



Open Archive Toulouse Archive Ouverte

OATAO is an open access repository that collects the work of Toulouse researchers and makes it freely available over the web where possible

This is an author's version published in: <http://oatao.univ-toulouse.fr/19689>

To cite this version:

Henry, Perrine and Huck, Claire. *Etude de la prévalence des parasites gastro-intestinaux, pulmonaires et de *Taxoplasma gondii* chez le chat en région toulousaine*. Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 2017, 132 p.

Any correspondence concerning this service should be sent to the repository administrator: tech-oatao@listes-diff.inp-toulouse.fr

ANNEE 2017 THESE : 2017 – TOU 3 – 4065

ETUDE DE LA PREVALENCE DES PARASITES GASTRO-INTESTINAUX, PULMONAIRES ET DE *TOXOPLASMA GONDII* CHEZ LE CHAT EN REGION TOULOUSAIN

THESE
pour obtenir le grade de
DOCTEUR VÉTÉRAIRE

DIPLOME D'ÉTAT

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

HENRY, Perrine

Née, le 07/03/1991 à EPERNAY (51)

ET

HUCK, Claire

Née, le 23/05/1991 à LOMME (59)

Directeur de thèse : M. Michel FRANC

JURY

PRESIDENT :

M. Antoine BERRY

Professeur à l'Université Paul-Sabatier de TOULOUSE

ASSEESSEURS :

M. Michel FRANC

M. Emmanuel LIENARD

Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE
Maître de Conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

MEMBRE INVITE :

Mme Emilie BOUHSIRA

Maître de Conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

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

Directrice :

Madame Isabelle CHMITELIN

PROFESSEURS CLASSE EXCEPTIONNELLE

- M. **AUTEFAGE André**, Pathologie chirurgicale
- Mme **CLAUW Martine**, Pharmacie-Toxicologie
- M. **CONCORDET Didier**, Mathématiques, Statistiques, Modélisation
- M. **DELVERDIER Maxence**, Anatomie Pathologique
- M. **ENJALBERT Francis**, Alimentation
- M. **FRANC Michel**, Parasitologie et Maladies parasitaires
- M. **MILON Alain**, Microbiologie moléculaire
- M. **PETIT Claude**, Pharmacie et Toxicologie
- M. **SHELCHER François**, Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de Basse-cour

PROFESSEURS 1° CLASSE

- M. **BERTAGNOLI Stéphane**, Pathologie infectieuse
- M. **BERTHELOT Xavier**, Pathologie de la Reproduction
- M. **BOUSQUET-MELOU Alain**, Physiologie et Thérapeutique
- M. **BRUGERE Hubert**, Hygiène et Industrie des aliments d'Origine animale
- Mme **CHASTANT-MAILLARD Sylvie**, Pathologie de la Reproduction
- M. **DUCOS Alain**, Zootechnie
- M. **FOUCRAS Gilles**, Pathologie des ruminants
- Mme **GAYRARD-TROY Véronique**, Physiologie de la Reproduction, Endocrinologie
- Mme **HAGEN-PICARD, Nicole**, Pathologie de la reproduction
- M. **JACQUIET Philippe**, Parasitologie et Maladies Parasitaires
- M. **LEFEBVRE Hervé**, Physiologie et Thérapeutique
- M. **LIGNEREUX Yves**, Anatomie
- M. **MEYER Gilles**, Pathologie des ruminants
- M. **PICAVET Dominique**, Pathologie infectieuse
- M. **SANS Pierre**, Productions animales
- Mme **TRUMEL Catherine**, Biologie Médicale Animale et Comparée

PROFESSEURS 2° CLASSE

- M. **BAILLY Jean-Denis**, Hygiène et Industrie des aliments
- Mme **BOURGES-ABELLA Nathalie**, Histologie, Anatomie pathologique
- Mme **CADIERGUES Marie-Christine**, Dermatologie Vétérinaire
- M. **GUERRE Philippe**, Pharmacie et Toxicologie
- M. **GUERIN Jean-Luc**, Aviculture et pathologie aviaire
- Mme **LACROUX Caroline**, Anatomie Pathologique, animaux d'élevage
- Mme **LETRON-RAYMOND Isabelle**, Anatomie pathologique
- M. **MAILLARD Renaud**, Pathologie des Ruminants

PROFESSEURS CERTIFIES DE L'ENSEIGNEMENT AGRICOLE

Mme **MICHAUD Françoise**, Professeur d'Anglais
M **SEVERAC Benoît**, Professeur d'Anglais

MAITRES DE CONFERENCES HORS CLASSE

M. **BERGONIER Dominique**, Pathologie de la Reproduction
Mme **BOULLIER Séverine**, Immunologie générale et médicale
Mme **DIQUELOU Armelle**, Pathologie médicale des Equidés et des Carnivores
M. **DOSSIN Olivier**, Pathologie médicale des Equidés et des Carnivores
M. **JOUGLAR Jean-Yves**, Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de Basse-cour
M. **LYAZRHI Faouzi**, Statistiques biologiques et Mathématiques
M. **MATHON Didier**, Pathologie chirurgicale
Mme **MEYNADIER Annabelle**, Alimentation
M. **MOGICATO Giovanni**, Anatomie, Imagerie médicale
Mme **PRIYMENKO Nathalie**, Alimentation
M. **VERWAERDE Patrick**, Anesthésie, Réanimation

MAITRES DE CONFERENCES (classe normale)

M. **ASIMUS Erik**, Pathologie chirurgicale
Mme **BENNIS-BRET Lydie**, Physique et Chimie biologiques et médicales
Mme **BIBBAL Delphine**, Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale
Mme **BOUCLAINVILLE-CAMUS Christelle**, Biologie cellulaire et moléculaire
Mme **BOUHSIRA Emilie**, Parasitologie, maladies parasitaires
M. **CONCHOU Fabrice**, Imagerie médicale
M. **CORBIERE Fabien**, Pathologie des ruminants
M. **CUEVAS RAMOS Gabriel**, Chirurgie Equine
Mme **DANIELS Hélène**, Microbiologie-Pathologie infectieuse
Mme **DEVIERS Alexandra**, Anatomie-Imagerie
M. **DOUET Jean-Yves**, Ophtalmologie vétérinaire et comparée
Mme **FERRAN Aude**, Physiologie
M. **JAEG Jean-Philippe**, Pharmacie et Toxicologie
Mme **LAVOUE Rachel**, Médecine Interne
M. **LE LOC'H Guillaume**, Médecine zoologique et santé de la faune sauvage
M. **LIENARD Emmanuel**, Parasitologie et maladies parasitaires
Mme **MEYNAUD-COLLARD Patricia**, Pathologie Chirurgicale
Mme **MILA Hanna**, Elevage des carnivores domestiques
M. **NOUVEL Laurent**, Pathologie de la reproduction (en disponibilité)
M. **NOUVEL Laurent**, Pathologie de la reproduction (en disponibilité)
Mme **PALIERNE Sophie**, Chirurgie des animaux de compagnie
Mme **PAUL Mathilde**, Epidémiologie, gestion de la santé des élevages avicoles et porcins
Mme **PRADIER Sophie**, Médecine interne des équidés
M. **RABOISSON Didier**, Productions animales (ruminants)
M. **VOLMER Romain**, Microbiologie et Infectiologie
Mme **WASET-SZKUTA Agnès**, Production et pathologie porcine

ASSISTANTS D'ENSEIGNEMENT ET DE RECHERCHE CONTRACTUELS

Mme **COSTES Laura**, Hygiène et industrie des aliments
M. **GAIDE Nicolas**, Histologie, Anatomie Pathologique
Mme **LALLEMAND Elodie**, Chirurgie des Equidés
Mme **SABY-CHABAN Claire**, Gestion de la santé des troupeaux bovins

Remerciements

A notre Jury de thèse,

Monsieur le Professeur Antoine Berry,
Professeur des Universités, Chef de service au Centre Hospitalier Universitaire de Toulouse
Parasitologie et Mycologie,
Qui nous a fait l'honneur d'accepter la présidence de notre jury de thèse.
Hommages respectueux.

Monsieur le Professeur Michel Franc,
Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse,
Parasitologie et maladies parasitaires,
Pour avoir accepté la direction de cette thèse, pour son accompagnement dans ce long travail et pour son
éternelle bonne humeur.
Qu'il trouve ici l'expression de notre reconnaissance.

Monsieur le Docteur Emmanuel Liénard,
Maître de Conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse,
Parasitologie et maladies parasitaires,
Qui nous a fait l'honneur de participer à notre jury de thèse, merci pour sa grande disponibilité et l'aide apportée
volontiers tout au long de l'année.
Sincères remerciements.

Madame la Docteur Emilie Bouhsira,
Maître de Conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse,
Parasitologie et maladies parasitaires,
Qui nous a fait l'honneur de participer à notre jury de thèse, merci pour l'intérêt porté à ce travail ainsi que
l'accompagnement dans sa réalisation.
Sincères remerciements.

A l'ensemble des personnes ayant contribué à la réalisation de ce travail,

Mme Christiane ESPIE, Mme Christelle GRISEZ et Mme Françoise PREVOT,
Laboratoire de parasitologie de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse,
Pour leur gentillesse, leurs conseils et leur aide tout au long de ce travail, nos remerciements les plus chaleureux.

Docteur Pétra ROUCH BUCK et Docteur Ana PENA,
Service de Médecine Préventive du Centre Hospitalier Universitaire Vétérinaire de Toulouse,
Docteur Sylvie CHASTANT et Docteur Patricia RONSIN,
Service de Reproduction du Centre Hospitalier Universitaire Vétérinaire de Toulouse,
Docteur Maud DEBREUQUE, Docteur Adeline BETTING et Docteur Matthieu LEBASTARD,
Service de Médecine Générale du Centre Hospitalier Universitaire Vétérinaire de Toulouse,
Docteur Marie-Christine CADIERGUES, Docteur Charline PRESSANTI, Docteur Eloy CASTILLA
CASTANO, Docteur Line-Alice LECRU et Docteur Daniel COMBARROS,
Service de Dermatologie du Centre Hospitalier Universitaire Vétérinaire de Toulouse,
Docteur Marie-Odile SEMIN et Docteur Marie-Noëlle LUCAS,
Service d'anatomie pathologique du Centre Hospitalier Universitaire Vétérinaire de Toulouse,
Pour leur aimable participation, sincères remerciements.

Aux aides soignantes vétérinaires de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse,
Pour leur grande implication et leur aide indéfectible, qu'elles trouvent ici l'expression de notre profonde
gratitude.

Table des matières

Introduction	10
Première partie : Etude bibliographique	11
1. Les principaux endoparasites du chat	11
1.1 Les plathelminthes.....	11
1.1.1 <i>Dipylidium caninum</i>	11
1.1.2 <i>Joyeuxiella pasqualei</i>	14
1.1.3 <i>Taenia taeniaeformis</i>	14
1.1.4 <i>Echinococcus multilocularis</i>	16
1.1.5 <i>Echinococcus granulosus</i> s. l.	18
1.1.6 <i>Mesocestoides</i> spp.....	18
1.1.7 <i>Diphyllobothrium latum</i>	20
1.2 Les némathelminthes	22
1.2.1 <i>Toxocara cati</i>	22
1.2.2 <i>Toxascaris leonina</i>	25
1.2.3 <i>Uncinaria stenocephala</i>	26
1.2.4 <i>Ancylostoma tubaeformae</i>	28
1.2.5 <i>Strongyloides</i> spp.....	28
1.2.6 Trichures.....	31
1.2.7 <i>Spirura rytipleurites</i>	32
1.2.8 <i>Ollulanus tricuspis</i>	33
1.3 Les protozoaires	34
1.3.1 <i>Giardia</i> spp.....	34
1.3.2 <i>Cystoisospora</i> spp.	36
1.3.3 <i>Toxoplasma gondii</i>	37
1.3.4 <i>Cryptosporidium</i> spp.....	39
1.3.5 <i>Hammondia hammondi</i> , <i>Besnoitia</i> sp. et <i>Sarcocystis</i> spp.....	39
1.4 Les principaux parasites pulmonaires chez le chat	40
1.4.1 <i>Aelurostrongylus abstrusus</i>	40
1.4.2 <i>Capillaria aerophila</i> syn. <i>Eucolus aerophilus</i>	43
1.4.3 Autres capillaires	44

1.4.4	<i>Troglostrongylus brevior</i> et <i>Troglostrongylus subcrenatus</i>	45
2.	Méthodes d'analyse et diagnose des éléments parasitaires	46
2.1	Analyse coproscopique.....	46
2.1.1	Etalement frais.....	46
2.1.2	Flottation	46
2.1.3	Sédimentation	47
2.1.4	Mise en évidence de kystes et d'ookystes de protozoaires	48
2.2	Analyse nécropsique.....	49
2.3	Recherche de larves par la méthode de Baermann	49
2.4	Recours à l'immunologie	49
2.4.1	Détection de copro-antigènes	49
2.4.2	Mise en évidence d'anticorps, cas des méthodes d'analyse spécifiques à <i>Toxoplasma gondii</i>	50
2.5	Diagnose des éléments parasitaires	50
2.5.1	Diagnose des vers adultes	50
2.5.2	Diagnose des œufs et des kystes	51
2.5.3	Diagnose des larves	52
3.	Etudes épidémiologiques des infestations endoparasitaires des chats dans le monde	53
3.1.1	Contamination des sols.....	53
3.1.2	Etudes épidémiologiques réalisées en Europe	54
3.1.3	Etudes épidémiologiques réalisées dans le reste du monde (hors Europe)	64
Deuxième partie : Etude expérimentale.....		80
1.	Objectifs de l'étude	80
2.	Matériels et méthodes	80
2.1	Obtention des prélèvements	80
2.1.1	Matières fécales	80
2.1.2	Prélèvements sanguins	81
2.2	Observation macroscopique.....	81
2.3	Analyses coproscopiques.....	81
2.4	Recherche de larves par la méthode de Baermann	82
2.5	Recherche de parasites dans les contenus digestifs	82

2.6	Recherche de parasites au niveau de la muqueuse gastrique	82
2.7	Recherche de parasites dans les poumons	82
2.8	Recherche de <i>Toxoplasma gondii</i>	83
2.9	Analyse statistique.....	84
3.	Milieu d'étude et population.....	85
3.1	La région toulousaine	85
3.2	La population de chats étudiée	88
3.2.1	Les chats présentés en consultation	88
3.2.2	Les chats du personnel et des étudiants de l'ENVT	89
3.2.3	Les chats provenant des autopsies	90
3.2.4	Population totale	91
4.	Résultats et discussion pour les parasites digestifs et pulmonaires	94
4.1	Prévalence dans la population totale	94
4.2	Influence de la provenance des chats sur la prévalence parasitaire.....	98
4.3	Influence de la consistance des selles sur la prévalence parasitaire.....	99
4.4	Influence du motif de consultation sur la prévalence parasitaire.....	99
4.5	Influence de l'âge sur la prévalence parasitaire	100
4.6	Influence de la vermifugation sur la prévalence parasitaire	101
4.7	Influence du sexe et du statut reproducteur sur la prévalence parasitaire	101
4.8	Influence du mode de vie sur la prévalence parasitaire	104
4.8.1	Environnement rural/urbain.....	104
4.8.2	Mode de vie intérieur/accès à l'extérieur	105
4.8.3	Présence ou non d'autres animaux dans le foyer	106
4.8.4	Comportement chasseur ou non	107
4.9	Discussion.....	107
4.9.1	Matériels et méthodes	107
4.9.2	Population de chats étudiée	108
4.9.3	Résultats coproscopiques	110
5.	Résultats et discussion pour <i>Toxoplasma gondii</i>	113
5.1	Population étudiée et résultats	113
5.2	Discussion.....	115
5.2.1	Matériels et méthodes	115

5.2.2	Résultats sérologiques	116
6.	Conclusion	117
	Bibliographie	120
	Annexes.....	132

Table des illustrations

Figure 1 : Œuf de Trichure (Beugnet et Halos, 2015).	31
Figure 2 : Œuf de Spirure (Beugnet et Halos, 2015).	32
Figure 3 : Kyste de <i>Giardia</i> spp. (Service de Parasitologie de l'ENVT).....	34
Figure 4 : Deux kystes de <i>Cystoisospora felis</i> (un kyste sporulé à gauche, un kyste non sporulé en bas à droite) et un œuf de <i>Toxocara cati</i> (en haut à droite) (Service de Parasitologie de l'ENVT).	36
Figure 5 : Cycle de vie de <i>Toxoplasma gondii</i>	37
Figure 6 : Larve L1 d' <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> (Service de parasitologie de l'ENVT).	40
Figure 7 : Cycle de vie d' <i>Aelurostrongylus abstrusus</i>	41
Figure 8 : Queue caractéristique d'une larve L1 d' <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> (Service de parasitologie de l'ENVT).	42
Figure 9 : Clefs de diagnose des principaux vers macroscopiquement visibles chez le chat (Beugnet et al. 2004b).	51
Figure 10 : Clef de diagnose des principaux œufs d'helminthes chez le chat (Beugnet et al. 2004b)	51
Figure 11 : Clef de diagnose des principaux kystes et ookystes de protozoaires chez le chat (Beugnet et al. 2004b).	52
Figure 12 : Morphologie des ookystes pouvant être retrouvés chez le chat (Euzéby, 2008).	52
Figure 13 : Clef de diagnose des principales larves parasites chez le chat (Beugnet et al. 2004b)....	52
Figure 14 : Plaque de 96 puits obtenue avec réalisation du test ID Screen ND Toxoplasmosis Multi-Species Indirect	84
Figure 15 : Œufs présents dans l'utérus du ver capillaire adulte.	95

Liste des tableaux

Tableau 1.	Principales caractéristiques de <i>Dipylidium caninum</i>	13
Tableau 2.	Principales caractéristiques de <i>Taenia taeniaeformis</i>	15
Tableau 3.	Principales caractéristiques de <i>Echinococcus multilocularis</i>	17
Tableau 4.	Principales caractéristiques de <i>Mesocestoides</i> spp.	19
Tableau 5.	Principales caractéristiques de <i>Diphyllbothrium latum</i>	21
Tableau 6.	Principales caractéristiques de <i>Toxocara cati</i>	24
Tableau 7.	Principales caractéristiques de <i>Toxascaris leonina</i>	25
Tableau 8.	Principales caractéristiques de <i>Uncinaria stenocephala</i>	27
Tableau 9.	Principales caractéristiques de <i>Strongyloïdes stercoralis</i>	30
Tableau 10.	Principes actifs et posologies utilisables dans le traitement de la giardiose clinique chez le chat (Beugnet et Halos, 2015).....	35
Tableau 11.	Principales caractéristiques de <i>Capillaria aerophila</i>	44
Tableau 12.	Solutions de flottation les plus communément utilisées et densités associées (Beugnet et Halos, 2015).	47
Tableau 13.	Etudes concernant la contamination des sols par des endoparasites du chat.....	53
Tableau 14.	Etudes épidémiologiques sur les helminthoses félines menées en Europe (liste non exhaustive)	54
Tableau 15.	Etudes épidémiologiques sur la toxoplasmose féline menées en Europe utilisant l'examen coproscopique (liste non exhaustive)	61
Tableau 16.	Etudes épidémiologiques sur la toxoplasmose féline menées en Europe utilisant la sérologie (liste non exhaustive).....	63
Tableau 17.	Etudes épidémiologiques sur les helminthoses félines menées en Amérique du Nord (liste non exhaustive)	64
Tableau 18.	Etudes épidémiologiques sur la toxoplasmose féline menées en Amérique du Nord utilisant l'examen coproscopique (liste non exhaustive)	67
Tableau 19.	Etudes épidémiologiques sur la toxoplasmose féline menées en Amérique du Nord utilisant la sérologie (liste non exhaustive)	67
Tableau 20.	Etudes épidémiologiques sur les helminthoses félines menées en Amérique du Sud (liste non exhaustive)	68
Tableau 21.	Etudes épidémiologiques sur la toxoplasmose féline menées en Amérique du Sud utilisant l'examen coproscopique (liste non exhaustive)	69
Tableau 22.	Etudes épidémiologiques sur la toxoplasmose féline menées en Amérique du Sud utilisant la sérologie (liste non exhaustive)	69

