'analyses coprologiques réalisées par le laboratoire DPM a globalement augmenté, et dans le même temps le nombre d'examens complémentaires réalisés au préalable avant la coprologie a baissé (significativement chez les chiens) : on peut donc en déduire que l'analyse coprologique est devenue un examen diagnostique plus largement employé en 1^{ère} approche. Et ce d'autant plus que les motifs et signes cliniques n'ont pas évolué. Cependant, la proportion d'animaux ayant eu un traitement au préalable reste la même : l'analyse coprologique, bien qu'étant de plus en plus populaire, reste secondaire à une tentative thérapeutique.

De plus, la proportion d'analyses réalisées alors que l'animal est sous traitement a significativement baissé : les vétérinaires semblent être de plus en plus conscients des interférences possibles de cette situation avec le résultat de l'analyse.

Plus largement, cette étude permet d'avoir un aperçu de la stratégie du vétérinaire face à un animal présentant un cadre clinique évocateur de parasitisme, principalement caractérisé par de la diarrhée. Dans les 2 espèces, les traitements les plus prescrits sont les vermifuges, puis les antibiotiques, les traitements symptomatiques, les compléments et probiotiques, le changement alimentaire et enfin les anti-inflammatoires. Une corrélation existe entre la prescription de traitements antérieurs et d'examens complémentaires. Ainsi les animaux pour lesquels le vétérinaire a réalisé des examens complémentaires sont ceux ayant le plus de chance d'avoir reçu des traitements, et plus précisément chez les chiens les traitements de type antibiotique ou anti-inflammatoire. Cela va dans le sens des recommandations actuelles d'éviter de prescrire anti-infectieux et anti-inflammatoires "à tout va".

Concernant l'évolution des traitements prescrits dans un cadre évocateur de parasitisme, il n'y a pas énormément de changement mis à part une plus large utilisation des compléments et probiotiques chez les chats.

C. A propos de l'infestation

Dans les conditions de l'étude, la prévalence de l'infestation est évaluée à 25,39% (427 individus) chez les chiens et 14,59% (88 individus) chez les chats. Il est assez difficile de comparer les pourcentages d'infestation de différentes études tant ces valeurs dépendent des conditions de l'étude, et en particulier de la population étudiée et des analyses réalisées. Ici, la population est en grande partie "malade", et les analyses varient selon la demande des praticiens. Ces pourcentages sont comparables à ceux décrits par les études coprologiques d'Europe occidentale précédentes concernant les chiens, et plutôt faibles concernant les chats.

Les chiens apparaissent donc plus infestés que les chats. Pourtant, d'après le sondage mené par Salord et al. 2018¹⁴⁹, 85% des propriétaires vermifugent leurs chiens contre 72% leurs chats. Il est toutefois à noter que d'après cette même étude, la vermifugation n'a lieu qu'en moyenne tous 5 à 6 mois, ce qui est clairement en dessous des recommandations.

Néanmoins, il est possible que l'infestation des chiens soit surévaluée. En effet, comme l'indique Nijse et al. 2014¹⁵⁰, le comportement de coprophagie partagé par un grand nombre de chiens peut interférer dans les résultats d'analyses coprologiques, et peut amener à conclure à des infestation typiques ou atypiques en lieu et place d'un simple transit. Selon les propriétaire, 46% des chiens sont coprophages occasionnellement¹⁵⁰. Ce phénomène concerne les œufs résistant à la digestion : principalement les ascarides, *Capillaria spp.* et *Trichuris vulpis*. Les ookystes d'*Isospora sp* et les kystes giardiens peuvent aussi être concernés. Dans notre étude, *Cyniclomyces guttulatus* (levure de lapin) est détecté chez 11 chiens, *Isospora rivolta* chez 2 chiens, *Isospora felis* chez 1 chien et *Toxocara cati* chez 7 chiens. Il s'agit là probablement de simples transits. Malheureusement, il n'y a aucune façon de reconnaître un simple transit dans le cas de parasites canins. Ce risque est minimisé dans notre étude car de nombreux chiens présentent un cadre clinique évocateur de parasitisme.

D. A propos des espèces parasitaires et leurs prévalences

Que ce soit chez les chats ou les chiens, le parasite majeur mis en évidence est *Giardia* avec une prévalence de 12,78% chez les chats et 22,06% chez les chiens. Ces nombres sont comparables à certaines des études françaises précédentes : Osman et al. 2015⁶¹, Epe et al. 2010¹⁰², Grisard 2008¹⁰⁰. Beugnet et Guillot 2000⁶⁴ a démontré des prévalences plus faibles, seulement 8,8% chez le chat et 12,9% chez le chien, mais à partir uniquement de coprologie par flottation. Ces nombres restent également dans la gamme des prévalences obtenues au cours d'études européennes. *Giardia* est aussi le parasite majeur isolé dans de nombreuses études.

De plus, l'isolement de *Giardia* a augmenté au cours du temps de l'étude, de façon significative pour les chiens et non significativement pour les chats. On peut supposer une augmentation du parasitisme par *Giardia*, ou bien une meilleure sensibilisation des praticiens qui demandent des analyses de façon plus ciblée, ou une évolution des techniques d'analyses.

Toxocara sp est détecté chez 3,55% des chiens et 3,14% des chats. Il s'agit là d'une prévalence plutôt basse par rapport aux autres études françaises et plus globalement européennes. Néanmoins, on remarque une grande disparité dans ces études. *Toxocara sp* est assez fréquemment décrit comme le parasite majeur au sein de certaines populations, ce n'est pas le cas ici. Peut-être que les praticiens vétérinaires font moins appel à la coprologie dans le cas de parasitisme par *Toxocara sp*, celui-ci pouvant être parfois vu macroscopiquement.

L'isolement de *Toxocara cati* a significativement baissé chez les chats au cours du temps. Cela peut être signe d'une meilleure vermifugation.

Les prévalences d'*Isospora sp* sont ici de 5,51% chez le chien et 2,0% chez le chat. Ces valeurs sont comparables à celles présentées par les autres études françaises et européennes. On note en outre une diminution significative d'*Isospora* chez les chiens au cours du temps.

La prévalence des Ankylostomatidés chez les chiens est ici de 2,33%. Dans le détail, le laboratoire avance les proportions "probables" de 1,89% pour *Uncinaria stenocephala* et 0,22% pour *Ankylostoma caninum*. Ces proportions sont compatibles avec les études françaises les plus récentes et les études d'Europe occidentale, le parasite étant peu isolé dans la bibliographie dans les populations félines.

Trichuris vulpis est détecté chez 1,16% des chiens. Cette proportion est bien inférieure aux études Françaises "anciennes" mais comparable à celle obtenue par Osman et al. 2015⁶¹. Au niveau Européen, les études avancent une gamme très large de prévalences. Cette prévalence est une nouvelle fois proche des nombres avancés par les autres études d'Europe de l'Ouest.

Angiostrongylus vasorum et *Dirofilaria immitis* sont détectés respectivement chez 19,23% et 17,24% des chiens testés. Ces prévalences sont élevées par rapport aux données de la bibliographie, en France et en Europe (hors sud). Néanmoins, il faut se souvenir que la majorité des chiens ici étudiés sont symptomatiques. Pantchev et al. 2009¹²⁸ avance des proportions d'infestation pour *Dirofilaria* encore supérieures chez des chiens dont la clinique en est évocatrice.

Capillaria et *Crenosoma vulpis* sont détectés respectivement chez 4,46% et 1,79% des chiens testés. Ces nombres sont également comparables aux données de la bibliographie et soulignent que ces parasites sont peut-être sous diagnostiqués.

Capillaria et *Aelurostrongylus* présentent tous deux une prévalence de 6,06% chez les chats étudiés. Ce sont des valeurs élevées par rapport à la bibliographie, qui peuvent s'expliquer une fois encore par la population de chats sélectionnée ici (majoritairement avec des signes cliniques).

Cryptosporidium et *Toxascaris leonina* présentent des prévalences très faibles (<1%), compatibles avec la littérature.

Dipylidium et les autres cestodes sont très peu détectés dans cette étude. Comme dit précédemment, la coprologie est une technique très peu sensible concernant les cestodes, l'excrétion des segments ovigères étant un processus actif (de la part des stades parasites) et principalement inter-défécations. Les études coprologiques sous-estiment donc notablement les prévalences de ces parasites pourtant extrêmement fréquents.

E. A propos de l'influence de la saison

Contrairement aux animaux de rente ou aux chevaux qui vivent pleinement le changement de saison, et pour lesquels une variation saisonnière du parasitisme est clairement visible², l'effet est moins clair sur les parasites digestifs et respiratoires des carnivores domestiques. Néanmoins, certains auteurs ont mis en évidence des effets significatifs des saisons sur les prévalences ou les taux d'excrétion.

Ainsi, dans cette étude, le taux d'excrétion de *Giardia* est significativement plus élevé en hiver chez les chiens, bien qu'étant évalué subjectivement et qualitativement. Cette variation est aussi décrite par Barutzki et Schaper(2007³⁸).