Tableau 23. Etudes épidémiologiques sur les helminthoses félines menées en Asie et en Russie (liste non exhaustive)	70
Tableau 24. Etudes épidémiologiques sur la toxoplasmose féline menées en Asie et en Russie par l'examen coproscopique (liste non exhaustive)	74
Tableau 25. Etudes épidémiologiques sur la toxoplasmose féline menées en Asie et en Russie par sérologie (liste non exhaustive).....	74
Tableau 26. Etudes épidémiologiques sur les helminthoses félines menées en Afrique (liste non exhaustive)	75
Tableau 27. Etudes épidémiologiques sur la toxoplasmose féline menées en Afrique par l'examen coproscopique (liste non exhaustive).....	76
Tableau 28. Etudes épidémiologiques sur les helminthoses félines menées en Australie et Océanie (liste non exhaustive)	76
Tableau 29. Etudes épidémiologiques sur la toxoplasmose féline menées en Australie et Océanie par l'examen coproscopique (liste non exhaustive)	78
Tableau 30. Etudes épidémiologiques sur la toxoplasmose féline menées en Australie et Océanie par sérologie (liste non exhaustive)	78
Tableau 31. Interprétation des résultats du test ID Screen ND Toxoplasmosis Multi-Species Indirect en fonction de la densité optique calculée.....	84
Tableau 32. Récapitulatif des données épidémiologiques de la population étudiée	92
Tableau 33. Récapitulatif des prévalences rencontrées sur la population totale.....	97
Tableau 34. Prévalence parasitaire selon l'âge	100
Tableau 35. Séroprévalence selon l'âge	114

Liste des graphiques

Graphique 1.	Comparaison des précipitations moyennes par mois entre Pamiers, Toulouse et Montauban, d'après la moyenne observée de 1981 à 2010 (d'après Météo France).	86
Graphique 2.	Comparaison des températures moyennes minimales et maximales observées à Toulouse entre 1981 à 2010 (d'après Météo France).	86
Graphique 3.	Comparaison des précipitations moyennes à Toulouse pendant la durée de notre étude avec celles observées de 1981 à 2010 (d'après le site internet Infoclimat).	87
Graphique 4.	Température moyenne relevée à Toulouse pendant la durée de notre étude (d'après Météo France).	87
Graphique 5.	Distribution des animaux selon l'âge	91
Graphique 6.	Classes d'excrétion pour <i>Toxocara cati</i>	98
Graphique 7.	Classes d'excrétion pour <i>Giardia</i> spp.....	98
Graphique 8.	Prévalences selon la provenance des chats.	99
Graphique 9.	Prévalences selon la fréquence de traitement antiparasitaire interne.	101
Graphique 10.	Prévalences par cohorte selon le sexe	102
Graphique 11.	Prévalences de <i>Toxocara cati</i> et <i>Giardia</i> spp. selon le sexe dans la population totale	102
Graphique 12.	Prévalences par cohortes selon le statut reproducteur	103
Graphique 13.	Prévalences de <i>Toxocara cati</i> et <i>Giardia</i> spp. selon le statut reproducteur	103
Graphique 14.	Prévalences par cohortes selon l'environnement rural ou urbain du chat	104
Graphique 15.	Prévalences de <i>Toxocara cati</i> et <i>Giardia</i> spp. selon l'environnement urbain ou rural..	104
Graphique 16.	Prévalences par cohortes selon le mode de vie (intérieur strict / accès à l'extérieur possible).	105
Graphique 17.	Prévalences de <i>Toxocara cati</i> et de <i>Giardia</i> spp. selon le mode de vie (intérieur strict / accès à l'extérieur possible).	105
Graphique 18.	Prévalences selon la présence d'autres animaux dans le foyer.	106
Graphique 19.	Prévalences de <i>Toxocara cati</i> et de <i>Giardia</i> spp. selon la présence d'autres animaux dans le foyer ou non.....	106
Graphique 20.	Séroprévalence en fonction du sexe	114
Graphique 21.	Séroprévalence en fonction du statut reproducteur	114
Graphique 22.	Séroprévalence en fonction du mode de vie	115
Graphique 23.	Séroprévalence en fonction du résultat de la coproscopie.....	115

Liste des abréviations

DO : Densité optique

ELISA : Enzyme-Linked ImmunoSorbent Assay

ENVT : Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse

IgA : Immunoglobuline A

IgG : Immunoglobuline G

IgM : Immunoglobuline M

P : P-value

PCR : Polymerase Chain Reaction

PCR RFPL : Polymerase Chain Reaction - Restriction Fragment Length Polymorphism

o.p.g. : œufs par gramme

Introduction

Les parasites gastro-intestinaux et pulmonaires chez le chat sont rarement à l'origine de signes cliniques, mais ils entrent toujours dans le diagnostic différentiel des vétérinaires praticiens lorsque les chats présentent des troubles digestifs ou de la toux. Sur le terrain, les parasitoses sont souvent diagnostiquées suite à une réussite thérapeutique objectivée par la régression des signes cliniques après l'administration d'un traitement antiparasitaire. Néanmoins, les outils diagnostics sont nombreux, souvent peu coûteux et faciles à mettre en œuvre. De plus, il existe peu de données sur la prévalence parasitaire en France alors que les enquêtes épidémiologiques se multiplient partout dans le monde.

La première partie de cette étude rappelle les principales caractéristiques des parasites gastro-intestinaux et pulmonaires les plus fréquents chez le chat en France, les méthodes diagnostiques existantes et les résultats des nombreuses enquêtes réalisées dans le monde.

La seconde partie correspond à une étude expérimentale comprenant l'analyse coproscopique et la recherche de larves pulmonaires dans les selles de 498 chats, l'analyse des contenus digestifs de 50 chats autopsiés, et la recherche d'anticorps dirigés contre *Toxoplasma gondii* dans des prélèvements sanguins issus de 139 chats.

Première partie : Etude bibliographique

1. Les principaux endoparasites du chat

Les parasites du tube digestif chez le chat sont nombreux et appartiennent à deux règnes, celui des Animaux avec en particulier l'embranchement des plathelminthes et des némathelminthes, et celui des Protozoaires. Leurs descriptions morphologiques et leurs cycles de vie sont bien connus (Euzéby, 1987; Bussiéras et Charmette, 1988; Beugnet *et al.* 2004b, 2004a; Beugnet et Halos, 2015).

1.1 Les plathelminthes

1.1.1 *Dipylidium caninum*

a) Description et cycle de vie

Dipylidium caninum est un long ver blanc plat, chymivore, mesurant de 15 à 70 cm de long pour 2-3 mm de large. Les adultes possèdent un scolex à quatre ventouses avec rostre rétractable qui comporte quatre rangées de crochets permettant la fixation à l'intestin de l'hôte. Le scolex est prolongé par un cou court et grêle et par un strobile composé de l'ensemble des proglottis.

Le cycle de vie de *Dipylidium caninum* est dih t ro ne. L'hôte intermédiaire principal est la puce (*Ctenocephalides felis*, *Ctenocephalides canis*) et plus rarement les poux mallophages (*Trichodectes canis*, *Felicola subrostratus*). Les larves de puce sont détritivores, elles ingèrent parfois des œufs libérés après la destruction d'un segment ovigère de *Dipylidium caninum*. Ces œufs sont sphériques, de petite taille (30-50 μm)   paroi mince et lisse. Ils contiennent un embryon hexacante et peuvent rester vivants dans des segments déshydratés. Le développement de la larve de *Dipylidium caninum* se poursuit dans la larve de puce mais les larves cysticerco ides ne deviennent infestantes qu'une fois la puce adulte. La puce adulte est ingérée par le chat au cours de la toilette, permettant à la larve de cestode de poursuivre son développement dans l'intestin grêle et d'atteindre le stade adulte en quatre à six semaines.

Dipylidium caninum est un agent de zoonose, la dipylidiose, lors d'ingestion accidentelle par l'Homme de puces contaminées. De rares cas sont recensés chaque année (García-Agudo *et al.* 2014).

b) Epidémiologie

L'élément infestant est une puce, ou plus rarement un pou. La résistance environnementale du parasite est limitée. Elle est de deux à quatre mois pour les œufs dans l'environnement et de la

même durée de vie que les pupes de puces pour les larves cysticercoïdes. Les taux d'infestations des puces par *D. caninum* varient de 3 à 100% ce qui justifie les fréquentes réinfestations (Beugnet, Labuschagne et al., 2014).




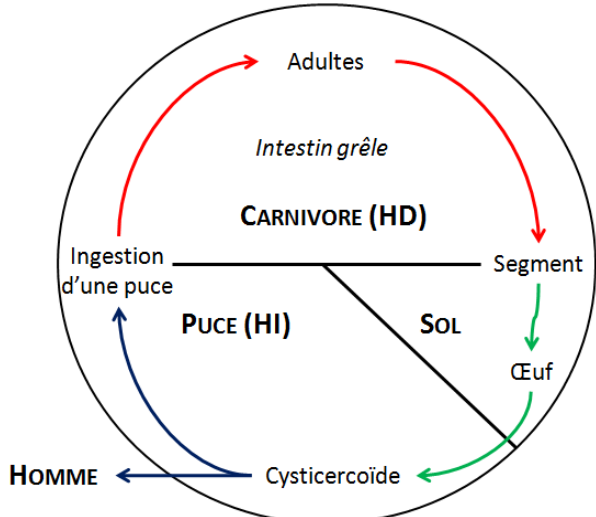
Les puces ne sont infestantes que trente-six heures après leur passage sur l'hôte. Cela correspond au temps nécessaire à la larve de *Dipylidium caninum* pour devenir infestante dans cette même puce. Ainsi une prise en charge précoce de l'ectoparasitose permet de prévenir une infestation par *Dipylidium caninum* (Fourie et al. 2013).

c) Signes cliniques, traitement et prophylaxie

Cette parasitose fréquente est en général sans conséquence pour l'hôte. La présence de symptômes systémiques et locaux dépend du degré de parasitisme de l'animal et de sa sensibilité. Ainsi une perte de poids, liée à la spoliation mais aussi à une dysorexie, est possible chez des animaux sous-nourris, extrêmement parasités ou jeunes. Des selles molles à diarrhéiques sont fréquemment observées et sont liées à l'élimination de segments ovigères mobiles visibles macroscopiquement (6-10 x 4-6 mm) au niveau des marges anales ou au sein des fèces. Une fois déshydratés, ces segments acquièrent une apparence caractéristique de « grain de riz ». Ces signes cliniques peuvent s'accompagner d'un prurit anal, d'un engorgement des glandes anales et d'un prurit cutané généralisé (lié à une hypersensibilité ou à la présence des puces). Enfin, des signes nerveux de type crise épileptiforme sont également rapportés et sont probablement liés à une irritation marquée du plexus nerveux du système sympathique ou à un déficit en glucose.

Le traitement repose sur l'administration de praziquantel. Les formulations disponibles dans le commerce l'associent souvent à un nématicide. La prophylaxie nécessite une prévention antiparasitaire externe rigoureuse et des vermifugations régulières.

Tableau 1. Principales caractéristiques de *Dipylidium caninum*

<i>Dipylidium caninum</i>	
ADULTE	ŒUF
 <p>Image de <i>Dipylidium caninum</i> adulte (Centers for Disease Control and Prevention date unknown)</p>  <p>Image de proglottis mettant en évidence les pores génitaux latéraux (Centers for Disease Control and Prevention date unknown)</p> <ul style="list-style-type: none"> - Caractéristiques morphologiques : Long ver blanc plat segmenté. Les segments ovigères ont en séchant un aspect caractéristique en « grain de riz ». - Localisation : Intestin grêle. - Taille : 15-70 cm x 2-3mm. 	 <p>Capsule ovigère contenant des œufs (Service de Parasitologie de l'ENVT)</p> <ul style="list-style-type: none"> - Description : Œuf sphérique de petite taille, 30-50 µm, à paroi mince et lisse contenant un embryon hexacanthé. Les œufs complets (présence des 3 enveloppes) sont regroupés par vingtaine d'éléments contenus dans une capsule ovigère mesurant 200 x 400 µm.
CYCLE	
<ul style="list-style-type: none"> - Élément infestant : Larve cysticercoïde. - Source d'infestation: Ingestion de puce ou de pou contaminé.  <p style="text-align: center;">Cycle de vie de <i>Dipylidium caninum</i> (adapté d'après Beugnet et Halos, 2015)</p>	

1.1.2 *Joyeuxiella pasqualei*

Joyeuxiella pasqualei présente une forte ressemblance morphologique et épidémiologique avec *Dipylidium caninum*. Son rostre est rétractable et muni de couronnes de crochets en forme d'épine recourbés et de quatre ventouses en forme de coupe. Au contraire de *Dipylidium caninum*, la capsule ovigère de *Joyeuxiella pasqualei* ne contient qu'un seul œuf.

L'excrétion des segments ovigères dans les selles est intermittente. Le cycle de *Joyeuxiella pasqualei* est méconnu. Il comporte deux hôtes intermédiaires : le premier n'est pas identifié, le second serait un reptile (lézard, gecko...). Le chat, hôte définitif, s'infeste en ingérant le deuxième hôte intermédiaire. L'infestation est le plus souvent asymptomatique. *Joyeuxiella pasqualei* appartient au spectre de la plupart des antiparasitaires internes usuels.

1.1.3 *Taenia taeniaeformis*

a) Cycle de vie

Taenia taeniaeformis est un long ver plat, blanchâtre, segmenté, mesurant de 15 à 60 cm de long. Il est chymivore et possède un scolex à quatre ventouses avec un rostre non rétractile volumineux muni de deux rangées de crochets. Les segments ovigères sont rectangulaires, blancs et mesurent 10-15 x 6-8 mm. Ils présentent un utérus allongé, ramifié latéralement, contenant des centaines d'œufs. Les œufs sont sphériques voire ovoïdes, avec une paroi épaisse striée radialement protégeant un embryon hexacanthé. Ils mesurent entre 30 et 45 µm. Les segments ovigères sont émis dans les selles ou transitent à travers l'anus.

L'hôte intermédiaire est un muridé. Après ingestion d'un œuf, celui-ci éclot et libère une larve cysticerque (*Cysticercus fasciolaris*). Cette larve entreprend alors une migration dans l'espace péritonéal ou le foie. Son développement dure une quinzaine de jours puis le cysticerque se transforme en strobilocerque. Le chat se contamine en ingérant les viscères d'un hôte intermédiaire contaminé.

b) Epidémiologie




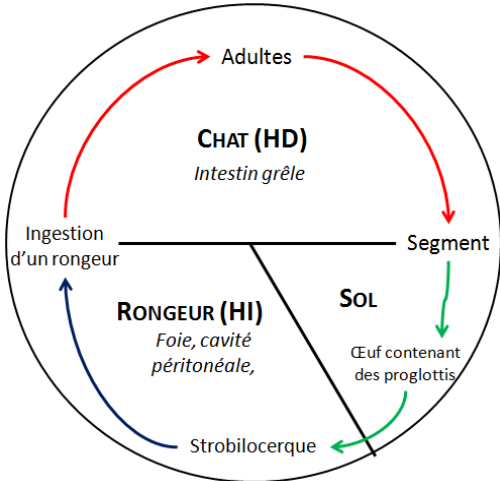
Le cycle de *Taenia taeniaeformis* est essentiellement rural et nécessite l'ingestion par le chat des viscères ou de la cavité péritonéale d'un rongeur infecté. Ainsi les chats ayant accès à l'extérieur et un comportement chasseur sont plus exposés.

c) Signes cliniques, traitement et prophylaxie

L'infestation est généralement bien tolérée chez le chat. Des signes gastro-intestinaux modérés peuvent être observés (colique, diarrhée), l'appétit est souvent augmenté, un prurit anal est possible. Le diagnostic est basé sur l'observation de proglottis dans les selles. L'analyse

coproscopique est généralement négative, en particulier si aucun segment ne s'est rompu dans l'intestin. *Taenia taeniaeformis* est inclus dans le spectre des vermifuges usuels. La prophylaxie repose sur la vermifugation régulière des chats.

Tableau 2. Principales caractéristiques de *Taenia taeniaeformis*

<i>Taenia taeniaeformis</i>	
ADULTE	ŒUF
 <p><i>Taenia taeniaeformis</i> adulte (Service de Parasitologie de l'ENVL)</p>  <p>Proglottis desséchés de <i>Taenia taeniaeformis</i> (Wikipédia)</p> <ul style="list-style-type: none"> - Caractéristiques morphologiques : Long ver blanc plat segmenté. - Localisation : Intestin grêle. - Taille : 15-60 cm. 	 <p>Œuf de <i>Taenia taeniaeformis</i> (Beugnet et Halos, 2015)</p> <ul style="list-style-type: none"> - Description : Œuf sub-sphérique de petite taille 31-36 μm, à paroi épaisse à striation radiale (embryophore) contenant un embryon hexacanthe. N.B. : Cet œuf est indiscernable de celui du genre <i>Echinococcus</i>.
CYCLE	
<ul style="list-style-type: none"> - Élément infestant : Larve strobilocerque. - Source d'infestation : Ingestion de viscères de rongeurs contaminés.  <p style="text-align: center;"><i>Cycle de vie de Taenia taeniaeformis (adapté d'après Beugnet et Halos, 2015)</i></p>	

1.1.4 *Echinococcus multilocularis*

a) Cycle de vie

Echinococcus multilocularis est un cestode chymivore mesurant 1,5 à 6 cm de long et constitué de trois à quatre segments. Le dernier segment renferme un utérus sacculiforme contenant des œufs de type *Taenia* qui ne peuvent être distingués de ceux des autres espèces. Les œufs sont très résistants au froid dans le milieu extérieur, jusqu'à huit mois à -18°C.

L'hôte intermédiaire est le plus souvent un rongeur Microtiné (essentiellement *Arvicola terrestris*, campagnol terrestre, en Europe). Il ingère un œuf embryonné qui libère une oncosphère. Celle-ci traverse la paroi intestinale et migre via le flux sanguin ou lymphatique vers différents organes, en particulier le foie et les poumons, où elle se développe en kyste en un à trois mois.

L'hôte définitif est normalement le renard mais peut, dans une moindre mesure, être un canidé ou un félin. Il se contamine en ingérant les viscères infestés d'un hôte intermédiaire. L'ingestion permet la libération des protoscolex contenus dans les kystes viscéraux de l'hôte intermédiaire. Les protoscolex se développent dans la muqueuse intestinale jusqu'au stade adulte en 32 à 80 jours. L'adulte peut survivre jusqu'à quatre mois dans cet hôte. L'infestation est généralement massive avec plusieurs centaines de cestodes.

Echinococcus multilocularis est agent d'une zoonose mortelle, l'échinococcose alvéolaire. L'Homme intervient dans le cycle en temps qu'hôte intermédiaire. La larve échinocoque se développe dans le foie sous forme de pseudo-tumeur l'envahissant progressivement dans son intégralité. La contamination de l'Homme passe par l'ingestion d'aliments souillés par des fèces de renard, de chien ou de chat. Cette cestodose étant asymptomatique, tout carnivore domestique, en particulier en zone endémique, doit être considéré comme en étant potentiellement porteur (Umhang et al., 2012).

b) Epidémiologie

Il s'agit d'une parasitose à cycle sylvestre impliquant des animaux sauvages ainsi que le chien et le chat. La contamination des hôtes intermédiaires se fait par l'ingestion de plantes ou de fruits souillés par des fèces d'un hôte définitif et celle des hôtes définitifs par ingestion des hôtes intermédiaires. Ainsi les animaux vivant en milieu rural et présentant un comportement de prédation sont plus exposés.

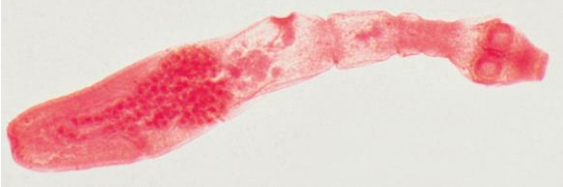
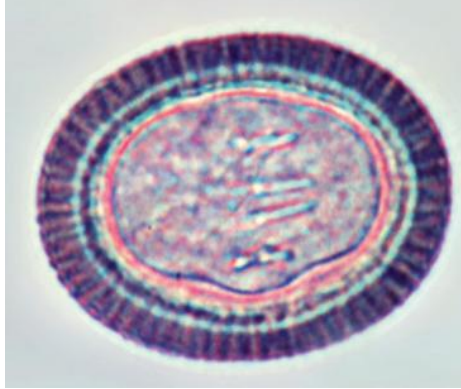
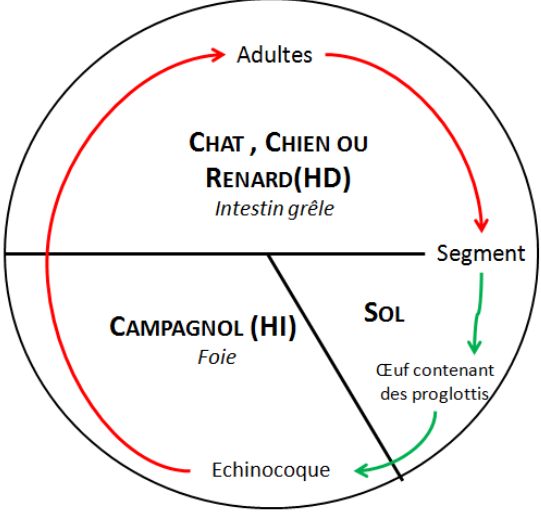
c) Signes cliniques, traitement et prophylaxie

L'infestation est le plus souvent asymptomatique mais peut donner lieu, dans de rares cas, à des épisodes de diarrhée. Le diagnostic clinique est impossible et l'analyse coproscopique s'avère négative si aucun segment ne s'est rompu dans l'intestin (Umhang et al., 2015). Certains laboratoires spécialisés réalisent la recherche de segments dans les fèces mais cela nécessite d'importantes

précautions dues au potentiel zoonotique de cette parasitose. Des nouvelles techniques de diagnostic sont à l'étude en particulier la recherche d'antigènes parasitaires dans les selles (kit ELISA) ainsi que celle d'ADN parasite (PCR) (Maksimov et al., 2017).

Le seul traitement efficace est le praziquantel à une dose minimale de 5 mg/kg.

Tableau 3. Principales caractéristiques d'*Echinococcus multilocularis*

<i>Echinococcus multilocularis</i>	
ADULTE	ŒUF
 <p><i>Echinococcus multilocularis</i> adulte (Beugnet et Halos, 2015)</p> <ul style="list-style-type: none"> - Caractéristiques morphologiques : Ver plat blanchâtre composé de 3 segments dont le dernier représente la moitié de sa taille. - Localisation : Intestin grêle. - Taille : 3-6 mm. 	 <p>Œuf d' <i>Echinococcus multilocularis</i> (Beugnet et Halos, 2015)</p> <ul style="list-style-type: none"> - Description : Œuf sub-sphérique de petite taille 31-36 μm, à paroi épaisse à striation radiale (embryophore) contenant un embryon hexacante. N.B. : Cet œuf est indiscernable de celui de <i>Taenia taeniaformis</i>.
CYCLE	
<ul style="list-style-type: none"> - Élément infestant : Echinocoque. - Source d'infestation : Ingestion de viscères de rongeurs contaminés. <div style="text-align: center;">  <p>The diagram illustrates the life cycle of <i>Echinococcus multilocularis</i>. At the top, the definitive host is labeled 'CHAT, CHIEN OU RENARD (HD)' with 'Intestin grêle' below it. A red arrow points from this host to a 'Segment' on the right. A green arrow points from the 'Segment' to 'SOL' (soil). Below the soil, it says 'Œuf contenant des proglottis'. A green arrow points from the soil to 'Echinocoque' at the bottom. A red arrow points from 'Echinocoque' back to the definitive host. On the left side, the intermediate host is labeled 'CAMPAGNOL (HI)' with 'Foie' below it. A red arrow points from the definitive host to the intermediate host, and another red arrow points from the intermediate host back to the definitive host, completing the cycle.</p> </div> <p style="text-align: center;"><i>Cycle de vie de Echinococcus multilocularis (adapté d'après Beugnet et Halos, 2015).</i></p>	

1.1.5 *Echinococcus granulosus* s. l.

Le ver adulte mesure 2 à 7 mm de long et est localisé dans l'intestin grêle de son hôte définitif, habituellement le chien et le renard. L'hôte intermédiaire est un mouton le plus souvent, mais peut aussi être un cheval, un porc, un camélidé et même parfois l'humain.

L'échinococcose kystique est exceptionnelle chez le chat. Dans les rares cas décrits, des kystes hydatiques ont été trouvés dans la cavité abdominale ou attachés aux couches péritonéales et mésentériques (Beugnet et Halos, 2015). Chez le chien et le chat, le traitement est chirurgical.

1.1.6 *Mesocestoides* spp.

a) Cycle de vie

Mesocestoides lineatus et *Mesocestoides litteratus* sont des cestodes chymivores de taille variable allant de 20 à 250 cm. Tous deux possèdent un scolex à quatre ventouses. Ce sont des vers blanchâtres segmentés dont les segments de forme ovale présentent un organe parutérin plus ou moins visible.

Le cycle de *Mesocestoides* spp. nécessite deux hôtes intermédiaires, contrairement à tous les autres *Cyclophillidea*. Le premier hôte intermédiaire est un arthropode (oribatide pour *M. lineatus*, coléoptère coprophage pour *M. litteratus*) qui ingère les œufs embryonnés émis dans l'environnement et dans lequel se développe une larve cysticercoïde. Le second est un vertébré insectivore dans lequel se développent les larves tétrathiridiums. Après ingestion de l'hôte intermédiaire par le carnivore, le développement du ver dure environ quatre à six semaines. Les carnivores émettent alors des segments ovigères contenant les œufs. Les œufs sont globuleux avec une paroi mince et lisse enfermant un embryon hexacanthé lui-même entouré d'une enveloppe sphérique.

b) Épidémiologie

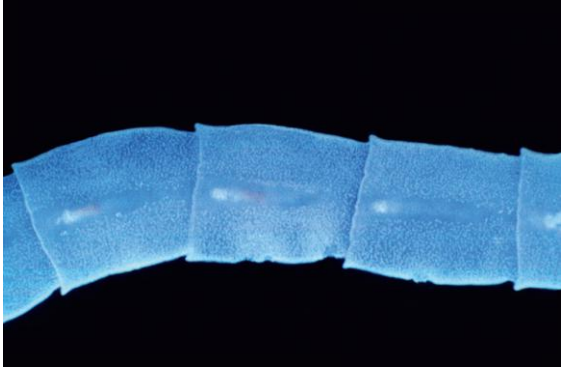
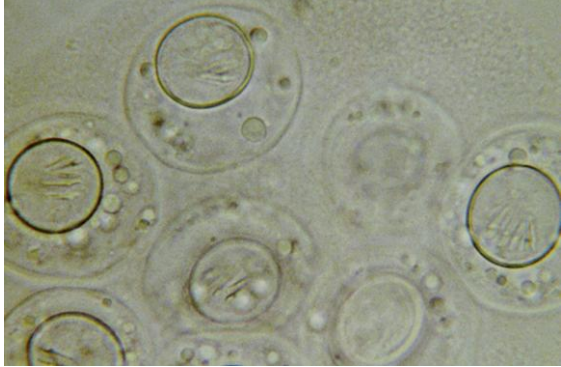
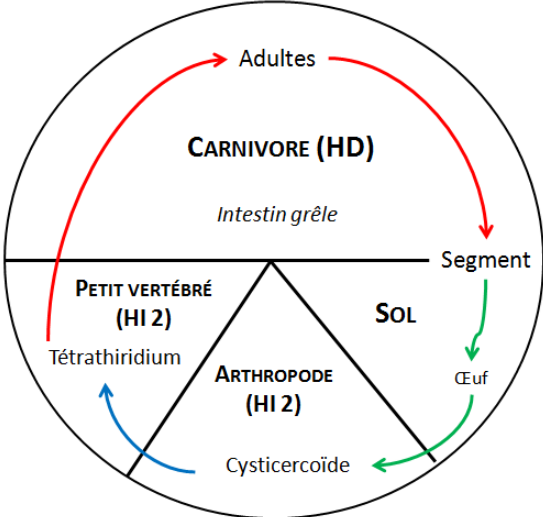
Les *Mesocestoides* spp. sont des parasites relativement rares, rencontrés de façon sporadique chez les carnivores domestiques chasseurs. Il s'agit d'une parasitose peu commune, observée en milieu rural.

c) Signes cliniques, traitement et prophylaxie

Le taeniasis est en règle générale très bien toléré. Des modifications de l'appétit peuvent être observées allant de l'anorexie à la boulimie. Cependant, des cestodoses larvaires par migration dans la cavité abdominale ont été rapportées. Elles peuvent être asymptomatiques ou engendrer une ascite parasitaire et une péritonite.

Le diagnostic coproscopique a une très faible sensibilité (Széll *et al.* 2015). Le traitement de choix est l'administration de praziquantel à 5 mg/kg. La seule prophylaxie possible serait d'empêcher les comportements de prédatons envers les hôtes intermédiaires potentiels.

Tableau 4. Principales caractéristiques de *Mesocestoides* spp.

<i>Mesocestoides</i> spp.	
ADULTE	ŒUF
 <p>Segment <i>Mesocestoides</i> (Beugnet et Halos, 2015)</p>	 <p>Œuf de <i>Mesocestoides</i> (Beugnet et Halos, 2015)</p>
<ul style="list-style-type: none"> - Caractéristiques morphologiques : Ver blanchâtre à segments rectangulaires à bords arrondis avec un organe parutérin bien visible pour <i>M. lineatus</i>. - Localisation : Intestin grêle. - Taille : 30 à 250 cm pour <i>M. lineatus</i>, 3 à 15 cm pour <i>M. litteratus</i>. 	<ul style="list-style-type: none"> - Description : Œufs globuleux mesurant 40x50 µm à paroi mince et lisse et contenant un embryon hexacanthé.
CYCLE	
<ul style="list-style-type: none"> - Élément infestant : Tétrathiridium. - Source d'infestation : Ingestion d'un vertébré insectivore. 	
 <p style="text-align: center;">Cycle de vie de <i>Mesocestoides</i> spp. (adapté d'après Beugnet et Halos, 2015)</p>	

1.1.7 *Diphyllobothrium latum*

a) Cycle de vie

Diphyllobothrium latum est un cestode blanchâtre chymivore pouvant mesurer plus d'une dizaine de mètres. Le scolex possède deux bothries longitudinales (dépression des fibres musculaires situées dans le scolex). Les proglottis sont plus larges que longs (10-20 x 2-3mm) et comportent un orifice de ponte (aussi appelé tocostome) médio-ventral. En microscopie optique, l'utérus apparaît sous la forme caractéristique d'une rosette de couleur brun foncé. Les œufs sont émis dans les selles de l'hôte. Ils sont de forme ovale, bruns, operculés, ils présentent une fine paroi protectrice et mesurent 70 x 45 µm (Scholz *et al.* 2009).

Ils sont localisés dans l'intestin grêle de l'hôte définitif où ils se forment environ six semaines après ingestion d'un poisson contaminé. Des œufs sont émis en grande quantité et peuvent être retrouvés dans les fèces. Si ces œufs tombent dans l'eau, ils éclosent et libèrent une larve sphérique mobile et ciliée : le coracidium ou miracidium. Ce dernier est ensuite ingéré par un copépode dans lequel il se développe en larve procercoïde. L'ensemble copépode/larve est ingéré par un poisson, hôte intermédiaire secondaire, dans lequel se développe la larve plercocercoïde. La larve plercocercoïde ressemble à l'adulte et se localise dans les muscles ou la cavité abdominale. Les hôtes définitifs sont des mammifères piscivores.

b) Epidémiologie



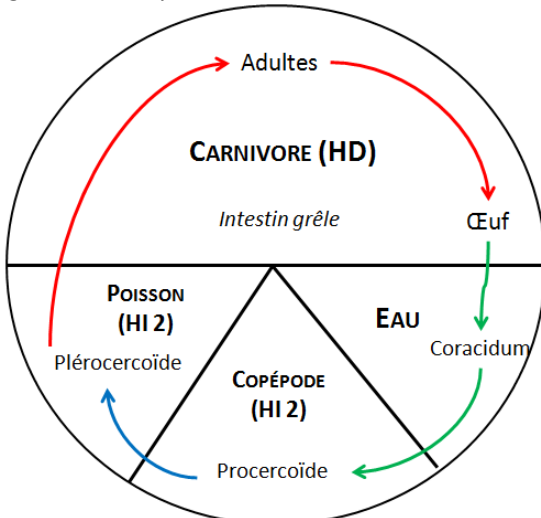
La plupart des infestations par *Diphyllobothrium* ont lieu dans des régions lacustres. L'infestation de l'Homme est liée à la consommation de chair de poisson insuffisamment cuite.

c) Signes cliniques, traitement et prophylaxie

Diphyllobothrium latum est très pathogène. Il induit des troubles gastro-intestinaux mais aussi un déficit en vitamine B12 par inhibition de son absorption. Les animaux ou humains atteints présentent classiquement une anémie « pernicieuse » qui ne rétrocède qu'une fois le parasite éliminé. Le diagnostic est essentiellement coproscopique (Beugnet and Halos 2015).

Diphyllobothrium latum est uniquement sensible au praziquantel à huit fois la dose conventionnelle, c'est-à-dire 40 mg/kg.

Tableau 5. Principales caractéristiques de *Diphyllbothrium latum*

<i>Diphyllbothrium latum</i>	
ADULTE	ŒUF
 <p><i>Diphyllbothrium latum</i> adulte (Scholz et al. 2009)</p> <ul style="list-style-type: none"> - Caractéristiques morphologiques : Long ver blanchâtre à segments trapézoïdaux de 2-3x10-20 mm et pore génital médio-ventral macroscopiquement visible. - Localisation : Intestin grêle. - Taille : 2 à 15 mètres. 	 <p>Œuf de <i>Diphyllbothrium latum</i> (Beugnet et Halos, 2015)</p> <ul style="list-style-type: none"> - Description des œufs : Œuf ovale, operculé, légèrement brun mesurant 70x40µm. Une des extrémités est plus arrondie que l'autre. L'œuf n'est pas embryonné quand il passe dans les fèces. - N.B. : Forte ressemblance avec les œufs de trématodes.
CYCLE	
<ul style="list-style-type: none"> - Élément infestant : Larve plerocercarioïde. - Source d'infestation : Ingestion d'un poisson d'eau douce contenant la larve infestante.  <p style="text-align: center;">Cycle de vie de <i>Diphyllbothrium latum</i> (adapté d'après Beugnet et Halos, 2015)</p>	

1.2 Les némathelminthes

1.2.1 *Toxocara cati*

a) Cycle de vie

Toxocara cati est un nématode chymivore mesurant 5 à 8 cm de long et 2-3 mm de diamètre. Les adultes sont des vers blanchâtres, à section ronde, facilement reconnaissables à leurs larges ailes céphaliques. Les œufs sont communément visibles à l'examen coproscopique du fait de la prolificité des femelles (plus de 200 000 œufs pondus par jour). Ils sont de grande taille (75 à 85 µm de diamètre), sphériques à subsphériques. Ils contiennent une cellule unique brune ne remplissant pas tout à fait l'intégralité de l'œuf, entourée d'une épaisse paroi d'aspect crénelé (Overgaauw et Van Knapen, 2013).

Trois à quatre semaines sont nécessaires pour que les œufs présents dans l'environnement deviennent infestants. L'incubation de l'œuf n'est possible que dans des conditions d'hygrométrie et de température suffisantes. Ils sont très résistants et restent contaminants pendant plusieurs années. Une fois l'œuf larvé ingéré, il libère une larve dans l'intestin qui migre à travers la paroi puis à travers différents organes pour rejoindre les poumons. Elle remonte la trachée avant d'être déglutie puis rejoint l'intestin où elle se développe en adulte. Chez les hôtes paraténiques, les larves effectuent une migration somatique. Elles rejoignent la circulation sanguine pour diffuser vers les organes où elles s'enkystent. Elles restent infestantes et peuvent donner lieu à une contamination par prédation. Chez la chatte, les larves peuvent s'enkyster dans les tissus et se réactiver à la faveur d'un stress. Elles reprennent alors un cycle de développement normal. Les larves peuvent être enkystées dans les mamelles et contaminer les chatons lors de la lactation, cependant il n'y a pas de transmission transplacentaire. Les adultes sont éliminés naturellement en quatre à six mois, sauf chez les jeunes chats où ils peuvent survivre jusqu'à un an.

b) Epidémiologie

La source principale de parasites est l'environnement dont la contamination peut être importante du fait de la prolificité des *Toxocara cati* femelles. Cela étant, la réactivation des larves enkystées dans les tissus des chattes ne doit pas être négligée. Les femelles et les chatons sont particulièrement susceptibles de contracter une toxocarose. Les chats adultes peuvent aussi être infestés mais avec une prévalence moindre du fait de l'installation d'une immunité partielle qui limite les niveaux d'infestation et la prolificité des vers, sans pour autant protéger de l'infestation. Les chats mâles âgés de plus d'un an semblent moins exposés (Overgaauw et Van Knapen, 2013).

c) Signes cliniques, traitement et prophylaxie


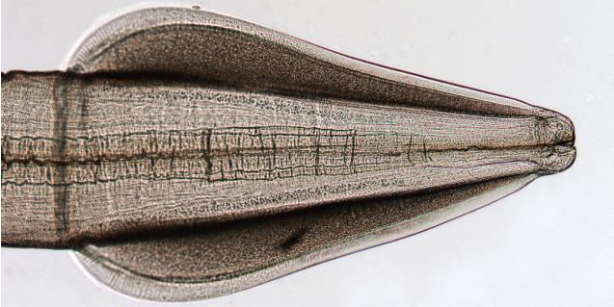
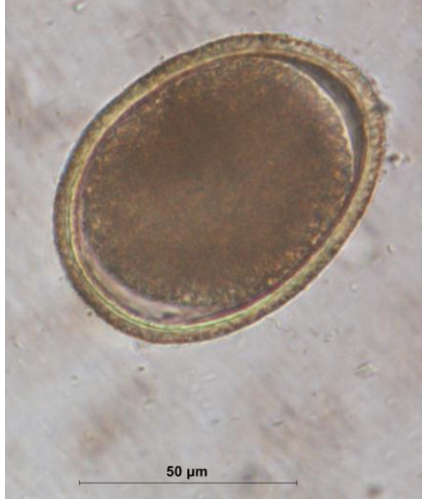
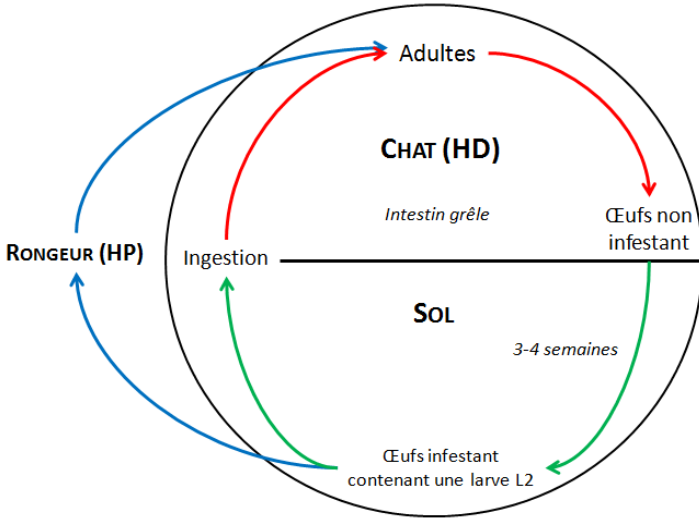
Les signes cliniques sont variés et incluent fréquemment un mauvais état général (retard de croissance, appétit irrégulier, poil piqué) lié à la spoliation, de la toux liée au passage trachéal, des vomissements de vers entiers liés au tropisme de celui-ci pour la partie proximale de l'intestin grêle, mais aussi des troubles gastro-intestinaux (phases de diarrhée alternées avec de la constipation, distension abdominale, élimination de vers dans les selles...). La toxocarose provoque une immunodépression et favorise d'autres atteintes gastro-intestinales comme les coccidioses par exemple. En cas de parasitisme important, la toxocarose peut être fatale chez le très jeune animal (obstructions intestinales, prolifération bactérienne anormale, rupture intestinale associée à une péritonite). La lyse brutale de nombreux parasites provoque le relargage d'une grande quantité d'antigènes pouvant entraîner des phénomènes d'hypersensibilité allant jusqu'au choc allergique. Pour cette raison, il est parfois préconisé de commencer par un traitement à demi-dose avant de réitérer le traitement au dosage classique une semaine plus tard ou bien d'utiliser un ascarifuge comme la pipérazine plutôt qu'un ascaricide.