A l'instar de Barutzki et Schaper(2007³⁸), nous avons mis en évidence une proportion significativement plus élevée de *Toxocara canis* détectés en hiver.

Plusieurs auteurs décrivent une prévalence significativement accrue de *Isospora sp.* dans diverses espèces d'hôtes vers la fin de l'été à l'automne : Martinez-Carrasco (2007⁷⁸), Barutzki et Schaper (2011³⁸), Batchelor (2008⁸⁷). Nous n'avons pas pu mettre en évidence de relation significative, toutefois les prévalences calculées en été et en automne apparaissent plus élevées que le reste de l'année chez les chiens.

Nous avons mis en évidence une prévalence accrue des Ankylostomatidés en été chez les chiens. Dans la littérature, peu d'auteurs ont décrit un effet significatif de la saison sur ces parasites. Toutefois, Martinez-Carrasco et al.⁷⁸ montrent une prévalence significativement supérieure en automne en Espagne pour *A.caninum*.

En revanche, nous n'avons pas mis en évidence d'effet significatif de la saison sur les espèces parasitaires faisant appel à des hôtes intermédiaires sensibles à la saisonnalité tel que *Dirofilaria*, *Capillaria*, *Angiostrongylus*.

F. A propos de l'âge

L'âge est très certainement le facteur d'influence majeur du parasitisme. En accord avec de nombreuses sources bibliographiques, le jeune âge (moins de 1 an) apparaît ici comme un facteur de risque pour l'infestation en général, et plus précisément *Giardia*, *Toxocara sp* et *Isospora sp* chez le chien.

Les raisons que l'on peut avancer sont plusieurs :

- Les jeunes animaux ont un système immunitaire réduit et sont "naïfs".
- Les jeunes animaux vivent souvent en collectivité (animalerie, refuge, élevage).
- *Toxocara* sort d'hypobiose quelques semaines avant la mise bas chez une chienne gravide, et peut contaminer les chiots in-utero et ensuite via le lait.

En revanche, certains parasites touchent significativement plus les chiens âgés de plus d'1 an (*Trichuris vulpis*, *Ankylostoma*). Nous n'avons pas retrouvé cette corrélation.

G. A propos du sexe

Ce critère est rarement décrit comme facteur de risque. Il a été montré une prévalence significativement accrue de *Giardia* chez les chiens non stérilisés, et plus globalement d'un parasite de tout type. On peut supposer que les chiens entiers sont peut-être des chiens moins vermifugés ou moins médicalisés. L'autre hypothèse serait que la proportion élevée de très jeunes chiens infestés (trop jeunes pour être stérilisés) rende la proportion d'entiers infestés élevée.

H. A propos du mode de vie

Les informations concernant le mode de vie des animaux sont trop peu renseignées pour être analysées. Toutefois, la présence de congénères est assez renseignée pour faire l'objet d'une analyse. Il y a une prévalence de parasites de tout type significativement plus élevée chez les chiens vivants avec des congénères, chats ou chiens. Cela peut s'expliquer par un risque d'infestation conjointe élevée, ou seulement par l'infestation d'un animal suite au transit d'un parasite par un de ses congénères, par coprophagie.

Conclusion

Cette étude réalisée à partir des analyses du laboratoire de l'Unité de Dermatologie-Parasitologie-Mycologie concernant les parasites digestifs et respiratoires des carnivores domestiques est basée sur 1713 analyses canines et 625 analyses félines et s'étend sur 10 ans. Elle a permis d'évaluer les prévalences parasitaires actuelles en France et les facteurs de risques associés, ainsi que d'avoir un aperçu de la stratégie des praticiens face à des signes cliniques évocateurs de parasitisme (au premier rang desquels la diarrhée) et la place de la coprologie dans cet exercice. Elle a en outre permis de détecter une évolution de ces prévalences et comportement des praticiens au cours de temps.

Ainsi les parasites digestifs les plus fréquemment détectés dans les populations canines étudiées sont *Giardia* (par coprologie et détection de l'antigène : 22,26%), *Isospora*, *Toxocara*, les ankylostomatidés et *Trichuris* (par coprologie, respectivement 5,51%, 3,27%, 2,33%, 1,09%). Dans les populations félines, il s'agit de *Giardia* (par coprologie et détection de l'antigène : 12,78%), *Toxocara* et *Isospora* (par coprologie, respectivement 3,14% et 1,97%). *Toxascaris leonina*, *Dipylidium caninum*, *Cryptosporidium*, *Strongyloides* et d'autres cestodes sont occasionnellement détectés chez les chiens, ainsi que *Dipylidium caninum*, *Mesocestoides lineatus* et *Toxascaris leonina* chez le chat. Ceci est conforme avec la littérature européenne, en particulier française : *Giardia* est le parasite majeur détecté dans les 2 espèces. L'étude a montré une augmentation significative de la détection de *Giardia* chez les chiens, et une diminution significative de la détection de *Toxocara* et *Isospora* respectivement chez les chats et les chiens.

Les parasites respiratoires les plus fréquents sont *Angiostrongylus*, *Capillaria* et *Crenosoma vulpis* chez les chiens (respectivement à des fréquences de 5,3%, 4,46% et 1,8%), *Aelurostrongylus* et *Capillaria* chez les chats (tous deux à une fréquence de 6,06%).

Cette étude a mis en évidence des facteurs de risque pour le parasitisme dans les populations étudiées quand les effectifs le permettaient. Ainsi, tout agent confondu, le jeune âge, le caractère non stérilisé et la cohabitation avec d'autres animaux sont des facteurs de risque significatifs pour les chiens. Pour les chats, aucun facteur n'est significatif. Concernant chacun des parasites, pour les chiens, le jeune âge est un facteur de risque pour *Giardia*, *Toxocara* et *Isospora*, l'hiver pour *Toxocara*, le caractère entier pour *Giardia*, l'été pour les *Ankylostomatidés*. Ces facteurs de risques sont aussi décrits dans la littérature.

Ce travail a permis d'avoir un aperçu de la place accordée à la coprologie en pratique libérale, par rapport au cadre clinique présenté, aux examens complémentaires et aux tentatives thérapeutiques au préalable. Des différences significatives sont détectables entre les populations des 2 espèces concernant le type de traitement antérieur. Enfin, il n'y a pas de corrélation entre parasitisme détecté et présentation de signes cliniques (mis à part *Toxocara sp*, significativement plus fréquemment détecté dans la population féline asymptomatique), même si certains parasites ne sont détectés que chez des individus symptomatiques : *Toxocara*, *Trichuris*, *Angiostrongylus* et les strongles respiratoires pour les chiens, *Isospora* et les strongles respiratoires pour les chats.

Annexes

I. Annexe 1 : Fiche de commémoratifs



DERMATOLOGIE - PARASITOLOGIE - MYCOLOGIE

Ecole Nationale Vétérinaire
Site de la Chantrerie - 101 Route de Gachet - CS 50 707 - 44307 NANTES CEDEX 3
Tél : 02 40 68 77 66



Email : laboratoire.dpm@oniris-nantes.fr - Site Web : <http://www.oniris-nantes.fr>

CARNIVORES

Vétérinaire NOM / Adresse @ auquel envoyer la réponse	Propriétaire NOM _____ Prénom _____ Adresse _____ Téléphone _____ @ (nécessaire en cas de paiement par carte bancaire – cf infra)
ANIMAL NOM _____ Né le : _____ Espèce _____ Sexe : M – MC – F – FC Race _____ Poils : Longs <input type="checkbox"/> Mi-longs <input type="checkbox"/> Courts <input type="checkbox"/>	Autres animaux présents ? Non / Oui Préciser : espèce(s) et nombre.

COMMÉMORATIFS ET CLINIQUE Entourer les éléments positifs, précisez le cas échéant

Date apparition 0 + ++ +++	S. cutanés (+ à +++) Dépilations Erythème Squamosis Papules Pustules	Suppurations Croûtes Nodules Otitite ? Autres ?	Contaminations > Homme ? + / ? / - > Animaux ? + / ? / -	
S. digestifs Diarrhée Vomissements Constipation Autres ?	S. cardio resp Fréquence N / ++ / - Toux Dyspnée Fréquence card N / ++ / -	S. généraux Temp Muqu. Noeuds lymph Anémie Rate ?	Autres signes Locomoteurs Urinaires Génitaux Réflexe oto-podal Réflexe audio-podal	
Bilan clinique :				

Analyses antérieures ? Aucune Oui (résultats)	Traitements antérieurs ? (arrêtés depuis ?)	Traitements en cours au moment du prélèvement ? Aucun. Oui Préciser
--	--	--

Suspicion clinique <input type="checkbox"/> Confirmation <input type="checkbox"/> Exclusion <input type="checkbox"/> Orientation	Analyse(s), recherche(s) demandée(s) Vous reporter aux feuilles des tarifs	Nature du (des) prélèvement(s) transmis Date du prélèvement : ... / ... / ... <input type="checkbox"/> Moquette <input type="checkbox"/> Poils <input type="checkbox"/> Sang EDTA <input type="checkbox"/> Sérum/Plasma <input type="checkbox"/> Autres : ...
--	--	--