Toxocara cati est inclus dans le spectre de la plupart des vermifuges disponibles sur le marché. En termes de prophylaxie, le traitement des femelles reproductrices est essentiel afin d'éviter un parasitisme massif chez les jeunes. Il est conseillé de réaliser une vermifugation lors des chaleurs, cela permet la destruction des vers adultes ainsi qu'une destruction partielle des larves somatiques qui risqueraient de se réactiver. Un nématicide peut être utilisé pour tuer les vers adultes. Pour atteindre les larves en migration et les larves somatiques, un antiparasitaire à diffusion tissulaire doit être privilégié (benzimidazole, avermectine, milbémycine oxime).

Concernant les chatons, il est conseillé de réaliser deux traitements à quinze jours d'intervalle, puis une fois par mois jusqu'à l'âge de six mois. Dans le cas d'un chaton vivant dans un environnement sans aucun historique de parasitisme et provenant d'un élevage sain, la fréquence de vermifugation peut être diminuée avec deux administrations à huit et à douze semaines d'âge (en même temps que les injections de primovaccination). Chez l'adulte, une vermifugation scrupuleusement réalisée tous les trois mois a montré une réduction significative du risque de parasitisme (Overgaauw et Van Knapen, 2013).

La toxocarose est une des zoonoses helminthiques les plus fréquentes (Magnaval et al., 2001). L'Homme s'infeste en ingérant des œufs embryonnés provenant du sol par faute d'hygiène (végétaux souillés). L'infestation par un œuf donne lieu à la migration d'une larve avant sa mort, il s'agit donc d'une zoonose incomplète. Cependant, celle-ci peut avoir des conséquences sérieuses, en particulier en cas de migration dans les yeux ou dans le cerveau. Les enfants sont tout particulièrement exposés du fait de leur environnement (jardins publics et bacs à sable contaminés) (Ferre et Dorchies, 2000).

Tableau 6. Principales caractéristiques de *Toxocara cati*

<i>Toxocara cati</i>	
ADULTE	ŒUF
 <p><i>Toxocara cati</i> adulte contenus dans l'intestin grêle d'un chat (Beugnet et Halos, 2015)</p>  <p>Tête de <i>Toxocara cati</i> avec ailes céphaliques bien développées (Beugnet et Halos, 2015)</p> <ul style="list-style-type: none"> - Caractéristiques morphologiques : Ver blanc, à section circulaire, présentant des ailes céphaliques développées. - Localisation : Partie proximale de l'intestin grêle. - Taille : 5-8 cm. 	 <p>Œuf de <i>Toxocara cati</i> (Service de Parasitologie de l'ENVT)</p> <p style="text-align: center;">50 µm</p> <ul style="list-style-type: none"> - Description des œufs : Œuf sphérique mesurant 75 à 85 µm de diamètre et contenant une cellule unique brune ne remplissant pas totalement l'œuf. La paroi est épaisse et irrégulière, d'aspect crénelé.
CYCLE	
<ul style="list-style-type: none"> - Élément infestant : Œuf larvé ou larve - Source d'infestation : Environnement, transmission galactogène, hôte paraténique  <p style="text-align: center;">Cycle de vie de <i>Toxocara cati</i> (adapté d'après Beugnet et Halos, 2015)</p>	

1.2.2 *Toxascaris leonina*

a) Cycle de vie

Toxascaris leonina est un long ver blanchâtre, à section circulaire, pouvant mesurer jusqu'à 10 cm de long et muni d'ailes céphaliques effilées. Les adultes chymivores vivent dans l'intestin grêle. Les œufs mesurent 85 x 75 µm. Ils contiennent une cellule de couleur moins soutenue que celle de *Toxocara cati*, ne remplissant que 50% de l'œuf. Le cycle est similaire à celui de *T. cati* mais la contamination par ingestion est la seule possible. Les œufs émis dans l'environnement deviennent infestants en trois à six jours. Le carnivore domestique ingère soit l'œuf larvé, soit un hôte paraténique contaminé. La larve est libérée dans l'intestin grêle où elle pénètre la muqueuse. Après plusieurs mues les formes pré-adultes rejoignent la lumière de l'intestin (Epe, 2009a). Contrairement à *Toxocara cati*, *Toxascaris leonina* ne nécessite pas de passage pulmonaire et réalise son cycle de développement entièrement dans le système digestif : cycle entéro-digestif.



b) Epidémiologie

Le principal mode de contamination est l'ingestion d'un hôte paraténique (à tel point que le cycle de *Toxascaris* est parfois considéré comme dixène). Il s'agit d'une parasitose cosmopolite, peu fréquente, plutôt rurale. L'âge ne semble pas être un critère épidémiologique.

c) Signes cliniques, traitement et prophylaxie

L'infestation par *Toxascaris* semble moins pathogène et reste généralement asymptomatique. Le traitement est le même que pour *Toxocara cati*. On note l'absence de risque zoonotique.

Tableau 7. Principales caractéristiques de *Toxascaris leonina*

<i>Toxascaris leonina</i>	
ADULTE	ŒUF
 <p>Tête de <i>Toxascaris leonina</i> avec ailes céphaliques effilées (Beugnet et Halos, 2015)</p> <ul style="list-style-type: none">- Caractéristiques morphologiques : Ver blanc, à section circulaire, présentant des ailes céphaliques effilées.- Localisation : Partie proximale de l'intestin grêle- Taille : 7-10 cm.	 <p>Œuf de <i>Toxascaris leonina</i> (Service de Parasitologie de l'ENVT)</p> <ul style="list-style-type: none">- Description des œufs : Œuf mesurant 85 x 75 µm, contenant une cellule à paroi fine et lisse qui remplit l'œuf à 50%.

1.2.3 *Uncinaria stenocephala*

a) Cycle de vie

Uncinaria stenocephala est un Ancylostomatidae chymivore et partiellement hématoophage, vivant dans l'intestin grêle des canidés et parfois des chats. Ce sont de petits et fins vers blanchâtres, à section circulaire, mesurant 0,5 à 1,2 cm de long. La capsule buccale comporte une paire de lames tranchantes sur le bord antérieur et deux dents subventrales. Les femelles pondent des œufs très caractéristiques, ovoïdes à ellipsoïdes, mesurant 30-40 x 55-75 µm, à paroi fine et lisse contenant une morula composée de huit à seize cellules.

Les œufs éclosent dans l'environnement et donnent naissance à une larve L1 (rhabditide). Deux mues supplémentaires sont nécessaires pour obtenir la larve L3 infestante (filaire). Le développement nécessite un sol humide et chaud (une température minimale de 16°C est requise, avec un optimum à 22°C). Les larves peuvent y survivre plusieurs semaines. Le chat ingère une larve qui rejoint les glandes gastriques de la région du pylore ou les glandes de la muqueuse duodénale. Ensuite les larves retournent dans l'intestin où elles poursuivent leur maturation jusqu'à atteindre le stade adulte. D'autres modes de transmission sont possibles mais plus rares : ingestion d'hôte paraténique et voie transcutanée (Epe, 2009a).



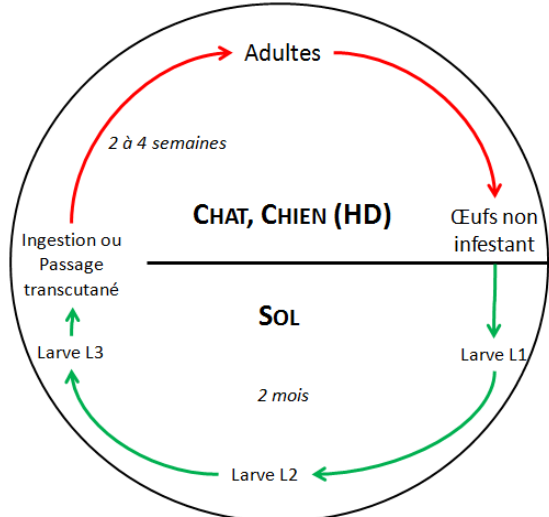
b) Epidémiologie

Uncinaria stenocephala est un parasite des climats tempérés mais les larves peuvent résister aux basses températures (plusieurs jours à 0°C). Son hôte de prédilection est le renard, ce qui provoque une possibilité de contamination du milieu extérieur. Comme dans la majorité des parasitoses, les jeunes chats sont plus sensibles. Des facteurs aggravants comme la malnutrition augmentent la sensibilité.

c) Signes cliniques, traitement et prophylaxie

L'infestation est généralement bien tolérée. Le traitement repose sur l'administration d'un anthelminthique classique (benzimidazoles [fenbendazole, fébantel, flubendazole...], pyrimidines [pyrantel] ou lactones macrocycliques [ivermectine, sélamectine, milbémycine oxime, moxidectine...]).

Tableau 8. Principales caractéristiques d'*Uncinaria stenocephala*

<i>Uncinaria stenocephala</i>	
ADULTE	ŒUF
 <p>Tête de <i>Ancylostoma</i> (Beugnet et Halos, 2015)</p>	 <p>Œuf d'<i>Ancylostoma</i> (Service de Parasitologie de l'ENVNVT)</p>
<ul style="list-style-type: none"> - Caractéristiques morphologiques : Ver court fin blanchâtre, à section ronde, capsule buccale avec deux paires de dents. - Localisation : Intestin grêle. - Taille : 7-12 mm. 	<ul style="list-style-type: none"> - Description des œufs : Œuf ovoïde mesurant 70-80 x 40-50 µm à paroi fine et lisse contenant une morula de 8 à 16 cellules.
CYCLE	
<ul style="list-style-type: none"> - Élément infestant : Larve L3 - Source d'infestation : Environnement, hôte paraténique 	
 <p>Cycle de vie des Ankylostomes (adapté d'après Beugnet et Halos, 2015)</p>	

1.2.4 *Ancylostoma tubaeformae*

a) Cycle de vie

Ancylostoma tubaeformae est un ver rougeâtre fortement hématophage vivant dans l'intestin grêle proximal. Il mesure un à deux centimètres et possède une capsule buccale à trois paires de crochets et une paire de dents triangulaires ventrales. Les femelles sont prolifiques et pondent des œufs ovoïdes à extrémités arrondies, mesurant 65 x 40 µm, à paroi lisse et mince, qui contiennent une morula de huit à seize cellules remplissant presque totalement l'œuf. Le cycle est très similaire à celui d'*Uncinaria stenocephala*. *Ancylostoma tubaeformae* est un parasite spécifique des félins dont le mode d'infestation majeur est la voie transcutanée.

b) Epidémiologie

Les chats infestés émettant des œufs jouent le rôle de réservoir de parasite. Les larves ayant un tropisme pour les zones chaudes, humides et obscures, le biotope préférentiel du parasite correspond aux zones de sous-bois. La répartition d'*Ancylostoma tubaeformae* se limite à quelques foyers endémiques très localisés en Europe.

c) Signes cliniques, traitement et prophylaxie

L'ankylostomose est généralement bien tolérée, cependant le parasite peut provoquer une anémie marquée. La pénétration transcutanée des larves engendre parfois l'apparition de papules prurigineuses pouvant se surinfecter et s'accompagner d'une adénopathie superficielle (en particulier poplitée). Des signes respiratoires et systémiques (toux associée à une hyperthermie) ou intestinaux (entérite congestive et ulcéralive associée à une diarrhée hématochézique) sont également possibles. Une infestation chronique peut mener à des symptômes généraux allant de la simple perte de poids jusqu'à la cachexie (Saravanan et al., 2016).

Chez l'Homme, le passage percutané de la larve peut être à l'origine d'une dermatite rampante ankylostomienne (*larva migrans*) ou d'un syndrome asthmatiforme chez l'enfant.

Le traitement est le même que celui d'*Uncinaria stenocephala* auquel s'ajoute un nouveau spot-on à base de sélamectine et sarolaner (Geurden et al., 2017). La prophylaxie passe par la vermifugation régulière des chats ayant accès à l'extérieur.

1.2.5 *Strongyloïdes spp.*

a) Cycle de vie

Les strongyloïdes sont des parasites gastro-intestinaux rares chez le chat. Chez le chat, les infestations à *Strongyloides tumefaciens* sont les plus communes, ce nématode étant plus spécifique

aux félidés. *Strongyloides stercoralis* est plutôt un parasite de l'Homme et du chien, bien qu'il soit retrouvé chez le chat de manière exceptionnelle (Thamsborg *et al.* 2017).

Les strongyloïdes sont de petits vers filiformes hématophages mesurant 2 à 9 mm de long et localisés dans l'intestin grêle. Les œufs émis dans les fèces sont ovoïdes et clairs. Ils mesurent environ 30 x 50 µm et contiennent une larve L1 de 300 µm caractérisée par un œsophage rhabditiforme. Leur éclosion a lieu dans l'intestin grêle, les larves L1 sont émises dans l'environnement avec les selles. Il existe alors deux types évolutifs possibles. Le premier est un cycle direct ou homogonique, la larve L1 évolue en larve L2 puis en larve L3 directement infestante. Le second est un cycle indirect ou hétérogonique. La larve L1 passe successivement par les stades L2, L3 et L4 avant de devenir un adulte (mâle ou femelle) libre dans l'environnement. Après reproduction sexuée, les femelles pondent des œufs qui après deux mues donnent une nouvelle génération de larves L3 infestantes. Le déterminisme du type évolutif est majoritairement génétique, néanmoins des conditions environnementales défavorables tendent à favoriser un cycle homogonique. De même l'état immunitaire de l'hôte peut avoir un effet (Euzéby, 2008). La pénétration des larves L3 infestantes se fait majoritairement par voie trans-cutanée et plus rarement par ingestion. Elles rejoignent la circulation sanguine afin d'atteindre les poumons via le cœur droit. Elles remontent la trachée avant d'être dégluties par l'animal et deviennent des adultes mûres dans l'intestin grêle où a lieu une phase de multiplication par parthénogénèse. Le cycle de vie classique dure quatre à six semaines. Les larves L3 peuvent migrer dans les artérioles pulmonaires ou se disséminer et s'enkyster dans les tissus de l'hôte. Une nouvelle vague de migration peut avoir lieu suite à un stress comme par exemple la lactation. Les chatons peuvent ainsi être infestés par voie galactogène.

b) Epidémiologie



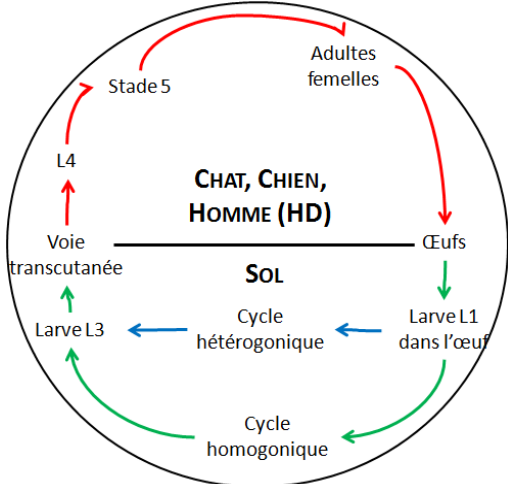
L'anguillulose (nom commun de la strongyloïdose) est observée toute l'année dans les pays chauds et majoritairement en été dans les pays tempérés. Elle concerne principalement les jeunes carnivores et les animaux immunodéprimés. Les larves L3 sont sensibles à la dessiccation dans l'environnement et peuvent mourir dans l'estomac de leur hôte. L'Homme joue le rôle de réservoir, il se contamine par voie percutanée.

c) Signes cliniques, traitement et prophylaxie

Lors d'infestation transcutanée, les premiers symptômes sont des papules (le plus souvent ventrales) ainsi qu'une polyadénomégalie réactionnelle. Le passage larvaire via la trachée peut entraîner de la toux. La présence des parasites dans les intestins est associée à des signes digestifs (entérite aiguë, diarrhée profuse), à de l'anémie et à un syndrome fébrile. Le diagnostic est

obtenu par l'observation d'œufs à la coproscopie ou de larves L3 par la méthode de Baermann. Le traitement repose sur l'administration répétée de benzimidazoles, par exemple du fenbendazole à 50 mg/kg/jour pendant sept jours.

Tableau 9. Principales caractéristiques de *Strongyloïdes stercoralis*

<i>Strongyloïdes stercoralis</i>	
ADULTE	ŒUF
 <p>Larve de <i>Strongyloïdes stercoralis</i> (Service de parasitologie de l'ENVT)</p>	 <p>Œuf de <i>Strongyloïdes</i> (Beugnet et Halos, 2015)</p>
<ul style="list-style-type: none"> - Caractéristiques morphologiques : L'adulte est un ver filiforme, élancé. La larve L3 est rhabditiforme à queue conique. - Localisation : Intestin grêle. - Taille : 2 à 9 mm. 	<ul style="list-style-type: none"> - Description de l'œuf : Œuf ellipsoïde mesurant 50-60 x 30-35 µm, à paroi fine et lisse, contenant une larve mobile.
CYCLE	
<ul style="list-style-type: none"> - Élément infestant : L3 infestante. - Source d'infestation : Environnement, voie galactogène. 	
 <p style="text-align: center;">Cycle de vie de <i>Strongyloïdes stercoralis</i> et <i>S. tumefaciens</i> (adapté d'après Beugnet et Halos, 2015)</p>	

1.2.6 Trichures

a) Cycle de vie

Les Trichures sont des nématodes faiblement hématophages localisés dans le caecum et le côlon. Ils mesurent 3 à 5 cm de long. Leur corps est divisé en deux parties : une partie antérieure fine et longue qui représente deux tiers du parasite et permet la fixation à la muqueuse intestinale et une partie postérieure plus fine et plus courte. Ils présentent une spécificité d'hôte, *Trichuris campanula* infeste ainsi le chat en Europe, *Trichuris vulpis* infeste normalement les canidés et exceptionnellement le chat.

Après ingestion d'œufs par l'hôte définitif, des larves sont libérées dans le tractus digestif. Leur développement dure dix à douze semaines sans migration systémique. Les larves ne quittent jamais les parois de l'intestin. Les femelles adultes sont relativement prolifiques et pondent des œufs classiquement décrits comme « en forme de citron », mesurant 60-70 x 25-40 µm, jaune-marron, à paroi fine et lisse et présentant deux bouchons polaires. Ces œufs sont particulièrement résistants dans le milieu extérieur. Lorsqu'ils sont émis, ils ne contiennent qu'une cellule unique, une larve s'y développe en quelques semaines à quelques mois selon les conditions extérieures.



Figure 1 : Œuf de Trichure (Beugnet et Halos, 2015).

b) Épidémiologie

Trichuris vulpis est un parasite des milieux chauds et humides. Cette parasitose est fréquente chez le chien et le renard mais rare chez le chat.

c) Signes cliniques, traitement et prophylaxie

L'infestation est généralement bien tolérée, seules les infestations massives donnent lieu à des diarrhées intermittentes. Le diagnostic est réalisé par observation des œufs à la coproscopie, une attention toute particulière sera portée afin de ne pas les confondre avec des œufs de capillaire.

Le traitement repose sur l'administration répétée d'un anthelminthique. Dans certains cas, il peut être conseillé en parallèle d'assainir l'environnement en particulier en retirant les excréments contenant potentiellement des œufs et ce, de façon quotidienne (Deplazes et *al.*, 2015).

1.2.7 *Spirura rytiplerites*

a) Cycle de vie

Les Spirures sont des nématodes localisés dans les parois de l'œsophage et de l'estomac des carnivores domestiques. Ils mesurent 20 à 30 mm de long pour un diamètre de 0,6 à 0,8 mm. Les femelles pondent des œufs qui sont émis dans l'environnement avec les fèces. Ces œufs sont ovoïdes et entourés d'une fine paroi lisse, ils contiennent une larve L1. Les œufs sont ingérés par l'hôte intermédiaire (insecte coprophage). La larve L1 évolue en larve L2 puis L3 infestante en 21 à 30 jours. L'hôte intermédiaire est ingéré par un hôte paraténique (reptile, amphibien, rongeur...) chez qui la larve L3 s'enkyste. Le chat se contamine en ingérant l'hôte paraténique (Bowman et *al.*, 2002).



Figure 2 : Œuf de Spirure (Beugnet et Halos, 2015).

b) Épidémiologie

Les spirures sont des parasites rares dans les pays tempérés, mais endémiques dans les pays chauds. La nécessité d'ingérer un hôte paraténique justifie que les spirures soient surtout observées dans un milieu sauvage ou rural.

c) Signes cliniques, traitement et prophylaxie

L'infestation par *Spirura rytiplerites* est généralement asymptomatique. La recherche spécifique de Spirures est à envisager dans un contexte endémique lorsqu'une gastrite chronique associée à un amaigrissement est observée. Le diagnostic peut être confirmé à l'endoscopie par observation des nodules parasitaires pathognomoniques. La ponte étant irrégulière, l'examen coproscopique a une sensibilité faible. Il n'existe pas de données sur le traitement de la spirurose du chat, par homologie avec le chien, la moxidectine et la milbémycine oxime pourraient être efficace.

1.2.8 *Ollulanus tricuspis*

a) Cycle de vie

Ollulanus tricuspis est un trichostrongle mesurant environ 1 mm, très fin, dont la partie antérieure est spiralée (« enroulée en ressort de montre »). Il se situe dans l'estomac des chats sauvages et des renards, mais peut exceptionnellement être observé chez le chat domestique. La femelle vivipare d'*Ollulanus tricuspis* libère des larves L3 infestantes dans la lumière de l'estomac. Les larves poursuivent leur développement en larves L4 immatures, puis en stade adulte dans l'estomac du chat, ce qui offre la possibilité d'un cycle endogène. Les larves L3, et parfois les larves L4, peuvent être émises dans les vomissements et survivre dans l'environnement jusqu'à douze heures. Le chat se contamine en ingérant les vomissements d'un congénère (une contamination par ingestion d'un hôte paraténique est aussi possible) (Beugnet et Halos, 2015 ; Cecchi et al., 2006).

b) Épidémiologie

Cette parasitose est très rare, des cas ont été recensés en Allemagne, en Italie et au Royaume-Uni. Elle concerne les chats vivant en communauté et les chats errants.

c) Signes cliniques, traitement et prophylaxie

L'infestation par *Ollulanus tricuspis* est le plus souvent asymptomatique mais des épisodes de vomissements peuvent survenir. Chez les animaux infestés massivement, il est possible d'observer une gastrite, un appétit irrégulier, de l'hypersalivation et des douleurs abdominales. Le diagnostic coproscopique est impossible puisque le parasite n'est pas émis dans les selles, seule sa mise en évidence au niveau de la muqueuse gastrique par endoscopie ou par lavage gastrique permet de confirmer la suspicion.

Les benzimidazoles et l'association milbémycine-ivermectine en administration répétée durant plusieurs jours sont efficaces contre *Ollulanus tricuspis*.

1.3 Les protozoaires

Les protozoaires sont des parasites peu fréquents chez le chat (Euzeby, 1987), *Toxoplasma gondii* étant le plus connu du grand public de par son potentiel zoonotique (Bowman et Lucio-Forster, 2010).

1.3.1 *Giardia* spp.

a) Description

Giardia duodenalis est un complexe d'espèces de protozoaires morphologiquement indiscernables. L'analyse phylogénétique et l'électrophorèse des protéines permettent de distinguer huit génotypes nommés de A à H, dont certains sont zoonotiques.

Giardia spp. existe sous deux formes : la forme trophozoïte et le kyste. La forme trophozoïte est active, mobile et se trouve dans le jéjunum et l'iléon des chats. Cette forme peut se retrouver dans les selles mais n'est pas infestante. Les kystes, émis dans l'environnement et très résistants, sont responsables de l'infestation suite à leur ingestion. Ils sont fréquemment observés en copromicroscopie, ils mesurent 8-10 µm de diamètre, sont ovales à paroi réfringente et contiennent des débris de flagelles et quatre noyaux. Ils peuvent être mis en évidence plus facilement par une coloration au lugol (Payne et Artzer, 2009).

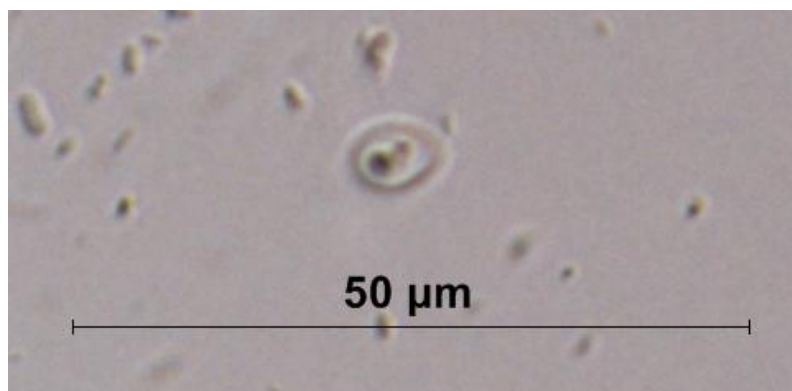


Figure 3 : Kyste de *Giardia* spp. (Service de Parasitologie de l'ENVT).

b) Epidémiologie

Giardia spp. a une répartition mondiale. Les animaux jeunes, immunodéficients ou vivant en groupe semblent plus touchés et plus susceptibles de déclarer une giardiose clinique.

c) Signes cliniques, traitement et prophylaxie

La dose infestante est inconnue mais on la suppose faible chez le chat. La période prépatente est de cinq à seize jours. Une fois l'émission de kystes débutée, celle-ci est intermittente et les

quantités émises peuvent varier (jusqu'à un million de kystes par gramme de fèces). La durée entre deux pics d'excrétion varie généralement entre deux et sept jours.

Le portage asymptomatique est fréquent mais *Giardia* spp. peut être responsable d'un syndrome de malabsorption, caractérisé par une diarrhée aigüe ou chronique, généralement mucoïde. Les co-infestations avec *Cryptosporidium* spp, *Trichomonas foetus* et *Cystoisospora* spp. sont fréquentes lors de giardiose clinique (Payne et Artzer, 2009).

L'émission des kystes étant intermittente, il est recommandé de réaliser l'analyse coproscopique des selles prélevées durant au moins trois jours.

A l'heure actuelle, aucun médicament n'est approuvé pour le traitement de la giardiose chez le chat. L'impossibilité de provoquer de la diarrhée chez des chats sains suite à l'inoculation de *Giardia* spp. fait que l'on dispose de peu d'informations sur les traitements possibles (Tangtrongsup et Scorza, 2010). Le métronidazole présente l'intérêt d'arrêter l'émission de kystes.

Le fenbendazole est approuvé pour le traitement de la giardiose du chien en Europe, c'est la molécule de choix en cas de co-infestation avec d'autres vers ronds ou plats. La posologie recommandée est de 50 mg/kg une fois par jour, pendant trois à cinq jours consécutifs. Cependant, les études ne montrent pas un arrêt total de l'émission de kystes suite à l'administration du médicament.

Tableau 10. Principes actifs et posologies utilisables dans le traitement de la giardiose clinique chez le chat (Beugnet et Halos, 2015).

Principe actif	Posologie
Métronidazole	25 mg/kg, <i>per os</i> , 2 fois par jour pendant 7 jours
Fenbendazole	50 mg/kg/jour, <i>per os</i> , pendant 5 jours
Pyrantel, praziquantel, fébantel	56,5 mg/kg/jour de fébantel, <i>per os</i> , pendant 5 jours
Quinacrine	11 mg/kg/jour, <i>per os</i> , pendant 12 jours
Nitazoxanide	25 mg/kg, <i>per os</i> , 2 fois par jour pendant 7 jours
Tinidazole	30 mg/kg/jour, <i>per os</i> , pendant 6 jours
Furazolidone	4 mg/kg, <i>per os</i> , 2 fois par jour pendant 7 à 10 jours

Il est communément admis qu'aucun médicament n'a une efficacité complète sur la giardiose. En effet, les échecs thérapeutiques sont classiques tant en médecine humaine qu'en médecine animale. Il n'y a pas d'immunité permanente induite par la giardiose, par conséquent le chat peut se réinfester quelques jours après un traitement qui aurait été efficace. En cas d'infestations récurrentes, il est recommandé de diminuer la contamination ambiante par un nettoyage à base d'ammoniums quaternaires et de prévenir une nouvelle contamination par l'isolement des animaux diarrhéiques.

1.3.2 *Cystoisospora* spp.

Le genre *Cystoisospora* est très proche du genre *Isospora*, cependant ce nom est désormais réservé aux parasites des oiseaux alors que ceux des mammifères seront référés en tant que *Cystoisospora* (Barta et al., 2005).

Le genre *Cystoisospora* est la coccidiose la plus fréquente des carnivores domestiques. Les espèces infectant les chats ne sont pas contagieuses pour les chiens et les humains. *Cystoisospora felis* et *Cystoisospora rivolta* ont un cycle hétéroxène facultatif. La contamination est possible soit directement de chat à chat via les kystes émis dans l'environnement, soit en faisant intervenir un hôte paraténique. Le chat infesté émet dans l'environnement des kystes non sporulés contenant chacun deux sporocystes qui, après sporulation, contiennent quatre sporozoïtes chacun. Ces kystes sont facilement discernables de ceux des autres coccidies par leur taille : *Cystoisospora felis* mesure 38-51 x 27-29 μm , *Cystoisospora rivolta* est plus petit (20-21 x 18-23 μm). Les kystes sont très résistants et peuvent persister plusieurs mois dans l'environnement. Le chat se contamine par ingestion d'un kyste (léchage des sols, gamelle souillée...) ou par ingestion de kystes monozytiques dans les tissus d'un hôte paraténique (rongeurs, ruminants...). Le parasite se situe dans les cellules de l'intestin grêle distal. Après plusieurs schizogonies (phase pathogène) puis gamétogonies, des ookystes sont émis dans les fèces. La phase pathogène précède l'émission d'ookystes, l'analyse coproscopique peut donc s'avérer négative lors de l'expression clinique de la maladie (Beugnet et Halos, 2015).

Les infestations par *Cystoisospora* spp. touchent majoritairement les très jeunes individus, l'infestation par ingestion d'un hôte paraténique est donc probablement mineure et la plupart des animaux s'infestent par ingestion d'ookystes sporulés dans l'environnement.



Figure 4 : Deux kystes de *Cystoisospora felis* (un kyste sporulé à gauche, un kyste non sporulé en bas à droite) et un œuf de *Toxocara cati* (en haut à droite) (Service de Parasitologie de l'ENVV).

1.3.3 *Toxoplasma gondii*

a) Cycle de vie

Toxoplasma gondii est une coccidie existant sous plusieurs formes. Chez le chat (hôte définitif), on retrouve les schizontes, les gamontes et les ookystes. Le cycle du parasite ne peut être complet sans l'intervention du chat car la phase de reproduction sexuée ne peut avoir lieu que dans ses intestins. Les ookystes sont subsphériques, mesurent 10 x 12 µm, possèdent une paroi fine et sont émis sous forme non sporulée. Ils sont indiscernables de ceux du genre *Hammondia*. Les sporozoïtes se développent dans les ookystes après un à cinq jours si les conditions sont favorables et peuvent résister dans l'environnement extérieur jusqu'à 18 mois. Les ookystes sont ensuite ingérés par un chat ou un hôte intermédiaire.

Chez les hôtes intermédiaires (Mammifères et Oiseaux), seules deux formes sont présentes : les tachyzoïtes et les bradyzoïtes. Les tachyzoïtes se multiplient dans toutes les cellules de l'hôte. Lorsque la réponse immunitaire de l'animal se manifeste, le parasite passe de la forme tachyzoïte à la forme bradyzoïte. En effet, les bradyzoïtes forment des kystes dans les cellules du système nerveux central, des muscles et de la rétine où ils peuvent persister toute la vie de l'hôte.

L'infestation peut avoir lieu par ingestion d'un hôte intermédiaire hébergeant des kystes à bradyzoïtes ou à tachyzoïtes ou par ingestion d'ookyste sporulés. Une transmission transplacentaire peut avoir lieu lorsque la primo-infestation de la mère a lieu pendant la gestation. De même, une transmission galactogène a été rapportée. La plupart des chats n'étant pas coprophage, ils s'infestent via la forme bradyzoïte lors des comportements carnivores (Beugnet et Halos, 2015).

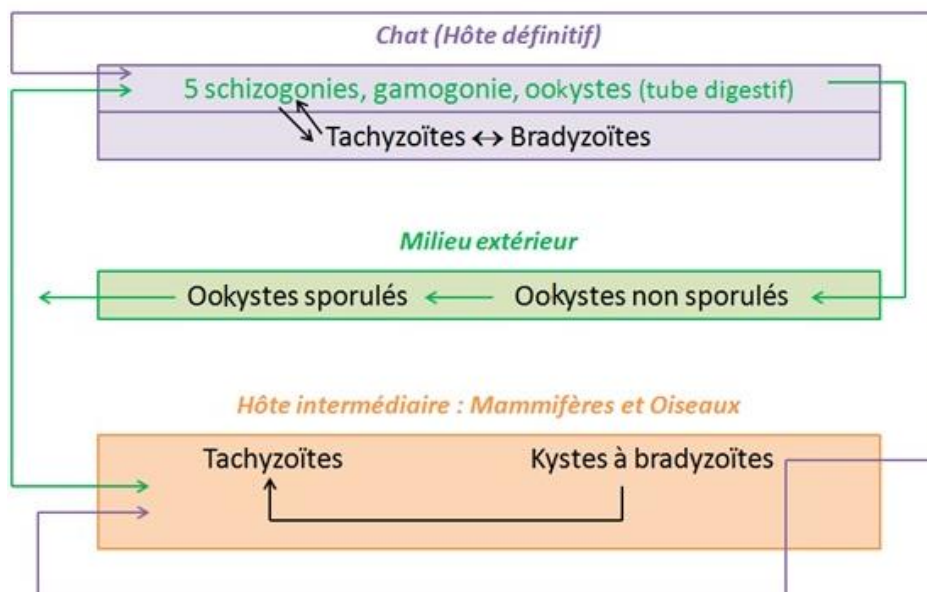


Figure 5 : Cycle de vie de *Toxoplasma gondii*.

c) Epidémiologie

La toxoplasmose est une protozoose infectieuse commune à tous les Oiseaux et tous les Mammifères. Il s'agit d'une zoonose bien connue du grand public car elle peut avoir un impact néfaste chez le fœtus lorsque la primo-infestation de la mère a lieu pendant la grossesse. Elle est très présente dans le monde.

c) Signes cliniques, traitement et prophylaxie chez le chat

La présentation clinique de la toxoplasmose dépend de la souche. L'infestation par *Toxoplasma gondii* est asymptomatique chez une très grande majorité des chats. Une diarrhée passagère liée au premier passage parasitaire est observée chez 10 à 20% des chats. Lors de contamination par voie transplacentaire ou transmammaire, les chats présentent une toxoplasmose disséminée (extra intestinale) mortelle. Des troubles neurologiques sont également possibles. Le traitement doit être précoce et repose sur l'administration de 12,5 mg/kg de clindamycine par voie orale ou par injection intramusculaire, deux fois par jour, pendant quatre semaines (European Scientific Counsel Companion Animal Parasites, 2013).

d) Aspects cliniques, traitement et prophylaxie chez l'Homme

La toxoplasmose est une zoonose majeure. L'Homme peut se contaminer de deux façons : soit par ingestion d'ookystes disséminés dans l'environnement (défaut d'hygiène lors de la préparation de légumes, manipulation du bac à litière du chat ou pendant le jardinage), soit par ingestion de kystes à bradyzoïtes contenus dans la chair d'un hôte intermédiaire (défaut de cuisson de la viande de mouton, porc, bœuf). L'infestation de l'Homme est généralement asymptomatique mais peut parfois s'accompagner d'un syndrome grippal. La prévalence mondiale chez l'Homme est d'environ 30%. *Toxoplasma gondii* représente un risque pour les personnes immunodéprimées et pour les femmes enceintes n'ayant jamais rencontré le parasite auparavant. En effet, la forme tachyzoïte peut alors atteindre le fœtus risquant d'entraîner des lésions irréversibles graves (malformation du crâne, lésions oculaires, épilepsie...) (Beugnet et Halos, 2015). Selon de récentes études, des infestations symptomatiques chez des personnes immunocompétentes ont été rapportées liées à une contamination par eau de boisson ou consommation de viande d'agneau infestée. Un rôle du parasite dans certaines affections neurologiques ou psychiques telles que la schizophrénie est également suspecté (Lebis and Guillot 2015).

1.3.4 *Cryptosporidium* spp.

Cryptosporidium est un protozoaire de l'intestin grêle. Il en existe plusieurs génotypes parmi lesquels *Cryptosporidium parvum* et *Cryptosporidium felis* qui peuvent infester le chat (Sargent *et al.*, 1998). Le principal agent de cryptosporidiose féline est *C. felis*. Ces parasites sont peu spécifiques et peuvent infester une large variété d'animaux. Cette maladie est particulièrement répandue dans les communautés (chenils, élevages...) mais rare chez l'animal domestique. Le cycle du parasite est monoxène. Le parasite est localisé sous la bordure ciliaire des entérocytes, il est intracellulaire mais extracytoplasmique (dans une vacuole parasitophore). Après une phase de reproduction asexuée, la reproduction sexuée aboutit à la formation d'ookystes qui sont émis dans l'environnement, directement sporulés et infestants. Ces ookystes sont plus petits que ceux des autres coccidies (4-6 µm). La période pré-patente peut être très courte, de 7 à 10 jours.

L'infestation est souvent asymptomatique. Lors d'infestation clinique, un mauvais état général est associé à une diarrhée chronique intermittente. Le diagnostic clinique est impossible, seule la mise en évidence des ookystes dans les selles permet de le confirmer. La coloration de Ziehl-Neelsen facilite leur visualisation.

Le risque zoonotique lié à *Cryptosporidium felis* fait débat, si initialement il ne semblait concerner que les personnes immunodéprimées et les enfants, des études récentes montrent que des personnes sans prédisposition ont pu contracter la maladie (Lucio-Forster *et al.* 2010). Les ruminants sont la principale source d'infestation humaine.