Figure 38 : Fiche de commémoratifs

II. Annexe 2 : Conditions de l'étude

Tableau 55 : Détail de la répartition annuelle des analyses coprologiques réalisées au laboratoire (figure 17)

Année	Chien	Chat	Total
2008	108	35	143
2009	82	54	136
2010	175	51	226
2011	154	38	192
2012	152	68	220
2013	243	56	299
2014	151	71	222
2015	175	82	257
2016	158	76	234
2017	233	86	319
Total	1633	617	2250

Tableau 56 : Détail de la répartition mensuelle des analyses coprologiques réalisées par le laboratoire (Figure 18)

Mois	chien	chat	Total
Janvier	147	66	213
Février	138	54	192
Mars	144	58	202
Avril	169	43	212
Mai	140	39	179
Juin	128	35	163
Juillet	115	24	139
Août	93	34	127
Septembre	131	54	185
Octobre	172	79	251
Novembre	121	60	181
Décembre	133	71	204
Total	1633	617	2250

Tableau 57 : Détail de la provenance géographique des analyses coproscopiques (Carte 1)

Département	Nombre d'analyses	Département	Nombre d'analyses	Département	Nombre d'analyses	Département	Nombre d'analyses
01	9	29	32	53	13	77	40
02	1	2A	1	54	29	78	5
03	9	30	9	55	2	79	17
04	2	31	26	56	100	80	11
06	15	33	21	57	15	81	8
07	2	34	1	59	3	82	2
08	2	35	76	60	12	83	5
10	1	36	1	61	3	84	5
13	25	37	5	62	1	85	90
14	29	38	3	63	1	86	8
15	3	39	1	64	4	87	2
16	3	40	3	66	2	88	3
17	8	41	5	67	14	89	1
18	10	42	1	68	35	91	5
19	4	43	3	69	3	92	4
21	8	44	920	71	5	93	3
22	100	45	4	72	22	94	18
24	8	47	5	73	4	95	23
25	6	48	1	74	7	971	1
27	11	49	125	75	15	973	1
28	2	50	54	76	13	Total	2110

Tableau 58 : Détail des effectifs de chats et de chiens par âge (Figures 21 et 22)

Age	Effectif chats	Effectif chiens
<3 mois	9	45
[3 ; 6[mois	80	231
[6 ; 12[mois	118	244
1 an	88	169
2 ans	36	89
3 ans	32	75
4 ans	21	54
5 ans	11	43
6 ans	13	51
7 ans	11	42
8 ans	15	30
9 ans	18	31
10 ans	13	28
11 ans	9	20
12 ans	5	26
13 ans	4	11
14 ans	5	9
15 ans	4	0
16 ans	2	4
17 ans	2	1
18 ans	1	0
Inconnu	120	430
Total	617	1633

Tableau 59 : Détail de la répartition des sexes chez les chats et les chiens (Figure 23)

Sexe	Effectif chats	Effectif chiens
Femelle entière	118	396
Femelle stérilisée	110	150
Mâle-femelle	4	10
Inconnu	107	421
Mâle castré	165	110
Mâle entier	113	546
Total	617	1633

Tableau 60 : Tableau détaillé des animaux cohabitant avec les individus étudiés

	Effectif chats	Effectif chiens
Seuls	145	444
Congénère de la même espèce	235	368
Congénère d'une autre espèce	85	186
Inconnu	205	709
Total	617	1633

Tableau 61 : Mode de vie des individus (coproscopie)

	Chat	Chien
Animalerie	1	2
Refuge	5	4
Ferme	/	7
Chatterie	16	237
Chasse	/	12
Elevage	21	41
Extérieur	1	1
Mixte	16	52
Intérieur	19	9
Inconnu	538	1268

Tableau 62 : Antécédents de voyages des individus (coproscopie)

	Chat	Chien
Oui	1	20
Non	12	19
Inconnu	604	1594

III. Annexe 3 : Caractéristiques de la demande

Tableau 63 : Détail signes cliniques présentés par les chats (n=617) ayant fait l'objet d'une analyse coprologique (Figure 25)

Signe clinique	Sg clin 1	Sg clin 2	Sg clin 3	Sg clin 4	Total
Diarrhée	381				381
Hématochézie	18	40	1	1	60
Vomissement	4	23			27
Amaigrissement	1	18	4	1	24
Dyspnée	7	9	5		21
Toux	14	4			18
Cutané	2	5	5	1	13
Retard de croissance		8	3		11
Elements selles	4	3	2	1	10
Procidence paupières	1	8		1	10
Prurit anal	1	4	1	2	8
Abattement	2	5			7
Incontinence fécale	1	4	1		6
Hyperthermie		3	2		5
Anorexie		3		1	4
Ballonnement		3			3
Complication	1	2	1	1	5
Constipation	1	2			3
Dysorexie		1	2		3
Elements vomi	1		2		3
Flatulence		2	1		3
Borborygme		1	1		2
Jetage		2			2
Méléna		2			2
Polyphagie		2			2
Sifflements	1	1			2
Anémie		1			1
Déshydratation			1		1
Douleur abdo		1			1
Eternuement			1		1
Hypothermie		1			1
Obèse		1			1
Polydypsie		1			1
Tenesme		1			1
Urinaire		1			1
Otite				1	1
Mortalite				1	1
Inconnu	157				157
Aucun	19				19

Tableau 64 : Détail signes cliniques présentés par les chiens (n=1633) ayant fait l'objet d'une analyse coprologique (Figure 25)

Signe clinique	Sg clin 1	Sg clin 2	Sg clin 3	Sg clin 4	Total
Diarrhée	768	5	1		774
Hématochézie	16	118	13	1	148
Amaigrissement	38	63	13	2	116
Vomissement	16	72	9		97
Toux	70	11	4		85
Cutané	15	14	11	7	47
Dyspnée	14	15	5	1	35
Prurit anal	12	10	5	2	29
Elements selles	9	9	3	2	23
Abattement		11	7	1	19
Protocole VB	18				18
Polyphagie	3	7	5	1	16
Incontinence fécale	1	13	1		15
Dysorexie	4	4	5		13
Retard de croissance	3	7	3		13
Hyperthermie		4	5	2	11
Anorexie	1	8	1		10
Neuro	4	5	1		10
Flatulence	1	3	3	1	8
Pica	1	4	2	1	8
Tenesme	1	4	3		8
Coprophagie	1	3	2	1	7
Complication	1	3	2		6
Constipation		1	3	2	6
Intolérance effort	4	1	1		6
Melena		4	1		5
Mortalité		2	3		5
Anémie	1	2	1		4
Borborygmes		3	1		4
Douleur abdo	1	3			4
Hématémèse	2	1	1		4
PUPD		3	1		4
Epistaxis	2		1		3
Jetage		2	1		3
Ballonnement		2			2
Conjonctivite			2		2
Déshydratation			2		2
Hémoptysie		2			2
Hypothermie		2			2
Boiterie	1				1
Diabète		1			1

Éléments vomis		1			1
Hypersalivation			1		1
Myosite masséters		1			1
Œdème face			1		1
Râles			1		1
Ronronnement	1				1
Sifflements			1		1
Engorgement glandes anales		1			1
Urinaire				1	1
Otite				1	1
Inconnu	574				574
Aucun	46				46

Tableau 65 : Tableau détaillé des traitements antérieurs des individus des populations féline (n=321) et canines (n=688) (Figure 29)

Traitement antérieur	Chien	Chien	Chat	Chat
Alimentation	46	6,69	34	10,59
Vermifuge	289	42,00	147	45,79
Antibiotiques	274	39,83	137	42,68
Symptomatique	102	14,83	72	22,43
Probiotique et compléments	82	11,92	41	12,77
Anti-inflammatoire stéroïdien	47	6,83	21	6,54
Anti-inflammatoire non stéroïdien	10	1,45	0	0

IV. Annexe 4 : Infestation et parasites isolés

Tableau 66 : Tableau détaillé des pourcentages d'analyses positives des chiens et des chats par zone géographique (Figure 30)

Zone géographique	Nombre de résultats positifs (chats)	Nombre total d'analyses (chats)	Nombre de résultats positifs (chiens)	Nombre total d'analyses (chiens)
Sud-Est	4	33	27	76
Nord-Ouest	73	453	356	1305
Sud-Ouest	4	39	18	104
Nord-Est	3	41	17	84
Total	84	566	418	1569

Tableau 67 : P-values des 4 zones géographiques des chats (Khi deux et Fisher)

Zone	p-value
Sud-Est	0,80
Nord-Ouest	0,15
Sud-Ouest	0,64
Nord-Est	0,35

Tableau 68 : Tableau détaillé des pourcentages d'analyses positives en fonction de l'âge des chiens et chats (tableau 37, figure 31, tableau 38)

Classe d'âge	Nombre de résultats positifs (chats)	Nombre total d'analyses (chats)	Nombre de résultats positifs (chiens)	Nombre total d'analyses (chiens)
< 3 mois	6	9	21	46
[3 ;6[mois	63	80	97	235
[6 ;12[mois	100	119	72	248
[1 ;7[ans	176	204	74	501
≥ 7 ans	81	89	18	223
Total	426	501	282	1253