1.3.5 *Hammondia hammondi*, *Besnoitia* sp. et *Sarcocystis* spp.

En tant que carnivores et prédateurs, les chats ayant accès à l'extérieur ont la possibilité d'ingérer des rongeurs ou autres proies et par conséquent les parasites qu'ils contiennent. Ce mode de vie permet la transmission de ces trois genres de protozoaires.

Les espèces de *Hammondia* sont considérées comme des parasites rares du chat. Elles ont un faible impact sur la santé animale, l'infestation étant asymptomatique et sans potentiel zoonotique. Les études épidémiologiques sont compliquées puisque le chat n'est excréteur que durant une à quatre semaines dans sa vie.

La place du chat dans le cycle de *Besnoitia* sp. est méconnue. Les félinés, domestiques ou sauvages, ont été suspectés comme étant des hôtes intermédiaires ou définitifs du parasite (Euzeby, 1987). Les infestations expérimentales réalisées chez le chat n'ont pas abouti à une démonstration probante. Tout comme *Hammondia*, *Besnoitia* sp. présente des ookystes indiscernables de ceux de *Toxoplasma gondii*.

Sarcocystis spp. comprend un grand nombre d'espèces pour lesquelles la transmission s'appuie sur les relations de prédation.

1.4 Les principaux parasites pulmonaires chez le chat

Les parasites pulmonaires sont peu répandus en Europe, mais semblent être en expansion (Pennisi *et al.*, 2015). L'infestation est le plus souvent asymptomatique mais ces parasitoses doivent entrer dans le diagnostic différentiel de la toux et de la dyspnée.

1.4.1 *Aelurostrongylus abstrusus*

a) Cycle de vie

Aelurostrongylus abstrusus est un nématode pulmonaire hématophage mesurant 5-6 mm de long pour les mâles et 9-10 mm pour les femelles.

Les adultes vivent dans des nodules à l'intérieur des bronchioles, conduits alvéolaires et alvéoles, les femelles pondent des œufs dans le parenchyme. Les larves L1 remontent vers le pharynx où elles sont dégluties, atteignent le tube digestif et sont ensuite émises dans les fèces. Les larves L1 peuvent survivre dans l'environnement pendant quinze jours à un mois. Elles sont ingérées par un hôte intermédiaire (limace, escargot), dans lequel elles se développent pour atteindre le stade L3 infestant. Les chats s'infestent en ingérant ces mollusques ou des hôtes paraténiques (lézards, rongeurs, grenouilles, serpents, oiseaux...). Après ingestion, les larves migrent vers les poumons (via les vaisseaux sanguins ou lymphatiques) où elles évoluent en adulte en quatre à cinq semaines.



Figure 6 : Larve L1 d'*Aelurostrongylus abstrusus* (Service de parasitologie de l'ENVT).

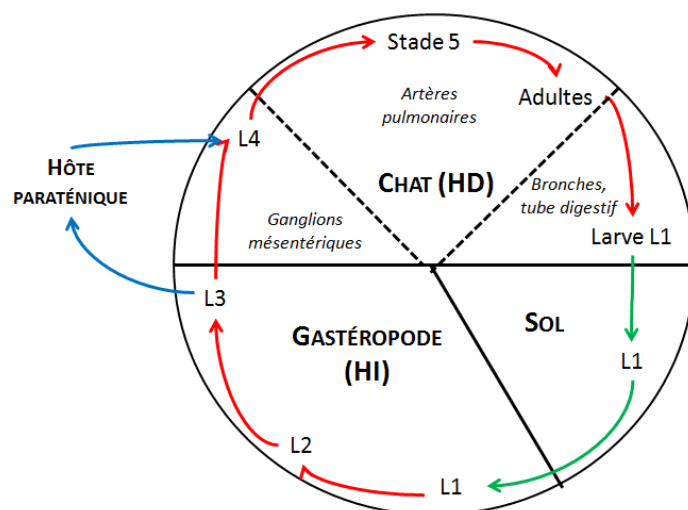


Figure 7 : Cycle de vie d'*Aelurostrongylus abstrusus*.

b) Epidémiologie

Aelurostrongylus abstrusus peut infester tous les chats mais les études ne font pas consensus concernant le profil épidémiologique des chats infestés. Au Brésil et en Italie, les études ont montré que les chats ayant un accès libre à l'extérieur, les jeunes et les chats errants sont significativement plus infestés (Grandi et al., 2005). En Australie, la prévalence était supérieure chez les chats âgés ce qui s'expliquerait par une meilleure habilité à chasser ou une durée de vie plus longue et donc une probabilité d'ingérer des L3 infestantes plus élevée (Palmer et al., 2008).

c) Signes cliniques, traitement et prophylaxie

L'aelurostrongylose est souvent asymptomatique mais peut entraîner, dans de rares cas, une pneumonie granulomateuse fatale. Une forte inflammation peut en effet être causée par la présence d'adultes dans les poumons, la ponte d'œufs et les migrations larvaires. Les bronchioles et les conduits alvéolaires présentent une infiltration cellulaire ayant pour conséquence la diminution de la surface disponible pour les échanges gazeux. La musculature des artères pulmonaires s'hypertrophie. Les signes cliniques dépendent de la charge parasitaire, de l'âge et de la réponse immunitaire de l'animal (Hamilton, 1967). Dans la plupart des cas, les chats présentent une atteinte modérée avec des signes respiratoires de type toux, éternuements, écoulement nasal muco-purulent, dyspnée ou tachypnée. Des signes plus généraux sont parfois observés : anorexie, perte de poids, apathie... L'atteinte parasitaire peut donner lieu à un pyothorax ou un pneumothorax lorsque les larves migrantes transportent des bactéries intestinales. L'infestation par *Aelurostrongylus abstrusus* semble associée à une augmentation de la mortalité per-anesthésique (Gerdin et al., 2011). La

mortalité est probablement liée à la diminution des capacités de compensation pulmonaire lors d'une diminution de la surface d'échanges gazeux (atélectasie induite par l'anesthésie).

Le diagnostic différentiel de l'aelurostrongylose est à faire avec l'asthme félin et la bronchite chronique. L'examen radiographique peut présenter des modifications dès deux à trois semaines post-infection avec un pattern nodulaire mal défini principalement sur les lobes caudaux. Après cinq à vingt-et-une semaines d'infestation, un pattern alvéolaire peut être visible (Dennler et *al.*, 2013 ; Genchi et *al.*, 2014). Le diagnostic de certitude repose sur l'observation microscopique des larves L1. La méthode de Baermann est le gold standard avec une sensibilité de 90%. La larve L1 d'*Aelurostrongylus abstrusus* mesure généralement 360-400 µm, son identification s'appuie sur les caractéristiques de la tête et de la queue. La larve présente une tête ronde avec une ouverture orale terminale et une queue en S présentant trois projections en forme de poignée de porte.



Figure 8 : Queue caractéristique d'une larve L1 d'*Aelurostrongylus abstrusus* (Service de parasitologie de l'ENVT).

Les larves L1 ont une émission intermittente dans les selles chez les chats atteints de façon chronique, les faux négatifs sont donc fréquents et des examens répétés sont nécessaires. Les larves L1 peuvent être détectées dans d'autres échantillons : écouvillon trachéal, lavage bronchoalvéolaire, effusion pleurale, matériel d'expectoration... Cependant, ces méthodes sont invasives et des faux négatifs restent possibles. Une nouvelle méthode PCR reposant sur des marqueurs de l'ADN ribosomal a montré une spécificité de 100% et une sensibilité de 96,6% sur des écouvillons pharyngés (Annoscia et *al.*, 2014).

Il existe peu de données sur le traitement de l'aelurostrongylose du chat. Une coproscopie de contrôle est toujours conseillée pour vérifier l'efficacité thérapeutique dix à quinze jours après l'administration du traitement. Une pâte orale de fenbendazole (PANACURND 18,75% Pâte orale) possède l'Autorisation de Mise sur le Marché (AMM) concernant le traitement de l'aelurostrongylose du chat à raison de 50 mg/kg *per os* pendant trois jours consécutifs. Cependant, cette posologie est

insuffisante chez certains chats. Les administrations de spot-on à base de sélamectine et d'éprinomectine ont montré une efficacité respectivement de 58 à 98% (Iannino et *al.*, 2013), et de 90,5 à 100% (Giannelli et *al.*, 2015).

1.4.2 *Capillaria aerophila* syn. *Eucolus aerophilus*

a) Cycle de vie

Capillaria aerophila est un parasite pulmonaire des chats, des chiens, des carnivores sauvages et parfois des humains. Le ver adulte se nourrit de mucus bronchique et mesure 15-40 mm. Il est fin, blanchâtre, filamenteux et vit dans l'arbre respiratoire. Les femelles pondent des œufs qui, entraînés par le mucus bronchique, sont expectorés puis déglutis. Ces œufs deviennent infestants en trente à quarante cinq jours. Le chat s'infeste en ingérant les œufs larvés dans l'environnement. L'œuf éclot dans le tractus intestinal et la larve entreprend une migration vers les poumons via le flux sanguin ou lymphatique. Une fois dans les poumons, la larve atteint le stade adulte en six semaines environ (Traversa et *al.*, 2009). Le lombric pourrait servir d'hôte paraténique sinon intermédiaire mais son rôle n'est actuellement pas élucidé.

b) Epidémiologie

L'épidémiologie de *Capillaria aerophila* est peu connue, néanmoins il semblerait que le parasite ait une distribution mondiale en extension. C'est un parasite rare en France.



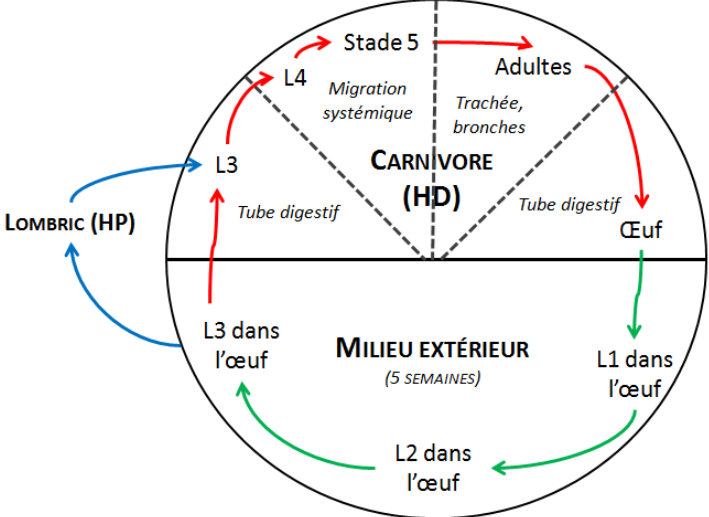
c) Signes cliniques, traitement et prophylaxie

Les signes cliniques sont variables allant de l'infestation asymptomatique à la pneumonie fatale. Les adultes endommagent le parenchyme pulmonaire et causent des sifflements respiratoires, des éternuements et une toux chronique. En cas d'infestation importante, la parasitose peut mener à une bronchopneumonie avec surinfection allant jusqu'à l'arrêt respiratoire et la mort.

Le diagnostic repose sur la mise en évidence d'œufs de capillaires dans les selles par méthode de flottation conventionnelle. Les œufs de *Capillaria aerophila* sont munis de deux bouchons polaires, leur taille est inférieure à celle de *Trichirus vulpis*, leur surface est striée et nette (contrairement à *T. vulpis* qui possède une surface lisse) (Traversa et *al.*, 2011).

Le traitement peut être basé sur l'administration de lévamisole sous forme injectable ou par voie orale (Bowman et *al.*, 2002), ou de moxidectine en spot-on (Traversa et *al.*, 2009).

Tableau 11. Principales caractéristiques de *Capillaria aerophila*

Capillaria aerophila	
ADULTE	ŒUF
 <p><i>Capillaria aerophila</i> adulte (Lalošević et al., 2013)</p>	 <p>Œuf de <i>Capillaria aerophila</i> (Traversa et al., 2011)</p>
<ul style="list-style-type: none"> - Caractéristiques morphologiques : Ver filamenteux blanchâtre. - Localisation : Lumière des grosses bronches. - Taille : 15-40 mm. 	<ul style="list-style-type: none"> - Description de l'œuf : L'œuf a une forme de tonneau à bords parallèles et présente des bouchons polaires moins saillants que ceux de trichures. Il mesure 75x35 µm avec une surface externe d'aspect rugueux et maillé.
CYCLE	
<ul style="list-style-type: none"> - Élément infestant : Œuf larvé ou L3. - Source d'infestation : Environnement ou hôte paraténique. 	
 <p style="text-align: center;"><i>Cycle de vie de Capillaria aerophila</i></p>	

1.4.3 Autres capillaires

Les capillaires autres que *Capillaria aerophila* sont rares et ne sont pas tous des parasites du tissu pulmonaire. La diagnose des œufs doit être minutieuse et se base sur leur taille, leur couleur et leur paroi (Bowman et al., 2002).

Aonchoteca putorii est généralement présent dans la muqueuse de l'estomac, mais peut être retrouvé dans l'intestin grêle. Le ver adulte mesure 2 à 8 mm de long. Les hérissons seraient la source

d'infestation la plus importante pour les chats et les chiens. Ce parasite étant rare, les données cliniques sont maigres, cependant sa présence pourrait être à l'origine d'ulcères gastriques (Bowman et al., 2002).

1.4.4 *Troglostrongylus brevior* et *Troglostrongylus subcrenatus*

a) Cycle de vie

Quatre espèces de *Troglostrongylus* peuvent infester le système respiratoire des félins. Parmi ces espèces, deux ont été retrouvées chez les chats domestiques : *Troglostrongylus brevior* qui réside dans les bronches et bronchioles et *Troglostrongylus subcrenatus* qui réside dans la trachée et les bronches. Tous ont un cycle de vie indirect avec hôte intermédiaire et paraténique. Ce sont des nématodes fins mesurant 5 à 24 mm (Brianti et al., 2012).

Des larves L1 sont émises dans les fèces. Elles sont ingérées par différentes espèces de mollusques au sein desquelles elles se développent pour atteindre le stade infestant (en huit à quarante jours selon la température de l'hôte intermédiaire). Les chats s'infestent en ingérant les mollusques. Une transmission directe de la mère aux chatons a été suggérée pour *T. brevior*, elle pourrait être transplacentaire ou galactogène.

b) Épidémiologie

Bien que les *Troglostrongylus* soient majoritairement des parasites des chats sauvages, des cas ont été rapportés chez des chats domestiques. *Troglostrongylus brevior* a récemment été décrit chez des chats d'Italie et d'Espagne alors que pour *Troglostrongylus subcrenatus* seuls deux cas au Malawi et en Italie ont été rapportés (Brianti et al., 2012 ; Annoscia et al., 2014). Les informations sur la troglostrongylose du chat reposent majoritairement sur des cas épars et ne permettent donc pas d'avoir des données épidémiologiques fiables. Le chat sauvage *Felis silvestris silvestris* (chez lequel *Troglostrongylus brevior* est communément retrouvé) pourrait servir de source pérenne de parasites et donc favoriser l'infestation des chats domestiques.

c) Signes cliniques

Peu de données sur la clinique sont disponibles, la taille du parasite et sa localisation suggèrent un fort potentiel pathogénique associé à des signes respiratoires (toux, dyspnée, écoulement nasal). Des cas mortels sont rapportés chez des chatons. Le diagnostic repose sur la mise en évidence de la larve L1 dans les fèces via la méthode de Baermann.

2. Méthodes d'analyse et diagnose des éléments parasitaires

2.1 Analyse coproscopique

Plusieurs méthodes d'analyse coproscopique existent, seul le principe des plus fréquentes sera exposé dans le paragraphe suivant. Le but de ces méthodes est l'observation microscopique d'éléments parasitaires. La plus commune est l'observation directe d'un étalement frais. Si l'étalement frais présente l'avantage d'être rapide et de nécessiter très peu de matériel, son principal désavantage est le peu de matériel fécal examiné et par conséquent sa faible sensibilité. Pour pallier ce problème, des méthodes ont été développées afin de concentrer les éléments parasitaires en partant d'un plus grand volume de fèces.

2.1.1 Etalement frais

Il s'agit de la méthode la plus simple d'analyse coproscopique. Après avoir homogénéisé l'échantillon fécal à analyser, il faut en prélever une très faible quantité (environ ½ grain de riz) qui est placée sur une lame porte-objet. Une quantité équivalente d'eau distillée y est ajoutée, puis l'ensemble est mélangé. La solution homogène est ensuite étalée en un film fin avant d'être recouverte d'une lamelle et observée au microscope. Il est possible de laisser sécher le mélange avant de réaliser une coloration permettant l'identification de protozoaires (Ziehl-Neelsen pour *Cryptosporidium*, lugol pour *Giardia*...). Cette méthode présentant une sensibilité très faible, seuls les résultats positifs peuvent donner lieu à interprétation.

2.1.2 Flottation

La flottation (ou flottaison) est la technique d'enrichissement la plus utilisée en médecine vétérinaire. Le principe repose sur la différence de densité des débris fécaux, des éléments parasitaires que l'on souhaite observer et de la solution de flottation utilisée. La densité moyenne des œufs de nématode varie entre 1,05 et 1,24. Par conséquent, pour que ces œufs flottent, la solution utilisée doit être de densité supérieure. Les liquides de flottation utilisés pour les œufs de nématodes ou cestodes sont généralement des solutions saturées à base de sel ou de saccharose. Il s'agit d'une technique facile à mettre en œuvre, peu coûteuse, rapide et sensible. Cependant, les solutions utilisées peuvent provoquer une distorsion osmotique des œufs ou cristalliser, rendant difficile leur identification.

Solution de flottation	Densité
Chlorure de sodium (liquide de Willis)	1,2
Sulfate de zinc (liquide de Faust)	1,2 – 1,35
Saccharose et formaldéhyde	1,2
Chlorure de sodium et chlorure de zinc	1,35

Tableau 12. Solutions de flottation les plus communément utilisées et densités associées (Beugnet et Halos, 2015).

La flottation conventionnelle nécessite le mélange d'une quantité donnée de fèces (un à trois grammes) dans une quantité donnée de solution (une vingtaine de millilitres). Une fois le mélange homogénéisé, celui-ci peut-être filtré afin de se débarrasser des plus gros débris alimentaire ou bien directement versé dans un tube. Le tube doit être rempli jusqu'à formation d'un ménisque convexe à sa surface. Ce ménisque est recouvert d'une lamelle pendant au moins dix minutes. La lamelle est ensuite déposée sur une lame porte-objet afin d'être observée sous microscope. Cette méthode est qualitative, sauf en cas de pesée de l'échantillon fécal au préalable.

Il existe un très grand nombre de variantes à cette technique ainsi que des kits commerciaux (contenant la solution de flottation, un récipient adapté...) tels que FecalalyzerND, OvassayND, OvatectorND...

Pour obtenir un résultat quantitatif, il est possible d'utiliser la méthode de McMaster modifiée qui est une méthode de flottation dérivée. Le principe est le même, trois grammes de fèces sont mélangés avec 42 mL de solution de flottation. Une fois ce mélange homogénéisé, celui-ci est filtré (filtre à grille de 250 µm). Le filtrat est prélevé à l'aide d'une pipette et placé dans une lame spéciale, la cellule de McMaster. Celle-ci se caractérise par la présence de deux chambres contenant chacune 0,5 mL, dont 0,15 mL placés sous une grille gravée. Les œufs compris dans les limites des deux grilles sont comptés et additionnés. Le résultat est multiplié par cinquante pour obtenir le nombre d'œufs par grammes. Cette méthode est habituellement employée pour le diagnostic parasitaire des ruminants ou équidés. L'avantage de cette méthode est sa facilité de réalisation ainsi que l'obtention de résultats quantitatifs. Néanmoins, elle implique une dilution importante de l'échantillon qui est inadaptée aux faibles charges parasitaires.