Tableau 69 : Tableau détaillé des pourcentages d'analyses positives en fonction du sexe et de la fonction reproductive des chiens et des chats (tableau 39)

	Nombre de résultats positifs (chats)	Nombre total d'analyses (chats)	Nombre de résultats positifs (chiens)	Nombre total d'analyses (chiens)
Male	46	279	148	679
Femelle	31	230	141	561
Entier	40	230	238	965
Stérilisé	37	279	51	275
Total	77	509	289	1240

Tableau 70 : Tableau détaillé des pourcentages d'analyses positives des chiens et des chats en fonction du mode de vie (Tableau 40)

Mode de vie	Nombre de résultats positifs (chats)	Nombre total d'analyses (chats)	Nombre de résultats positifs (chiens)	Nombre total d'analyses (chiens)
Seul	27	146	93	454
Présence d'un congénère de la même espèce	34	237	89	329
Congénère d'une autre espèce	2	10	30	120
Total	63	393	212	903

Tableau 71 : Tableau détaillé des pourcentages d'analyses positives des chiens et des chats en fonction de l'année (Tableau 41, figure 32, tableau 74)

Année	Nombre de résultats positifs (chats)	Nombre total d'analyses (chats)	Nombre de résultats positifs (chiens)	Nombre total d'analyses (chiens)
2008	4	35	25	114
2009	10	54	25	82
2010	6	51	46	180
2011	4	43	34	156
2012	9	64	27	154
2013	7	56	79	250
2014	11	74	45	165
2015	11	83	48	198
2016	13	77	30	171
2017	13	87	67	242
Total	88	624	426	1712

Tableau 72 : Pourcentages d'analyse positive en fonction du mois chez les chiens

Année	% d'analyse positif	Intervalle de confiance	p-value
Janvier	30,2	8	0,183
Février	21,7	7,9	0,361
Mars	25	7,66	0,997
Avril	25	7,16	0,987
Mai	33,8	8,3	0,019
Juin	22,9	8,1	0,57
Juillet	27,0	8,8	0,7
Aout	32,6	10,37	0,11
Septembre	23,4	7,87	0,688
Octobre	19,3	6,72	0,0681
Novembre	26,2	8,38	0,9072
Décembre	19,9	7,7	0,1521

Tableau 73 : Pourcentage d'analyses positives des chiens en fonction de la saison

Saison	% d'analyse positives	Intervalle de confiance	p-value
Automne	22,7	4,2	>0,05
Hiver	24,1	4,3	>0,05
Printemps	27,7	4,3	>0,05
Eté	27,0	5,0	>0,05

Tableau 74 : Pourcentage d'analyses positives des chats en fonction de la saison

Saison	% d'analyse positives	Intervalle de confiance	p-value
Automne	13,0	5,60	0,533
Hiver	15,4	5,01	0,807
Printemps	14,5	6,92	1
Eté	16,3	6,9	0,731

Tableau 75 : Tableau détaillé des pourcentages d'analyses positives des chiens et des chats en fonction de la saison (Tableau 73 et tableau 74)

Année	Nombre de résultats positifs (chats)	Nombre total d'analyses (chats)	Nombre de résultats positifs (chiens)	Nombre total d'analyses (chiens)
Automne	25	194	100	445
Hiver	27	192	102	430
Printemps	21	144	130	480
Eté	15	94	94	357

Tableau 76 : Pourcentage d'analyses positives des chats en fonction des années

Année	% d'analyse positif	Intervalle de confiance	p-value
2008	12,9	16,9	0,8052
2009	18,52	12,91	0,513
2010	11,8	12	0,6959
2011	10,3	13,9	0,3768
2012	19,1	14,11	0,4801
2013	12,5	12	0,789
2014	15,1	10,2	1
2015	13,3	9,17	0,8374
2016	17,3	10,5	0,587
2017	15,1	9,3	1

Tableau 77 : Influence de la technique utilisée sur la détection de Giardia chez les chiens et les chats

	Technique	Nombre de positifs	Total d'analyses	% de positif	p-value
Chats	Coproscopie	20	200	10	//
	Antigène	29		14,5	
Chiens	Coproscopie	82	508	16,1	< 2,2E-16
	Antigène	142		27,9	

Tableau 78 : Détail de l'influence saisonnière sur la détection des différents parasites chez les chiens et les chats

	Période	Effectifs (chien)	Nombre de positifs (chien)	Effectifs (chat)	Nombre de positifs (chat)
Giardia	Hiver	296	60	130	16
	Automne	258	46	144	18
	Eté	235	57	66	11
	Printemps	315	82	104	12
Toxocara	Hiver	354	23	153	6
	Automne	365	10	162	2
	Eté	279	3	83	3
	Printemps	382	11	115	3
Isospora	Hiver	354	14	153	2
	Automne	365	27	162	2
	Eté	279	19	83	3
	Printemps	382	16	115	3
Ankylostomatidés	Hiver	354	0		
	Automne	365	9		
	Eté	279	14		
	Printemps	382	8		
Trichuris	Hiver	354	5		
	Automne	365	2		
	Eté	279	3		
	Printemps	382	5		
Angiostrongylus	Hiver	49	2		
	Automne	42	3		
	Eté	40	1		
	Printemps	39	3		
Dirofilaria	Hiver	12	1		
	Automne	17	4		
	Eté	19	2		
	Printemps	25	3		

Tableau 79 : Détail de l'influence raciale sur la détection des différents parasites chez les chiens et les chats

	Type	Effectifs (chien)	Nombre de positifs (chien)	Effectifs (chat)	Nombre de positifs (chat)
Giardia	Croisé	62	9	223	29
	Race	839	170	155	18
Toxocara	Croisé	81	3	271	9
	Race	968	39	167	3
Isospora	Croisé	81	0	271	6
	Race	968	35	167	2
Ankylostomatidés	Croisé	81	5		
	Race	968	22		
Trichuris	Croisé	81	1		
	Race	968	13		
Angiostrongylus	Croisé	20	0		
	Race	138	9		
Dirofilaria	Croisé	11	3		
	Race	39	4		

Tableau 80 : Détail de l'influence de l'âge sur la détection des différents parasites chez les chiens et les chats

	Age	Effectifs (chien)	Nombre de positifs (chien)	Effectifs (chat)	Nombre de positifs (chat)
Giardia	< 3mois	37	15	7	1
	[3 ;6[mois	198	72	73	11
	[6 ;12[mois	195	50	99	14
	[1 ;7[ans	329	28	140	18
	≥ 7 ans	105	6	54	5
Toxocara	< 1 an	460	24	175	6
	≥ 1 an	552	14	154	7
Isospora	< 1 an	460	27	175	5
	≥ 1 an	552	7	154	2
Ankylostomatidés	< 1 an	460	12		
	≥ 1 an	552	11		
Trichuris	< 1 an	460	5		
	≥ 1 an	552	9		
Angiostrongylus	< 1 an	31	3		
	≥ 1 an	112	4		
Dirofilaria	< 1 an	5	0		
	≥ 1 an	37	5		

Tableau 81 : Détail de l'influence du sexe ou du caractère sexuel sur la détection des différents parasites chez les chiens et les chats

	Type	Effectifs (chien)	Nombre de positifs (chien)	Effectifs (chat)	Nombre de positifs (chat)
Giardia	Male	498	93	211	32
	Femelle	358	79	166	20
	Entier	688	150	183	25
	Stérilisé	168	22	194	27
Toxocara	Male	559	18	245	8
	Femelle	444	23	191	4
	Entier	782	31	193	7
	Stérilisé	211	10	243	5
Isospora	Male	559	15	245	4
	Femelle	444	14	191	4
	Entier	782	23	193	7
	Stérilisé	211	6	243	1
Ankylostomatidés	Male	559	13		
	Femelle	444	13		
	Entier	782	22		
	Stérilisé	211	4		
Trichuris	Male	559	8		
	Femelle	444	6		
	Entier	782	10		
	Stérilisé	211	4		
Angiostrongylus	Male	75	2		
	Femelle	77	6		
	Entier	110	5		
	Stérilisé	42	3		
Dirofilaria	Male	24	4		
	Femelle	26	3		
	Entier	29	3		
	Stérilisé	21	4		

Tableau 82 : Détail de l'influence de la présence de congénères sur la détection des différents parasites chez les chiens et les chats

	Congénères	Effectifs (chien)	Nombre de positifs (chien)	Effectifs (chat)	Nombre de positifs (chat)
Giardia	Oui	312	71	193	26
	Non	323	61	106	17
Toxocara	Oui	312	19	219	5
	Non	323	9	123	7
Isospora	Oui	312	9	219	4
	Non	323	9	123	1
Ankylostomatidés	Oui	312	9		
	Non	323	7		
Trichuris	Oui	312	6		
	Non	323	4		
Angiostrongylus	Oui	52	4		
	Non	54	1		
Dirofilaria	Oui	25	4		
	Non	11	0		

Bibliographie

1. Taylor, M. A., Coop, R. L. & Wall, R. *Veterinary parasitology*. (John Wiley and Sons, Inc, 2016).
2. Bowman, D. D. & Georgi, J. R. *Georgis' parasitology for veterinarians*. (Saunders/Elsevier, 2014).
3. Bowman, D. D. *Feline clinical parasitology*. (Iowa State Univ. Press, 2002).
4. Beugnet, F., Bourdoiseau, G. & Dang, H. *Abrégé de parasitologie clinique des carnivores domestiques - Volume 1 - Parasitoses Digestives*. (2004).
5. Beugnet, F., Bourdoiseau, G. & Dang, H. *Abrégé de parasitologie clinique des carnivores domestiques - Volume 2 - Parasitoses internes*. (2004).
6. Ketzis, J. K., Shell, L., Chinault, S., Pemberton, C. & Pereira, M. M. The prevalence of *Trichuris* spp. infection in indoor and outdoor cats on St. Kitts. *J. Infect. Dev. Ctries.* **9**, 111 (2015).
7. Bourdeau, P. Parasitoses digestives des carnivores. (2014).
8. Bowman, D. D. & Lucio-Forster, A. Cryptosporidiosis and giardiasis in dogs and cats: Veterinary and public health importance. *Exp. Parasitol.* **124**, 121–127 (2010).
9. Yao, C. & Köster, L. S. *Trichomonas foetus* infection, a cause of chronic diarrhea in the domestic cat. *Vet. Res.* **46**, (2015).
10. Conboy, G. Helminth Parasites of the Canine and Feline Respiratory Tract. *Vet. Clin. North Am. Small Anim. Pract.* **39**, 1109–1126 (2009).
11. Castro, P. D. J. & Morris, A. V. Feline lungworm: biology, epidemiology, diagnosis and treatment. *Vet. Nurse* **7**, 508–513 (2016).
12. Brianti, E. *et al.* *Troglostrongylus brevior* and *Troglostrongylus subcrenatus* (Strongylida: Crenosomatidae) as agents of broncho-pulmonary infestation in domestic cats. *Parasit. Vectors* **5**, 178 (2012).
13. Mazaki-Tovi, M. *et al.* Canine spirocercosis: clinical, diagnostic, pathologic, and epidemiologic characteristics. *Vet. Parasitol.* **107**, 235–250 (2002).
14. Wright, I. *Spirocerca lupi* — a potential future problem for pets travelling to Europe. *Companion Anim.* **20**, 156–160 (2015).
15. Paoletti, B. *et al.* Zoonotic parasites in feces and fur of stray and private dogs from Italy. *Parasitol. Res.* **114**, 2135–2141 (2015).
16. Mitchell, S. M., Zajac, A. M., Charles, S., Duncan, R. B. & Lindsay, D. S. CYSTOISOSPORA CANIS NEMESÉRI, 1959 (SYN. ISOSPORA CANIS), INFECTIONS IN DOGS: CLINICAL SIGNS, PATHOGENESIS, AND REPRODUCIBLE CLINICAL DISEASE IN BEAGLE DOGS FED OOCYSTS. *J. Parasitol.* **93**, 345–352 (2007).
17. Houk, A. E. *et al.* Experimentally Induced Clinical *Cystoisospora canis* Coccidiosis in Dogs with Prior Natural Patent *Cystoisospora ohioensis*-like or *C. canis* Infections. *J. Parasitol.* **99**, 892–895 (2013).
18. Buehl, I. E., Prosl, H., Mundt, H.-C., Tichy, A. G. & Joachim, A. Canine Isosporosis. Epidemiology of Field and Experimental Infections. *J. Vet. Med. Ser. B* **53**, 482–487 (2006).
19. Xiao, L. & Feng, Y. Zoonotic cryptosporidiosis. *FEMS Immunol. Med. Microbiol.* **52**, 309–323 (2008).
20. Xiao, L. & Fayer, R. Molecular characterisation of species and genotypes of *Cryptosporidium* and *Giardia* and assessment of zoonotic transmission. *Int. J. Parasitol.* **38**, 1239–1255 (2008).
21. Veenemans, J., Mank, T., Ottenhof, M. & Baidjoe, A., Mbugi, E.V., Demir, A.Y., Wielders, J.P.M., Savelkoul, H.F.J., Verhoef, H.,. Protection against diarrhea associated with *Giardia intestinalis* is lost with multi-nutrient supplementation: a study in Tanzanian children. *Plos Negl. TropD* **5** (2011).
22. Márquez-Navarro, A. *et al.* *Trichuris vulpis* (Froelich, 1789) Infection in a Child: A Case Report. *Korean J. Parasitol.* **50**, 69–71 (2012).
23. Genta, R. M. & Schad, G. A. *Filaroides hirthei*: hyperinfective lungworm infection in immunosuppressed dogs. *Vet. Pathol.* **21**, 349–354 (1984).
24. T.m, C., T.w, B., D.k, S. & G.d, W. Fatal *Filaroides hirthei* infection in a dog. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* (1978).
25. Traversa, D. *et al.* Diagnosis and risk factors of *Aelurostrongylus abstrusus* (Nematoda, Strongylida) infection in cats from Italy. *Vet. Parasitol.* **153**, 182–186 (2008).

26. Philbey, A. W., Krause, S. & Jefferies, R. Verminous pneumonia and enteritis due to hyperinfection with *Aelurostrongylus abstrusus* in a kitten. *J. Comp. Pathol.* **150**, 357–360 (2014).
27. Pennisi, M. G. *et al.* Lungworm disease in cats: ABCD guidelines on prevention and management. *J. Feline Med. Surg.* **17**, 626–636 (2015).
28. Lalošević, D., Lalošević, V., Klem, I., Stanojev-Jovanovic, D. & Pozio, E. Pulmonary Capillariasis Mimicking Bronchial Carcinoma. **3**
29. Alho, A. M. *et al.* First report of *Eucoleus boehmi* infection in a dog from Portugal. *Parasitol. Res.* **115**, (2016).
30. Helm, J. R., Morgan, E. R., Jackson, M. W., Wotton, P. & Bell, R. Canine angiostrongylosis: an emerging disease in Europe. *J. Vet. Emerg. Crit. Care* **20**, 98–109 (2010).
31. Nicolle, A. P. *et al.* Severe pulmonary arterial hypertension due to *Angiostrongylus vasorum* in a dog. *Can. Vet. J.* **47**, 792–795 (2006).
32. Koch, J. & Willeßen, J. L. Canine pulmonary angiostrongylosis: An update. *Vet. J.* **179**, 348–359 (2009).
33. Carretón, E. *et al.* Sintomatología, diagnóstico, tratamiento y control de la dirofilariosis cardiopulmonar. *Argos - Inf. Vet. 187 Zaragoza ASIS Biomedica SI* **56**, 58 (2017).
34. Sánchez Klinge, M. E., Calvo Robayo, P. & Mutis Barreto, C. A. *Dirofilaria immitis*: una zoonosis presente en el mundo. *Rev. Med. Vet.* **57** (2011). doi:10.19052/mv.560
35. Okulewicz, A. The impact of global climate change on the spread of parasitic nematodes. *Ann. Parasitol.* **63**, 15–20 (2017).
36. Robertson, L. J., Sprong, H., Ortega, Y. R., van der Giessen, J. W. B. & Fayer, R. Impacts of globalisation on foodborne parasites. *Trends Parasitol.* **30**, 37–52 (2014).
37. Ursache, A., Györke, A., Mircean, V. & Matei, I. Prevalence of *Toxocara canis* and other endoparasites in client-owned dogs from Cluj county, Romania. *Sci. Parasitol. 17 34 Cluj-Napoca Sci. Parasitol. Vita Found.* 101–107 (2016).
38. Barutzki, D. & Schaper, R. Results of Parasitological Examinations of Faecal Samples from Cats and Dogs in Germany between 2003 and 2010. *Parasitol. Res.* **109**, 45–60 (2011).
39. Kostopoulou, D. *et al.* Abundance, zoonotic potential and risk factors of intestinal parasitism amongst dog and cat populations: The scenario of Crete, Greece. *Parasit. Vectors* **10**, (2017).
40. Lefkaditis, M. A., Koukeri, S. E. & Cozma, V. Estimation of gastrointestinal helminth parasites in hunting dogs from the area of foothills of Olympus Mountain, Northern Greece. *Bull. Univ. Agric. Sci. Vet. Med. Cluj-Napoca Vet. Med.* **66**, 108–111 (2009).
41. Oge, H., Oge, S., Ozbakis, G. & Gurcan, I. S. Helminth Infections by Coprological Examination in Sheep-Dogs and Their Zoonotic Importance. *Turk. J. Parasitol.* **41**, 22–27 (2017).
42. Balkaya, I. & Avcoglu, H. Gastro-intestinal helminths detected by coprological examination in stray dogs in the Erzurum province-Turkey. *Kafkas Üniversitesi Vet. Fakültesi Derg. 17 Kars Kafkas Üniversitesi Vet. Fakültesi Derg.* S43–S46 (2011).
43. Zajaç, V. *et al.* Stray dogs and cats as potential sources of soil contamination with zoonotic parasites. *Ann. Agric. Environ. Med.* **24**, 39–43 (2017).
44. Ilić, T., Kulišić, Z., Antić, N., Radisavljević, K. & Dimitrijević, S. Prevalence of zoonotic intestinal helminths in pet dogs and cats in the Belgrade area. *J. Appl. Anim. Res.* **45**, 204–208 (2017).
45. Rogozarski, D. *et al.* Endoparasitic fauna of dogs in Pozarevac. *Bull. Univ. Agric. Sci. Vet. Med. Cluj-Napoca Vet. Med.* **69**, 432–435 (2012).
46. Guardone, L., Magi, M., Prati, M. C. & Macchioni, F. Cardiorespiratory and gastrointestinal parasites of dogs in north-west Italy. *Helminthologia* **53**, (2016).
47. Simonato, G. *et al.* Copromicroscopic and molecular investigations on intestinal parasites in kennelled dogs. *Parasitol. Res.* **114**, 1963–1970 (2015).
48. Zanzani, S. A., Gazzonis, A. L., Scarpa, P., Berrilli, F. & Manfredi, M. T. Intestinal Parasites of Owned Dogs and Cats from Metropolitan and Micropolitan Areas: Prevalence, Zoonotic Risks, and Pet Owner Awareness in Northern Italy. *BioMed Res. Int.* **2014**, 1–10 (2014).
49. Riggio, F., Mannella, R., Ariti, G. & Perrucci, S. Intestinal and lung parasites in owned dogs and cats from central Italy. *Vet. Parasitol.* **193**, 78–84 (2013).