2.1.3 Sédimentation

Les méthodes de sédimentation ont pour intérêt de permettre d'isoler des œufs ou kystes de densité trop importante pour être facilement isolés avec les méthodes de flottation ou qui subiraient des modifications morphologiques trop importantes pour être identifiés. Classiquement, dix grammes de fèces sont mélangés à 100 mL d'eau puis filtrés dans un verre à pied. Le mélange est laissé à décanter pendant trente minutes à une heure, puis 70% du surnageant est éliminé. De l'eau

fraîche est alors ajoutée et le mélange est laissé à reposer pour un second cycle de décantation. Le surnageant est à nouveau éliminé mais à 90%. Quelques gouttes du produit de sédimentation sont prélevées et observées au microscope entre lame et lamelle.

La méthode de Telemann-Rivas est une méthode dérivée de la sédimentation particulièrement indiquée pour les échantillons contenant des débris celluloses, du mucus ou des éléments gras. Les fèces sont délitées dans de l'acide acétique à 3% avant d'être filtrées. Un volume donné de ce filtrat est prélevé puis placé dans un tube avant d'y ajouter un volume équivalent d'éther. Le mélange est agité vigoureusement puis centrifugé cinq minutes à 2000 tours/min. Le surnageant est éliminé et quelques gouttes du culot sont placées entre lame et lamelle pour être observées au microscope.

2.1.4 Mise en évidence de kystes et d'ookystes de protozoaires

L'identification des protozoaires en microscopie optique peut s'avérer compliquée. En effet, leur très petite taille (par exemple 4-5 μm pour *Cryptosporidium* spp., 8-12 x 7-10 μm pour *Giardia duodenalis*) rend l'architecture interne difficilement discernable et la morphologie de certains ookystes est très similaire (par exemple *Toxoplasma* et *Hammondia*). Pour contourner ces difficultés, il est possible d'avoir recours à des colorations.

La coloration au lugol permet de mettre en évidence les kystes de protozoaires flagellés et donc de *Giardia* spp. La méthode est extrêmement simple, une fois la lame obtenue par une méthode de coproscopie quelconque, une goutte de lugol est apposée au bord de la lamelle. Le colorant diffuse rapidement entre la lame et la lamelle, les giardias prennent alors une teinte orangée.

La coloration de Ziehl-Neelsen modifiée permet de mettre en évidence les cryptosporidies. Cette coloration n'est pas compatible avec une méthode de flottation ou de sédimentation et nécessite la réalisation d'un étalement frais. Celui-ci est ensuite fixé à l'alcool à 95° pendant cinq minutes puis passé à la flamme. La lame est recouverte de fuchsine pendant cinq minutes puis rincée à l'eau. Il s'agit alors de décolorer la préparation avec un mélange d'acide chlorhydrique à 3% et d'alcool à 95% une à deux fois avant de rincer à nouveau la lame. Cette étape est cruciale car d'elle dépend la qualité de lecture. La lame est enfin colorée au vert de malachite pendant une minute puis rincée et séchée. L'observation microscopique est réalisée à l'objectif x100 avec huile à immersion.

La coloration Giemsa ainsi que celle à l'hématoxyline-éosine permettent la mise en évidence des kystes toxoplasmiques (Liu et al., 2015).

2.2 Analyse nécropsique

Un grand nombre d'enquêtes épidémiologiques reposent sur l'observation directe de la présence ou absence de parasites dans le tractus digestif de chats. Ces études nécessitent soit des cadavres récupérés dans l'environnement soit la capture et l'euthanasie (dans des conditions en accord avec les réglementations en vigueur sur le bien-être animal) de chats errants (campagnes de contrôle des populations autorisées par les autorités), sauvages ou malades et amenés pour euthanasie. L'analyse est réalisée segment par segment (œsophage, estomac, intestin grêle, gros intestin, éventuellement cœur, poumons, foie et vessie) avec un recueil des contenus auquel est parfois associé un raclage de la muqueuse. Les contenus sont ensuite observés sous un appareil grossissant (loupe binoculaire, microscope...) afin d'y rechercher des parasites. Leur identification repose sur l'observation de critères morphologiques et l'utilisation de clefs de diagnose. L'analyse nécropsique est souvent associée à une analyse coproscopique.

2.3 Recherche de larves par la méthode de Baermann

La méthode de Baermann est une méthode de sédimentation permettant l'isolement de larves par migration dans l'eau. Ce procédé est basé sur le fait que les larves de nématodes coulent dans une grande quantité d'eau dans laquelle il n'existe pas de tensions de surface. Les prélèvements doivent être très frais afin que les larves soient vivantes et le résultat interprétable. Cette technique ne nécessitant pas l'utilisation d'une solution de flottation, les larves récupérées ne subissent pas de distorsion et sont donc facilement identifiables.

2.4 Recours à l'immunologie

Le recours à l'immunologie permet entre autre de diagnostiquer des atteintes parasitaires mettant en jeu des protozoaires indiscernables avec certitude en microscopie optique. Ces méthodes reposent sur la mise en évidence d'antigènes parasitaires dans les selles ou d'anticorps dans le sang.

2.4.1 Détection de copro-antigènes

La détection de copro-antigènes est notamment utilisée pour le diagnostic de giardiose et de cryptosporidiose. Il existe deux méthodes. La méthode ELISA qui est largement utilisée en routine et pour laquelle il existe de nombreux kits commerciaux y compris un SNAP test réalisable au chevet du patient (SNAP GiardiaND IDEXX). La méthode par immunofluorescence directe qui est relativement

peu utilisée en Europe (Gruffydd-Jones et al., 2013). Des études ont montré que la sensibilité des tests ELISA est comparable à celle de coproscopies répétées (Decock et al., 2003).

La méthode d'immunofluorescence directe semble avoir la meilleure sensibilité ce qui en fait la technique de référence dans les études comparant l'efficacité de différents kits ELISA. La conclusion de ces études est généralement que les différentes méthodes ont des résultats similaires (Decock et al., 2003 ; Johnston et al., 2003).

2.4.2 Mise en évidence d'anticorps, cas des méthodes d'analyse spécifiques à *Toxoplasma gondii*

Les techniques de mise en évidence d'anticorps sont particulièrement utiles dans le diagnostic de toxoplasmose (Liu et al., 2015). Il en existe un très grand nombre ainsi nous présentons uniquement celle que nous avons retenue pour la réalisation de notre étude et qui est la méthode ELISA. L'antigène toxoplasmique est fixé sur un support solide et incubé avec différentes dilutions de sérum. L'ensemble est ensuite lavé puis mis en contact avec un conjugué anti-anticorps (IgG-IgM ou IgA selon le test) couplé à une enzyme spécifique. Une nouvelle phase de lavage est nécessaire puis le substrat de l'enzyme est ajouté au milieu. Le résultat est mesuré par spectrophotométrie en fonction de l'intensité de la réaction enzyme-substrat. L'avantage de cette méthode est la lecture objective des résultats.

2.5 Diagnose des éléments parasitaires

2.5.1 Diagnose des vers adultes

Le principal élément de diagnose est la forme de la section, circulaire ou rectangulaire. Pour les vers ronds, la présence/absence d'ailes céphaliques développées permet de faire la distinction entre *Toxocara cati* (ailes céphaliques développées) et *Toxascaris leonina* (ailes céphaliques discrètes). Pour les vers à section rectangulaire, le premier critère est la taille, si elle est inférieure à 0,5 cm, il s'agit d'un *Echinococcus* spp. Pour les parasites de taille supérieure à 0,5 cm, l'observation des pores génitaux et leur localisation permet la distinction des espèces : deux pores génitaux pour *Dipylidium caninum*, un seul pore médio-ventral pour *Mesocestoides* et latéral pour *Taenia taeniaformis*.

Vers ronds : Ascarides	
- Ailes céphaliques développées	—————> <i>Toxocara cati</i>
- Ailes céphaliques peu visibles	—————> <i>Toxascaris leonina</i>

Vers plats : Segments de cestodes	
- Taille < 0,5cm	→ <i>Echinococcus spp</i>
- Taille > 0,5cm :	
- 2 pores génitaux	→ <i>Dipylidium caninum</i>
- 1 pore génital :	
- Médio-ventral	→ <i>Mesocestoides</i>
- Latéral	→ <i>Taenia taeniaformis</i>

Figure 9 : Clefs de diagnose des principaux vers macroscopiquement visibles chez le chat (Beugnet et al. 2004b).

2.5.2 Diagnose des œufs et des kystes

Le premier élément de diagnose à observer est la taille de l'élément parasitaire, s'il est inférieur à 30 µm, il s'agit d'un kyste. Une observation fine de son contenu permet d'établir la diagnose. Pour les éléments de taille supérieure à 30 µm, la première étape consiste à regarder s'il y a présence d'un opercule. Ensuite, la forme de l'œuf doit être observée : sphérique, globuleuse ou ovoïde. Le contenu de l'œuf peut être une cellule unique (*Toxocara cati* ou *Toxascaris leonina*), une morula (*Ancylostoma* ou *Uncinaria*), un embryon hexacanthé ou une larve. L'épaisseur et les éventuelles striations de la paroi permettent d'affiner la diagnose.

- Œuf operculé	→	Trématodes, <i>Diphyllbothrium</i> , <i>Spirometra</i>
- Œuf non operculé :		
- Avec embryon hexacanthé	→	<i>Mesocestoides</i> , <i>Dipylidium caninum</i> , <i>Taeniidae</i>
- Sans embryon :		
- Non larvé		
- Coque épaisse, cellule unique, sphérique	→	<i>Toxocara cati</i> , <i>Toxascaris leonina</i>
- Coque mince, morula, ovoïde	→	<i>Ancylostoma</i> - <i>Uncinaria</i>
- Avec bouchons polaires	→	<i>Capillaria</i>
- Larvé		
- Coque épaisse	→	<i>Spirura rytipleurites</i>
- Coque mince	→	<i>Strongyloïdes</i>

Figure 10 : Clef de diagnose des principaux œufs d'helminthes chez le chat (Beugnet et al. 2004b).

- Kyste contenant des fragments de flagelles	—————>	<i>Giardia duodenalis</i>
- Ookyste contenant une ou plusieurs cellules :		
- Sphérique, 4-5 µm	—————>	<i>Cryptosporidium spp</i>
- Subsphérique avec 2 sporozoïtes, 12 µm	—————>	<i>Sarcocystis</i>
- Subsphérique < 15 µm	—————>	<i>Toxoplasma,</i> <i>Besnoitia,</i> <i>Hammondia</i>
- Subsphérique > 15 µm	—————>	<i>Isospora</i>

Figure 11 : Clef de diagnose des principaux kystes et ookystes de protozoaires chez le chat (Beugnet et al. 2004b).

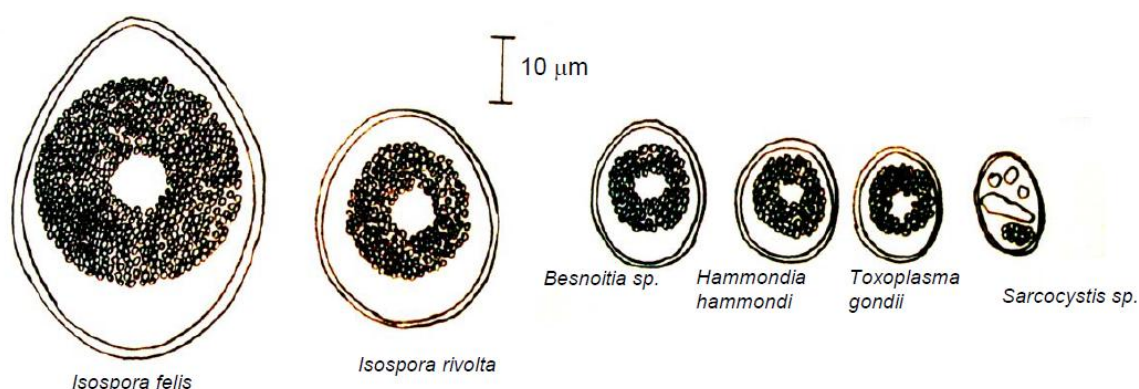


Figure 12 : Morphologie des ookystes pouvant être retrouvés chez le chat (Euzéby, 2008).

2.5.3 Diagnose des larves

Un des critères majeurs est la forme de l'œsophage qui peut être rhabditoïde ou strongyloïde. L'appareil rhabditoïde fait partie de l'œsophage et se caractérise par un bulbe œsophagien contenant une pièce chitineuse en forme de Y. Il est clairement visible chez les larves de *Strongyloides stercoralis*.

- Appareil rhabditoïde visible	—————>	<i>Strongyloides stercoralis</i>
- Appareil rhabditoïde absent ou peu visible, sans bouton céphalique		
- Œsophage = 1/3 de la longueur totale	—————>	<i>Crenosoma vulpis</i>
- Larve engainée et queue trifide	—————>	<i>Ollulanus tricuspis</i>
- Larve nue, œsophage court, queue ondulée et présence d'une épine sub-terminale	—————>	<i>Aelurostrongylus abstrusus</i>

Figure 13 : Clef de diagnose des principales larves parasitaires chez le chat (Beugnet et al. 2004b).

3. Etudes épidémiologiques des infestations endoparasitaires des chats dans le monde

Une multitude d'enquêtes épidémiologiques sur les parasites internes des chats ont été menées, en particulier ces dix dernières années et ce dans le monde entier. S'il n'est pas possible de toutes les recenser, les résultats et les modalités d'exécution d'une majorité d'entre elles sont présentés ici. Les parasites recherchés varient d'une région à l'autre, seuls ceux présentés dans la première partie de ce manuscrit sont évoqués.

3.1.1 Contamination des sols

Pour tous les parasites que nous avons évoqués précédemment, une phase du cycle se déroule dans l'environnement rendant ainsi sa contamination inévitable. Les chats domestiques ont souvent un accès libre à l'extérieur et préfèrent y faire leurs besoins plutôt que dans leur litière. Ils peuvent alors contaminer des lieux fréquentés par les humains comme les parcs et jardins publics. Il existe peu de publications concernant le taux d'infestation des sols. De plus, ce taux varie énormément selon les régions du monde et la densité de chats présents. Les études n'intègrent pas toujours d'analyses coproscopiques à l'étude des sols.

Tableau 13. Etudes concernant la contamination des sols par des endoparasites du chat

Référence	Lieu, année	Population	Méthode	Résultats
(Talvik et al., 2006)	Estonie, 2006	454 échantillons de sol + 27 chats	Flottation et autopsies	Sol : 4,2% <i>Toxocara</i> spp. Chats autopsiés : 48,2% <i>Toxocara cati</i>
(Paquet-Durand et al., 2007)	Costa Rica, 2007	44 échantillons d'herbe 16 échantillons de sable	Sédimentation Flottation au sucre	Herbe : 68% œufs ou larves de <i>Strongyloïdes</i> 14% œufs de <i>Toxocara</i> spp. 2% œufs de <i>Toxascaris leonina</i> Sable : 2% œufs ou larves de strongyloïde 0,8% œufs de <i>Toxocara</i> spp. 0,4% œufs de <i>Toxascaris leonina</i>
(Coelho et al., 2011)	Brésil, 2011	52 chats + 42 échantillons de sols	Coproscopie (Flottation au chlorure de sodium) Autopsies	Sol : 64,2% <i>Ancylostoma</i> spp. Chats : 94,2% <i>Ancylostoma</i> spp.
(Manini et al., 2012)	Brésil, 2012	15 parcs 13 cours de récréation 90 domiciles	Méthode de sédimentation dans l'eau modifiée	Parcs : 100% <i>Toxocara</i> spp. (>10pg) Cours de récréation : 23,1% <i>Toxocara</i> spp. Domiciles : 42,2% <i>Toxocara</i> spp.

(Dado et al., 2012)	Espagne, 2012	67 parcs 625 échantillons de sol 79 échantillons fécaux	PCR	40,3% des parcs positifs Sols : 16,4% <i>Toxocara</i> spp. 4,5% <i>Giardia</i> spp. 3% <i>Strongyloïdes</i> spp. Fèces : 17,7% <i>Giardia</i> spp. 9% <i>Cryptosporidium</i> spp. 2,5% <i>Entamoeba histolytica</i> 1,3% <i>Trichuris vulpis</i> 1,3% <i>Toxascaris leonina</i>
(Abdi et al., 2012)	Iran, 2012	1543 carnivores 4569 humains 799 échantillons de sol	Coprosopies	Humains : 15,8% Sol : 21,6% Chiens et chats : 26,8%

3.1.2 Etudes épidémiologiques réalisées en Europe

L'intérêt pour le parasitisme intestinal du chat n'est pas nouveau et si de très nombreuses études épidémiologiques existent en Europe, en France les données concernant le parasitisme sont pauvres, seulement 7 études référencées ici.