50. ANDREI, S., ILIE, M. S. & DĂRĂBUȘ, G. INTESTINAL PARASITES INFECTIONS IN DOGS POPULATION FROM TIMIS AND ARAD COUNTIES. 8 (2012).
51. Enachescu, V., Ionita, M., Costin, I. & Mitrea, I. . Prevalence and epidemiology of Neospora caninum-like and other intestinal parasite infections in dogs from southern Romania. *Sci. Works - Univ. Agron. Sci. Vet. Med. Buchar. Ser. C Vet. Med.* 57 2 Bucuresti Univ. Stiinte Agron. Si Med. Vet. Bucuresti 251–259 (2011).
52. COSTIN, I. I., ENACHESCU, V., CIOPASIU, R., IONITA, M. & MITREA, I. L. PREVALENCE OF ENDOPARASITES, BY COPROSCOPICAL EXAMINATION, ON DOGS FROM SOME URBAN AND RURAL AREAS IN SOUTH OF ROMANIA. 7 (2011).
53. Radev, V. *et al.* Prevalence of gastrointestinal parasites and *Dirofilaria* spp. in stray dogs from some regions in Bulgaria. *Bulg. J. Vet. Med.* **19**, 57–62 (2016).
54. Ortuño, A., Scorza, V., Castellà, J. & Lappin, M. Prevalence of intestinal parasites in shelter and hunting dogs in Catalonia, Northeastern Spain. *Vet. J.* **199**, 465–467 (2014).
55. Neves, D., Lobo, L., Simões, P. B. & Cardoso, L. Frequency of intestinal parasites in pet dogs from an urban area (Greater Oporto, northern Portugal). *Vet. Parasitol.* **200**, 295–298 (2014).
56. Becker, A.-C., Rohen, M., Epe, C. & Schnieder, T. Prevalence of endoparasites in stray and fostered dogs and cats in Northern Germany. *Parasitol. Res.* **111**, 849–857 (2012).
57. Frey, F. C., Regotz, J., Rosenberg, G., Gottstein, B. & Kohler, S. Überblick über intestinale Parasiten bei Herdenschutzhunden und Hütehunden in der Schweiz. *Schweiz. Arch. Für Tierheilkd.* **152**, 569–573 (2010).
58. Overgaauw, P. A. M. *et al.* Zoonotic parasites in fecal samples and fur from dogs and cats in The Netherlands. *Vet. Parasitol.* **163**, 115–122 (2009).
59. Claerebout, E. *et al.* *Giardia* and other intestinal parasites in different dog populations in Northern Belgium. *Vet. Parasitol.* **161**, 41–46 (2009).
60. Caux, E. ÉTUDE DE LA PRÉVALENCE DE L'ISOSPOROSE ET DE L'INTÉRÊT DE L'ASSOCIATION TOLTRAZURIL ÉMODEPSIDE CHEZ LE CHIOT APRÈS L'ACHAT. (Ecole nationale vétérinaire d'Alfort, 2017).
61. Osman, M. *et al.* Prevalence and genetic diversity of the intestinal parasites *Blastocystis* sp. and *Cryptosporidium* spp. in household dogs in France and evaluation of zoonotic transmission risk. *Vet. Parasitol.* **214**, 167–170 (2015).
62. LOGE, C. ECTOPARASITES ET HELMINTHES DIGESTIFS CHEZ LE CHIEN ET LE CHAT: DONNEES ACTUELLES EN FRANCE A PARTIR D'UNE ENQUETE MULTICENTRIQUE. (Ecole nationale vétérinaire de Nantes, 2001).
63. Bourdeau, P. Prevalence of Ecto and endoparasites in dogs and cats in France. (2001).
64. BEUGNET, F. & GUILLOT, J. Enquête sur le parasitisme digestif des chiens et des chats de particuliers de la région parisienne. *Rev. Méd Vét* 4 (2000).
65. Bricaire, P. *et al.* Utilisation de la coproscopie pour le suivi du parasitisme digestif au sein d'un effectif canin important. *Rev. Fr. Lab.* **1999**, 39–48 (1999).
66. Franc, M., Cadiergues, M. C., Marchand, A., Bourdoiseau, G. & Bussieras, J. Intestinal parasitism in dogs and cats. Results of an epidemiological survey in France. / La parasitisme intestinal des carnivores domestiques: bilan d'une enquête conduite dans les quatre Ecoles Vétérinaires Françaises. *Rev. Médecine Vét.* **148**, 247–250 (1997).
67. Charlot, S. TRANSMISSION DES ASCARIDES DE CARNIVORES DOMESTIQUES À L'HOMME : ANALYSE DE 20 CAS DE TOXOCAROSE HUMAINE DIAGNOSTIQUES À TOULOUSE (HAUTE-GARONNE) ET EN REGION PARISIENNE. (ENVT, 2007).
68. Dorchies, P., Magnaval, J. F. & Guitton, C. *Toxocara canis* and *Toxocara cati*: ascarids of dogs and cats, agents of zoonoses. / *Toxocara canis* et *Toxocara cati*: les ascarides du chien et du chat, agents de zoonoses. *Bull. Bimest. Société Vét. Prat. Fr.* **84**, 75–87 (1993).
69. Bourdeau, P. & Chermette, R. Gastrointestinal helminthosis of the dog in the Ile-de-France region. Results of faecal examinations. *Recl. Médecine Vét.* **161(8/9)**, 643–647 (1985).
70. Fisher, M. *Toxocara cati*: an underestimated zoonotic agent. *Trends Parasitol.* **19**, 167–170 (2003).

71. Nijse, R., Ploeger, H. W., Wagenaar, J. A. & Mughini-Gras, L. Prevalence and risk factors for patent Toxocara infections in cats and cat owners' attitude towards deworming. *Parasitol. Res.* **115**, 4519–4525 (2016).
72. Gates, M. C. & Nolan, T. J. Endoparasite prevalence and recurrence across different age groups of dogs and cats. *Vet. Parasitol.* **166**, 153–158 (2009).
73. Beugnet, F. *et al.* Parasites of domestic owned cats in Europe: co-infestations and risk factors. *Parasit. Vectors* **7**, 291 (2014).
74. Gibier, A. ENQUETE EPIDEMIOLOGIQUE SUR LES PARASITES DU TUBE DIGESTIF DES CHATS DE LA REGION TOULOUSAIN. (Ecole nationale vétérinaire de Toulouse, 2007).
75. Coati, N., Hellmann, K., Mencke, N. & Epe, C. Recent investigation on the prevalence of gastrointestinal nematodes in cats from France and Germany. *Parasitol. Res.* **90**, S146–S147 (2003).
76. Grandi, G. *et al.* Prevalence of helminth and coccidian parasites in Swedish outdoor cats and the first report of Aelurostrongylus abstrusus in Sweden: a coprological investigation. *Acta Vet. Scand.* **59**, (2017).
77. Daukšte, A., Kirjušina, M. & Dzerkale, A. PREVALENCE OF HELMINTS IN DOGS IN DAUGAVPILS TOWN (LATVIA). **4** (2010).
78. Martínez-Carrasco, C. *et al.* Epidemiological Study of Non-systemic Parasitism in Dogs in Southeast Mediterranean Spain Assessed by Coprological and Post-mortem Examination. *Zoonoses Public Health* **54**, 195–203 (2007).
79. Martínez-Moreno, F. J. *et al.* Estimation of canine intestinal parasites in Córdoba (Spain) and their risk to public health. *Vet. Parasitol.* **143**, 7–13 (2007).
80. Roddie, G., Holland, C., Stafford, P. & Wolfe, A. Contamination of fox hair with eggs of Toxocara canis. *J. Helminthol.* **82**, 293 (2008).
81. Aydenizöz-Özkayhan, M., Yağcı, B. B. & Erat, S. The investigation of Toxocara canis eggs in coats of different dog breeds as a potential transmission route in human toxocarasis. *Vet. Parasitol.* **152**, 94–100 (2008).
82. Talvik, H., Moks, E., Mägi, E., Jarvis, T. & Miller, I. Distribution of Toxocara infection in the environment and in definitive and paratenic hosts in Estonia. *Acta Vet. Hung.* **54**, 399–406 (2006).
83. Habluetzel, A. *et al.* An estimation of Toxocara canis prevalence in dogs, environmental egg contamination and risk of human infection in the Marche region of Italy. *Vet. Parasitol.* **113**, 243–252 (2003).
84. Papini, R., Campisi, E., Faggi, E., Pini, G. & Mancianti, F. Prevalence of Toxocara canis eggs in dog faeces from public places of Florence, Italy. *Helminthologia* **49**, (2012).
85. Ondriska, F. *et al.* Toxocarasis in urban environment of western Slovakia. *Helminthologia* **50**, (2013).
86. Morgan, E. R., Azam, D. & Pegler, K. Quantifying sources of environmental contamination with Toxocara spp. eggs. *Vet. Parasitol.* **193**, 390–397 (2013).
87. Batchelor, D. J. *et al.* Detection of Endoparasites with Zoonotic Potential in Dogs with Gastrointestinal Disease in the UK. *Transbound. Emerg. Dis.* **55**, 99–104 (2008).
88. Papazahariadou, M. *et al.* Gastrointestinal parasites of shepherd and hunting dogs in the Serres Prefecture, Northern Greece. *Vet. Parasitol.* **148**, 170–173 (2007).
89. Gates, M. C. & Nolan, T. J. Endoparasite prevalence and recurrence across different age groups of dogs and cats. *Vet. Parasitol.* **166**, 153–158 (2009).
90. Rajković-Janje, R. *et al.* Prevalence of gastrointestinal parasites in hunting dogs in the eastern rural regions of Croatia. / Proširenost gastrointestinalnih parazita u lovačkih pasa u ruralnim dijelovima istočne Hrvatske. *Vet. Stanica* **39**, 19–31 (2008).
91. Dubná, S. *et al.* The prevalence of intestinal parasites in dogs from Prague, rural areas, and shelters of the Czech Republic. *Vet. Parasitol.* **145**, 120–128 (2007).
92. Pullola, T. *et al.* Canine intestinal helminths in Finland: Prevalence, risk factors and endoparasite control practices. *Vet. Parasitol.* **140**, 321–326 (2006).
93. Borecka, A. Prevalence of intestinal nematodes of dogs in the Warsaw area, Poland. *Helminthologia* **42**, 35–39 (2005).

94. Rinaldi, L. *et al.* Canine faecal contamination and parasitic risk in the city of Naples (southern Italy). *BMC Vet. Res.* **6** (2006).
95. Traversa, D. Pet roundworms and hookworms: A continuing need for global worming. *Parasit. Vectors* **5**, 91 (2012).
96. Menelaos, L. A. & Smaragda, K. E. PREVALENCE OF HOOKWORM PARASITES IN DOG FROM THE AREA OF THESSALONIKI AND THEIR ZONOTIC IMPORTANCE. **7** (2006).
97. Kalkofen, U. P. Hookworms of Dogs and Cats. *Vet. Clin. North Am. Small Anim. Pract.* **17**, 1341–1354 (1987).
98. Traversa, D. Are we paying too much attention to cardio-pulmonary nematodes and neglecting old-fashioned worms like *Trichuris vulpis*? *Parasit. Vectors* **4**, 32 (2011).
99. Tudor, P. Prevalence of some parasites with zoonotic potential in dog faecal samples from two different areas of Bucharest. *Lucr. Stiintifice - Univ. Stiinte Agron. Si Med. Vet. Bucuresti Ser. C Med. Vet.* **53**, 547–551 (2008).
100. Grisard, A. Importance de la coccidiose à *Isospora* spp., de la giardiose et de la néosporose en élevage canin : exemple du CESECAH dans le Puy de Dôme. (Ecole nationale vétérinaire de Lyon, 2008).
101. Soran, M. M., Ionita, M. & Mitrea, I. . ASSESSING THE PREVALENCE OF GIARDIA INFECTION AND THE ASSOCIATED RISK FACTORS IN OWNED DOGS AND CATS, IN BUCHAREST'S URBAN AREA. *Sci. Works Ser. C Vet. Med. 63 1 Buchar. Univ. Agron. Sci. Vet. Med. Buchar.* 128–135 (2017).
102. Epe, C., Rehker, G., Schnieder, T., Lorentzen, L. & Kreienbrock, L. Giardia in symptomatic dogs and cats in Europe—Results of a European study. *Vet. Parasitol.* **173**, 32–38 (2010).
103. Piekarska, J., Bajzert, J., Gorczykowski, M., Kantyka, M. & Podkowik, M. Molecular identification of *Giardia duodenalis* isolates from domestic dogs and cats in Wroclaw, Poland. *Ann. Agric. Environ. Med.* **23**, 410–415 (2016).
104. Stojęcki, K., Sroka, J., Cencek, T. & Dutkiewicz, J. Epidemiological survey in Łęczyńsko-Włodawskie Lake District of eastern Poland reveals new evidence of zoonotic potential of *Giardia intestinalis*. *Ann. Agric. Environ. Med.* **22**, 594–598 (2015).
105. Pipia, A. P. *et al.* Canine giardiasis in Sardinia Island, Italy: prevalence, molecular characterization, and risk factors. *J. Infect. Dev. Ctries.* **8**, (2014).
106. Veronesi, F., Morganti, G. & Fioretti, D. P. Diffusione e caratterizzazione molecolare di isolati di *Giardia duodenalis* in cuccioli provenienti da canili del centro Italia. *Vet. Cremona* **25**, 33–39 (2011).
107. Sorescu, I. D. *et al.* Prevalence of *Giardia* spp. and other endoparasites in shelter dogs in Timis county. *Preval. Giardia Spp Endoparasites Shelter Dogs Timis Cty.* 93–98 (2014).
108. TITILINCU, A., MIRCEAN, V., ACHELARITEI, D. & COZMA, V. PREVALENCE OF CRYPTOSPORIDIUM SPP. IN ASYMPTOMATIC DOGS BY ELISA AND RISK FACTORS ASSOCIATED WITH INFECTION. **6** (2010).
109. Sorescu, I. D. *et al.* Prevalence of *Giardia* spp. infection, associated or nonassociated with *Cryptosporidium* spp. and other parasites in dogs in Timis County. *Sci. Works - Univ. Agron. Sci. Vet. Med. Buchar. Ser. C Vet. Med.* **56**, 160–167 (2010).
110. Adamová, V., Štrkolcová, G. & Goldová, M. Giardiasis and cryptosporidiosis in dogs in Košice. *Folia Vet.* **58**, 69–71 (2014).
111. Iliev, P., Ivanov, A., Kirkova, Z. & Prelezov, P. Study of the prevalence giardia intestinalis infection in domestic dogs and cats with diarrhea syndrome. *Sb. Dokl. Ot Nauchnata Konf. Traditsii Svrenmennost Vv Vet. Meditsina* **2011**, 228–233 (2011).
112. Pallant, L., Barutzki, D., Schaper, R. & Thompson, R. The epidemiology of infections with *Giardia* species and genotypes in well cared for dogs and cats in Germany. *Parasit. Vectors* **8**, 2 (2015).
113. Montlaur, L. Prévalence de l'angiostrongylose canine dans le sud-ouest de la France. (ENVT, 2015).
114. Morgan, E. R. *et al.* *Angiostrongylus vasorum* and *Eucoleus aerophilus* in foxes (*Vulpes vulpes*) in Great Britain. *Vet. Parasitol.* **154**, 48–57 (2008).
115. Grandi, G., Lind, E. O., Schaper, R., Ågren, E. & Schnyder, M. Canine angiostrongylosis in Sweden: a nationwide seroepidemiological survey by enzyme-linked immunosorbent assays and a summary of five-year diagnostic activity (2011–2015). *Acta Vet. Scand.* **59**, (2017).

116. Lempereur, L. *et al.* Prevalence of *Angiostrongylus vasorum* in southern Belgium, a coprological and serological survey. *Parasit. Vectors* **9**, (2016).
117. Ilie, M. & Imre, M. Prevalence of *Angiostrongylus vasorum* infestation in dogs from western Romania - preliminary results. *Lucr. Stiintifice - Univ. Stiinte Agric. Banat. Timisoara Med. Vet.* **49** 3 Timisoara Fac. Med. Vet. 78–81 (2016).
118. Kosić, L. S., Lalošević, V., Simin, S. & Kuruca, L. DIROFILARIOSIS AND ANGIOSTRONGILOSI IN PET AND HUNTING DOGS IN NOVI SAD, VOJVODINA, SERBIA. **9**, 10 (2016).
119. Helm, J., Roberts, L., Jefferies, R., Shaw, S. E. & Morgan, E. R. Epidemiological survey of *Angiostrongylus vasorum* in dogs and slugs around a new endemic focus in Scotland. *Vet. Rec.* **177**, 46–46 (2015).
120. Schnyder, M., Schaper, R., Bilbrough, G., Morgan, E. R. & Deplazes, P. Seroepidemiological survey for canine angiostrongylosis in dogs from Germany and the UK using combined detection of *Angiostrongylus vasorum* antigen and specific antibodies. *Parasitology* **140**, 1442–1450 (2013).
121. Taubert, A., Pantchev, N., Vrhovec, M. G., Bauer, C. & Hermosilla, C. Lungworm infections (*Angiostrongylus vasorum*, *Crenosoma vulpis*, *Aelurostrongylus abstrusus*) in dogs and cats in Germany and Denmark in 2003–2007. *Vet. Parasitol.* **159**, 175–180 (2009).
122. Tønsgaard, H., Saeed, I. & Koch, J. Parasitological research in hunting dogs and foxes in Odsherred. / Parasitologisk undersøgelse af jagthund og ræv i Odsherred - et epizootologisk prævalens-studie. *Dan. Veterinærtidsskrift* **87**, 14–18 (2004).
123. Gallagher, B., Brennan, S. F., Zarelli, M. & Mooney, C. T. Geographical, clinical, clinicopathological and radiographic features of canine angiostrongylosis in Irish dogs: a retrospective study. *Ir. Vet. J.* **65**, 5 (2012).
124. Morgan, E. R. *et al.* *Angiostrongylus vasorum* infection in dogs: Presentation and risk factors. *Vet. Parasitol.* **173**, 255–261 (2010).
125. Bourdeau, P. & Laboure, L. Current situation of canine angiostrongylosis in France: results from a national survey with veterinary clinics. (2009).
126. Genchi, C., Rinaldi, L., Mortarino, M., Genchi, M. & Cringoli, G. Climate and *Dirofilaria* infection in Europe. *Vet. Parasitol.* **163**, 286–292 (2009).
127. Genchi, C., Bowman, D. & Drake, J. Canine heartworm disease (*Dirofilaria immitis*) in Western Europe: survey of veterinary awareness and perceptions. *Parasit. Vectors* **7**, 206 (2014).
128. Morchón, R., Carretón, E., González-Miguel, J. & Mellado-Hernández, I. Heartworm Disease (*Dirofilaria immitis*) and Their Vectors in Europe – New Distribution Trends. *Front. Physiol.* **3**, (2012).
129. Roussel, A. Canine dirofilariosis (*Dirofilaria immitis*) in France : A national survey. Preliminary results on distribution and prevalence. (ONIRIS, 2008).
130. Ducos de Lahitte, J. Epidemiology of filariases in France. / Epidémiologie des filarioses en France. *Prat. Médicale Chir. Anim. Cie.* **25**, 305–310 (1990).
131. Semat, J. Mise en place d'une méthode de diagnostic moléculaire par PCR quantitative pour détecter et identifier les microfilaries sanguines de *Dirofilaria immitis* et de *Dirofilaria repens* chez le chien.
132. Illic, T., Mandić, M., Stepanović, P. & Dimitrijević, S. Dog and cat respiratory capillariasis - clinical, parasitological and epidemiological significance. / Respiratorna kapilarioza pasa i mačaka - klinički, parazitološki i epidemiološki značaj. *Vet. Glas.* **69**, 417–428 (2015).
133. Elhamiani Khatat, S., Rosenberg, D., Benchekroun, G. & Polack, B. Lungworm *Eucoleus aerophilus* (*Capillaria aerophila*) infection in a feline immunodeficiency virus-positive cat in France. *J. Feline Med. Surg. Open Rep.* **2**, 205511691665164 (2016).
134. Cervone, M., Messina, N. & Perrucci, S. Nasal capillariasis due to *Eucoleus boehmi* in two naturally infected dogs. *Rev. Vét. Clin.* **52**, 41–45 (2017).
135. Colella, V. *et al.* Development of *Crenosoma vulpis* in the common garden snail *Cornu aspersum*: implications for epidemiological studies. *Parasit. Vectors* **9**, (2016).
136. Latrofa, M. S. *et al.* *Crenosoma vulpis* in wild and domestic carnivores from Italy: a morphological and molecular study. *Parasitol. Res.* **114**, 3611–3617 (2015).

137. Bourdoiseau, G., Cadoré, J. L., Fournier, C. & Gounel, J. M. Canine oslerosis: update on diagnosis and treatment. / L'oslerose du chien: actualités diagnostiques et thérapeutiques. *Parasite* **1**, 369–378 (1994).
138. Cavalera, M. A. *et al.* Troglstrongylus brevior: a feline lungworm of paediatric concern. *Vet. Parasitol.* **253**, 8–11 (2018).
139. Traversa, D., Cesare, A. D., Milillo, P., Iorio, R. & Otranto, D. Infection by Eucoleus aerophilus in dogs and cats: Is another extra-intestinal parasitic nematode of pets emerging in Italy? *Res. Vet. Sci.* **87**, 270–272 (2009).
140. Ortuño, A. & Castellà, J. Intestinal Parasites in Shelter Dogs and Risk Factors Associated with the Facility and its Management. *Isr. J. Vet. Med.* **66**, 103–107 (2011).
141. Mircean, V., Titilincu, A. & Vasile, C. Prevalence of endoparasites in household cat (Felis catus) populations from Transylvania (Romania) and association with risk factors. *Vet. Parasitol.* **171**, 163–166 (2010).
142. Payo-Puente, P. *et al.* Prevalence study of the lungworm *Aelurostrongylus abstrusus* in stray cats of Portugal. *J. Feline Med. Surg.* **10**, 242–246 (2008).
143. Bourdeau, P. & Roussel, A. Dipylidium caninum in dogs and cats in France : Importance and distribution, from a national survey. (2006).
144. Beugnet, F. *et al.* Occurrence of Dipylidium caninum in fleas from client-owned cats and dogs in Europe using a new PCR detection assay. *Vet. Parasitol.* **205**, 300–306 (2014).
145. Bisoffi, Z. *et al.* Strongyloides stercoralis: A Plea for Action. *PLoS Negl. Trop. Dis.* **7**, e2214 (2013).
146. Paradies, P. *et al.* Occurrence of strongyloidiasis in privately owned and sheltered dogs: clinical presentation and treatment outcome. *Parasit. Vectors* **10**, (2017).
147. Institute for Experimental Pathology at Keldur, University of Iceland, Keldnavegur 3, IS-112, Reykjavík, Iceland, Eydal, M. & Skírnisson, K. Strongyloides stercoralis found in imported dogs, household dogs and kennel dogs in Iceland. *Icel. Agric. Sci.* **29**, 39–51 (2016).
148. Profizi, C. *et al.* Prevalence of Tritrichomonas foetus infections in French catteries. *Vet. Parasitol.* **196**, 50–55 (2013).
149. Salord, H., Lambert, E. & Hamet, T. *Vers une meilleure compréhension de la prise en charge de la santé animale.* (IPSOS Santé Vet, 2018).
150. Nijse, R., Mughini-Gras, L., Wagenaar, J. A. & Ploeger, H. W. Coprophagy in dogs interferes in the diagnosis of parasitic infections by faecal examination. *Vet. Parasitol.* **204**, 304–309 (2014).

Vu : **L'enseignant Rapporteur**

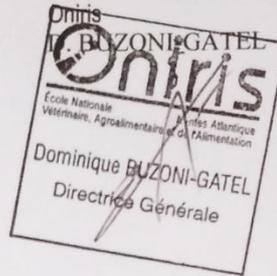
De l'Ecole Nationale Vétérinaire,
Agroalimentaire et de l'Alimentation
Oniris



P. BOURDEAU
Professeur

Vu : **La Directrice Générale**

De l'Ecole Nationale Vétérinaire,
Agroalimentaire et de l'Alimentation



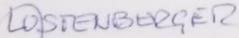
Oniris
BOZONI-GATEL
Oniris
Ecole Nationale Vétérinaire, Agroalimentaire et de l'Alimentation
Nantes Atlantique
Dominique BOZONI-GATEL
Directrice Générale

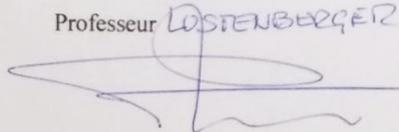
Nantes, le

26/11/18

Vu :

Le Président de la Thèse

Professeur 



Vu :

**Le Doyen de la Faculté de
Médecine de Nantes**

Professeur Pascale JOLLIET

Vu et permis d'imprimer

NOM : DUFOSSE
Prénom : Camille