Tableau 14. Etudes épidémiologiques sur les helminthoses félines menées en Europe (liste non exhaustive)

Référence	Lieu, année	Population	Méthode	Résultats
(Vanparij et Thienpon, 1973)	Belgique, 1973	500 chats	Coprosopies par flottation	65,2% <i>Toxocara cati</i> 42,7% <i>Taenia taeniaformis</i> 38,6% <i>Ankylostoma tubaeformae</i> 25% <i>Capillaria</i> spp. 3,6% <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> 3,6% <i>Dipylidium caninum</i> 28,6% <i>Isospora</i> spp. 10,8% <i>Giardia</i>
(Else et al., 1977)	Angleterre, 1977	180 chats domestiques	Coprosopie (Kit commercial "Fecalyzer")	27,8% <i>Toxocara</i> spp. 5,5% <i>Toxascaris leonina</i> 0,6% Ancylostomes 9,5% <i>Taenia</i> et <i>Dipylidium</i> spp.
(Guerin et al., 1980)	Belgique, 1980	56 chats	Autopsies et coprosopies par flottation	26% <i>Toxocara cati</i> 9% <i>Toxascaris leonina</i> 8% <i>Dipylidium caninum</i> 17% <i>Taenia taeniaformis</i> 2% <i>Ankylostoma tubaeformae</i>
(Nichol et al., 1981)	Londres, 1981	92 chats errants	92 Autopsies et 69 coprosopies par flottation	53,3% <i>Toxocara cati</i> 34,8% <i>Dipylidium caninum</i> 12,0% <i>Taenia taeniaformis</i> 1,1% <i>Toxascaris leonina</i> 4,3% <i>Isospora felis</i>

(Engbaek et al., 1984)	Danemark, 1984	230 chats errants adultes	Autopsie (Observation à la loupe de raclage du tractus digestif)	79 % <i>Toxocara cati</i> 14% <i>Dipylidium caninum</i> 11% <i>Taenia taeniaeformis</i>
(Beeck et al., 1985)	Belgique, 1985	150 chats domestiques	Coproscopies (flottation)	22,7% <i>Toxocara cati</i> 6% <i>Ankylostoma spp.</i> 8% <i>Isospora rivolta</i> 6,7% <i>Isospora felis</i> 2,7% Ookystes de <i>Toxoplasma gondii</i>
(Fok et al., 1988)	Hongrie, 1988	122 chats en consultation 28 chats errants	Coproscopies	32% <i>Toxocara cati</i> 2% <i>Toxascaris leonina</i>
(Vanparijs et al., 1991)	Belgique, 1991	30 chats	25 autopsies et 30 coproscopies (flottation)	60% <i>Toxocara cati</i> 36,6% <i>Ankylostoma tubaeformae</i> 20% <i>Taenia taeniaeformis</i> 30% Coccidies 0% <i>Toxoplasma</i>
(Beelitz et al., 1992)	Allemagne, 1992	70 portées de chattes vivant à la ferme 30 portées de chattes vivant en intérieur	Donnée non disponible	Résultats ferme / intérieur : 77,1%/ 3,3% <i>Toxocara cati</i> 1,4%/ 0% <i>Ankylostoma spp.</i> 10%/ 0% <i>Capillaria spp.</i> 10%/ 0% <i>Taenia taeniaeformis</i> 67,1%/ 46,6% <i>Isospora felis</i> 48,6%/ 33,3% <i>Isospora rivolta</i> 17,1%/ 0% <i>Toxoplasma like</i> 4,3%/ 3,3% <i>Cryptosporidium parvum</i> 1,4%/ 6 ,6% <i>Giardia spp.</i>
(Epe et al., 1993)	Allemagne, 1993	1157 chats	Coproscopies	9,5% <i>Toxocara spp.</i> 4,5% <i>Taenia spp.</i> 1,4% <i>Dipylidium caninum</i> 1,0% <i>Capillaria spp.</i> 1,0% <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> 0,5% <i>Ancylostoma spp.</i> 4,6% <i>Isospora spp.</i> 2,4 % <i>Giardia spp.</i> 0,6% <i>Toxoplasma gondii</i> 0,3% <i>Sarcocystis spp.</i>
(Calvete et al., 1998)	Espagne, 1998	58 chats errants	Autopsies	55,2% <i>Toxocara cati</i> 55,2% <i>Joyeuxiella pasqualei</i> 29,3% <i>Ancylostoma tubaeformae</i> 20,7% <i>Diplopylidium acanthotetra</i> 20,7% <i>Dipylidium caninum</i> 13,8% <i>Mesocestoides spp.</i> 8,6% <i>Taenia taeniaeformis</i> 8,6% <i>Diplopylidium nölleri</i>
(O'Lorcain, 1994)	Irlande, 1994	181 chats	Autopsies	42% <i>Toxocara cati</i>
(Yamaguchi et al., 1996)	Angleterre, 1995	11 chats sauvages	Coproscopie (McMaster) et kit commercial pour <i>Toxoplasma gondii</i> (ToxHAtest)	91% <i>Toxocara cati</i> 82% <i>Toxascaris leonina</i> 62% <i>Toxoplasma gondii</i>
(Beugnet, 1996)	France, (ENVL) 1996	80 chats ayant une diarrhée	Donnée non disponible	10% <i>Giardia spp.</i>

(Overgaauw, 1997)	Pays-Bas, 1997	236 chats domestiques 56 chats errants	Coproscopies par flottation (sulfate de zinc)	Chats domestique et errants respectivement : 4,7% et 21% <i>Toxocara cati</i> 0% et 5,4% <i>Toxascaris leonina</i>
(Franc et al., 1997)	France, 1997	98 chats présentés aux consultations des ENV dont 58 vivent en ville, 24 à la campagne et 15 en chatterie	Coproscopies par Ovassay ND	14,2% <i>Toxocara cati</i> 3% <i>Dipylidium caninum</i> 0% <i>Toxascaris leonina</i> 0% <i>Ankylostoma tubaeformae</i> 0% <i>Uncinaria stenocephala</i>
(Overgaauw et Boersema, 1998)	Pays-Bas, 1998	225 chats adultes et 112 chatons (moins de 6 mois) issus d'élevage	Coproscopies par flottation au sulfate de zinc	Chats adultes et chatons respectivement : 2% et 0% <i>Toxocara cati</i>
(Beugnet et al., 2000)	France, 2000	34 chats domestiques	Coproscopies (flottation et sédimentation)	2,9% <i>Toxocara cati</i> 2,9% <i>Taenia taeniaeformis</i> 8,8% <i>Giardia</i> spp. 2,9% <i>Isoospora</i> spp. 2,9% <i>Cryptosporidium parvum</i>
(Loge, 2001)	France, 2001	180 chats	Donnée non disponible	14% <i>Toxocara cati</i> 5,5% Cestodes
(Coati et al., 2003)	France – Allemagne, 2003	3000 chats	Coproscopies (méthode McMaster modifiée et flottation au sulfate de zinc)	11,04% <i>Toxocara cati</i> 0,3% - 0,5% <i>Ankylostoma</i> spp., <i>Toxascaris leonina</i> , <i>Dipylidium</i> spp. ou <i>Taenia</i> spp.
(Barutzki et Schaper, 2003)	Allemagne, 2003	3167 chats	Coproscopies (sédimentation et méthode de Baermann) Tests antigéniques pour <i>Giardia</i>	26,2% <i>Toxocara cati</i> 7,0% <i>Capillaria</i> spp. 2,7% <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> 2,6% <i>Taeniidae</i> 0,3% <i>Ankylostoma tubaeforme</i> 0,1% <i>Dipylidium caninum</i> 51,6% <i>Giardia</i> spp. 15,3% <i>Isoospora felis</i> 7,9% <i>Isoospora rivolta</i> 4,5% <i>Toxoplasma / Hammondia</i> 2,2% <i>Sarcocystis</i> spp.
(Robben et al., 2004)	Pays-Bas, 2004	305 chats vivant en chatterie	Coproscopies	28,2% <i>Toxocara cati</i> 11,2% <i>Capillaria</i> spp. 3,0% <i>Ankylostoma tubaeformae</i> 9% <i>Taenia taeniaeformis</i> 2,6% <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> 33,4% <i>Isoospora</i> spp. 1,0% <i>Giardia intestinalis</i> 0,3% <i>Toxoplasma gondii</i>
(Miró et al., 2004)	Espagne, 2004	585 chats dont 317 chats errants, 48 chats de ferme et 220 chats domestiques	Coproscopies (méthode de Telemann) Sérologies pour <i>Toxoplasma gondii</i>	18,3% <i>Toxocara cati</i> 3,7% <i>Taenia</i> like 2,6% <i>Dipylidium caninum</i> 1,3% <i>Toxascaris leonina</i> 1,3% <i>Capillaria</i> spp. 1% <i>Ancylostoma</i> spp. 1% <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> 6,3% <i>Isoospora</i> spp. 32,3% <i>Toxoplasma gondii</i>

(Pilarczyk et al., 2005)	Pologne, 2005	Donnée indisponible	Donnée indisponible	22,1% <i>Toxocara cati</i>
(Talvik et al., 2006)	Estonie, 2006	454 échantillons de sol + 27 chats	Flottation et autopsies	Sol : 4,2% <i>Toxocara</i> spp. Chats autopsiés : 48,2% <i>Toxocara cati</i>
(Gibier, 2007)	France, 2006	202 chats domestiques	Coproscopies (méthode Ovassay ND)	9,4% <i>Toxocara cati</i> 51,0% <i>Giardia</i> spp. 1,5% <i>Isospora</i> spp. 0,5% <i>Aelurostrongylus abstrusus</i>
(Yaman et al., 2006)	Turquie, 2006	8 chats	Autopsies	1/8 <i>Ancylostoma</i> spp. 62,5% <i>Toxocara cati</i> 50% <i>Joyeuxiella pasqualei</i> 25% <i>Hydatigena taeniaformis</i> 12,5% <i>Mesocestoides</i> spp. 12,5% <i>Dipylidium caninum</i>
(Rambozzi et al., 2007)	Italie, 2007	200 chats domestiques	Coproscopie (flottation)	24,5% <i>Cryptosporidium</i> spp. 5% <i>Toxascaris leonina</i> 7% <i>Toxocara cati</i> 7,5% <i>Cystoisospora</i> spp. 1,5% <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> 2% <i>Dipylidium caninum</i>
(Karatepe et al., 2008)	Turquie, 2008	72 chats errants	Coproscopies (flottation au sulfate de zinc) Sérologie pour <i>Toxoplasma gondii</i> (Sabin-Feldman Dye test)	76,4% <i>Toxoplasma gondii</i> 20,8% <i>Toxascaris leonina</i> 15,2% <i>Toxocara cati</i> 12,5% <i>Isospora</i> spp. 4,1% <i>Eimeria</i> spp.
(Krone et al., 2008)	Allemagne, 2008	17 chats domestiques trouvés morts	Autopsies	53% <i>Toxocara mystax</i> 12% <i>Toxascaris leonina</i> 6% <i>Capillaria aerophila</i> 6% <i>Capillaria plica</i> 53% <i>Taenia taeniaeformis</i> 6% <i>Mesocestoides litteratus</i>
(Payopuente et al., 2008)	Portugal, 2008	97 chats domestiques	Coproscopies (Méthode Baermann-Wetzel)	17,4% Larve L1 d' <i>Aelurostrongylus abstrusus</i>
(Tzannes et al., 2008)	Royaume-Uni, 2008	1355 chats domestiques	Coproscopie avec coloration de Ziehl-Neelsen pour <i>Cryptosporidium</i> Test ELISA pour <i>Giardia</i>	1% <i>Cryptosporidium</i> spp. 6% <i>Giardia duodenalis</i> 3% <i>Isospora</i> spp.
(Overgaauw et al., 2009)	Pays-Bas, 2009	59 échantillons de poils de chats domestiques et 22 de fèces	Coproscopie (méthode de Ridley)	Poils : 3,4% <i>Toxocara</i> spp. Fèces : 4,6% <i>Toxocara</i> spp. 13,6% <i>Giardia</i> spp. 4,6% <i>Cryptosporidium</i>
(Millán et Casanova 2009)	Espagne, 2009	58 chats sauvages	Autopsie	76% <i>Joyeuxiella pasqualei</i> 60% <i>Diplopylidium acanthotetra</i> 33% <i>Dipylidium carracidoi</i> 22% <i>Taenia taeniaeformis</i> 91% <i>Ancylostoma tubaeforme</i> 35% <i>Toxocara cati</i> 24% <i>Oslerus rostratus</i>

(Duarte et al., 2010)	Portugal, 2010	194 sérums de chat errants et 74 fèces	Sérologie (Toxo-Screen®) et Coproscopie (flottation au sucre et chlorure de sodium)	24,2% <i>Toxoplasma gondii</i> 10,8% <i>Toxocara cati</i> 5,4% <i>Isospora felis</i> 2,7% <i>Uncinaria stenocephala</i> 1,4% <i>Ancylostoma tubaeforme</i> 1,4% <i>Dipylidium caninum</i> 1,4% <i>Toxascaris leonina</i>
(Mircean et al., 2010)	Roumanie, 2010	414 chats domestiques	Coproscopie (chlorure de sodium)	0,7% <i>Giardia duodenalis</i> 1% <i>Sarcocystis</i> spp. 1,2% <i>Toxoplasma gondii</i> like 5,3% <i>Isospora felis</i> 8,9% <i>Isospora rivolta</i> 2,7% <i>Taenia taeniaeformis</i> 0,2% <i>Dipylidium caninum</i> 20,3% <i>Toxocara cati</i> 10,1% <i>Ancylostoma</i> spp. 3,1% <i>Capillaria aerophila</i> 3,4% <i>Strongyloides</i> spp. 5,6% <i>Aelurostrongylus abstrusus</i>
(Ferreira et al., 2011)	Portugal, 2011	20 chats domestiques et 2 de refuge	Coproscopie (méthode de Faust et PCR pour <i>Giardia</i>)	Chats de refuge : 100% <i>Giardia duodenalis</i> génotype A Chats domestiques : 0%
(Knaus et al., 2011)	Albanie, 2011	58 chats + 18 chats décédés	Méthode de Baermann et autopsies	Fèces : 43,1% <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> Autopsie : 50% <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> 16,7% <i>Eucoleus aerophilus</i> 83,3% <i>Toxocara cati</i> 44,4% <i>Ancylostoma tubaeforme</i> 83,3% <i>Dipylidium caninum</i> 11,1% <i>Joyeuxiella pasqualei</i> 5,6% <i>Acanthocephalan</i> 11,1% <i>Cystoisospora rivolta</i> 5,6% <i>Cystoisospora felis</i>
(Mircean et al., 2011)	Roumanie, 2011	183 chats	Kit commercial <i>Giardia</i> (Microwell ELISA®)	27,9% <i>Giardia duodenalis</i>
(Becker et al., 2012)	Allemagne, 2012	837 chats domestiques et errants	Coproscopies (Sédimentation-flottation + Méthode McMaster modifiée) Kit commercial pour <i>Giardia</i> (IDEXX SNAP®) Méthode de Baermann	27,1% <i>Toxocara cati</i> 7,5% <i>Isospora</i> spp. 5,0% <i>Capillaria</i> spp. 2,0% <i>Taeniidae</i> 1,1% <i>Ankylostoma</i> spp. 1,0% <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> 0,7% <i>Giardia</i> spp. 0,1% <i>Toxoplasma</i> -like oocysts
(Nareaho et al., 2012)	Finlande, 2012	411 chats domestiques	Coproscopie (flottation au sulfate de magnésium) Test ELISA pour <i>Giardia</i> spp.	5,4% <i>Toxocara cati</i> 0,2% <i>Toxascaris leonina</i> 1,7% <i>Taenia</i> spp. 0,7% <i>Isospora felis</i> 3,2% <i>Giardia duodenalis</i>
(Barutzki et Schaper, 2013)	Allemagne, 2013	391 chats domestiques	Coproscopie (flottation au chlorure de zinc et chlorure de sodium) Méthode de Baermann	6,6% <i>Aelurostrongylus abstrusus</i>

(Capári et al., 2013)	Hongrie, 2013	235 chats domestiques	Coprospectie (McMaster modifiée, flottation au sulfate de zinc) Test ELISA pour <i>Giardia</i> et <i>Cryptosporidium</i>	17,4% <i>Toxocara</i> spp. 7,2% <i>Toxascaris</i> spp. 11,1% <i>Ancylostoma</i> spp. 3,8% Œufs de capillaires 14,5% <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> 4,7% Œufs de taenias 3% <i>Cystoisospora felis</i> 1,3% <i>Cystoisospora rivolta</i>
(Riggio et al., 2013)	Italie, 2013	81 chats domestiques	Coprospectie (flottation) Méthode de Baermann Kit commercial de détection antigénique pour <i>Giardia</i> et <i>Cryptosporidium</i>	22,2% <i>Toxocara cati</i> 1,2% <i>Capillaria aerophila</i> 1,2% <i>Ancylostoma tubaeformae</i> 1,2% <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> 1,2% <i>Mesocestoides</i> spp. 1,2% <i>Giardia duodenalis</i> 4,9% <i>Cystoisospora</i> spp. 3,7% <i>Uncinaria stenocephala</i> 1,2% <i>Dipylidium caninum</i>
(Spada et al., 2013)	Italie, 2013	139 chats errants	Coprospectie (flottation au sucre et nitrate de sodium) Méthode de Baermann Kit commercial détection antigénique pour <i>Giardia</i>	33,1% <i>Toxocara cati</i> 7,2% <i>Ancylostoma tubaeformae</i> 2,9% <i>Trichuris vulpis</i> 2,9% <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> 1,4% <i>Eucoleus aerophilus</i> 2,9% <i>Dipylidium caninum</i> 1,4% <i>Spirometra</i> spp. 0,7% <i>Taenia pisiformis</i> 0,7% <i>Hymenolepis nana</i> 4,3% <i>Isospora</i> spp. 2,9% <i>Giardia duodenalis</i>
(Waap et al., 2014)	Portugal, 2014	162 chats errants	Autopsie et coprospectie (flottation chlorure de sodium)	14,2% <i>Cystoisospora felis</i> 46% <i>Cystoisospora rivolta</i> 1,2% <i>Sarcocystis</i> 19,1% <i>Ancylostoma tubaeforme</i> 38,3% <i>Toxocara cati</i> 12,4% <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> 30,9% <i>Ollulanus tricuspis</i> 0,6% <i>Eucoleus aerophilus</i> 3,1% <i>Taenia taeniaformis</i> 53,1 <i>Dipylidium caninum</i> 15,4% <i>Joyeuxiella pasqualei</i> 3,7% <i>Diplopylidium nolleri</i>
(Beugnet et al., 2014)	Autriche, Belgique, France, Hongrie, Italie, Roumie, Espagne, 2014	1519 chats domestiques	Coprospectie (flottation conventionnelle) Méthode de Baermann	19,7% <i>Toxocara cati</i> 1,4% <i>Ancylostoma</i> spp. 0,3% <i>Toxascaris leonina</i> 3,0% <i>Dipylidium caninum</i> 1,3% Œufs de taenias 4,1% <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> 1,1% <i>Capillaria</i> spp. 3,2% <i>Giardia</i> spp. 9,7% <i>Cystoisospora</i> spp.

(Knaus et al., 2014)	Albanie, 2014	252 chats	Coproscopie (Méthode McMaster avec flottation au sulfate de zinc) Méthode de Baerman Recherche de coproantigènes pour détection de <i>Giardia</i>	48,0% <i>Toxocara</i> spp. 38,7% <i>Aelurostrongylus</i> spp. 31,7% <i>Capillaria</i> spp. 32,9% Ankylostomes 29,3% <i>Giardia</i> spp. 27,8% <i>Dipylidium</i> spp. 23,4% <i>Cystoisospora</i> spp. 2,0% <i>Taenia</i> spp. < 0,5% <i>Pseudamphistomum truncatum</i>
(Tamponi et al., 2014)	Italie, 2014	107 chats domestiques	Méthode Baermann PCR	25,2% <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> 6,5% <i>Troglostrongylus brevior</i>
(Zanzani et al., 2014)	Italie, 2014	156 chats domestiques	Coproscopie (flottation au sucrose) Recherche de <i>Giardia duodenalis</i> par PCR et par recherche de coproantigènes	5,26-22,39% <i>Toxocara cati</i> 0-8,96% <i>Toxascaris leonina</i> 0-2,08% <i>Ancylostoma</i> spp. 0-2,08% <i>Trichuris vulpis</i> 0-4,48% <i>Dipylidium caninum</i> 0-1,12% <i>Spirometra</i> 1,12-5,26% <i>Cystoisospora</i> spp. 0-1,12% <i>Toxoplasma gondii</i> 22,47-36,84% <i>Giardia duodenalis</i>
(Olsen et al., 2015)	Danemark, 2015	147 chats errants ou domestiques	Méthode de Baermann modifiée pour les fèces Méthode de digestion pour les poumons	Fèces : 13,6% <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> Poumons : 15,6% <i>Aelurostrongylus abstrusus</i>
(Takeuchi-Storm et al., 2015)	Danemark, 2015	92 chats sauvages + 7 chats domestiques avec accès à l'extérieur	Autopsie et coproscopie (flottation au glucose)	Autopsies (99 chats) : 84,8% <i>Toxocara cati</i> 13,1% <i>Ollulanus tricuspis</i> 7,1% <i>Aonchotheca putorii</i> 3,0% <i>Paersonema</i> spp. 1,0% <i>Strongyloides</i> spp. 36,4% <i>Hydatigera taeniaformis</i> 3,0% <i>Mesocestoides</i> spp. 1,0% <i>Dipylidium caninum</i> Fèces (95 échantillons) : 69,5% <i>Toxocara cati</i> 9,5% Œufs de type Taenia 16,8% Œufs de type capillaire 2,1% <i>Cystoisospora felis</i> 1,1% type Strongles
(Di Cesare et al., 2015b)	Italie, 2015	868 chats domestiques	Coproscopie (flottaison) Méthode de Baermann PCR sur les échantillons positifs pour identification d'espèce	6% <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> 3,8% <i>Troglostrongylus brevior</i> 1,8% <i>Capillaria aerophila</i>
(Di Cesare et al., 2015a)	Italie, 2015	68 échantillons provenant de chats diagnostiqués avec une <i>Aelurostrongylose</i>	PCR	66/68 <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> 1/68 <i>Troglostrongylus brevior</i> (co-infection avec <i>Aelurostrongylus abstrusus</i>)

(Mancianti et al., 2015)	Italie, 2015	146 chats domestiques	Coproscopie (flottation au chlorure de zinc et de sodium et PCR)	2% <i>Tritrichomonas foetus</i> 2% <i>Cryptosporidium</i> spp. 10,3% <i>Toxoplasma gondii</i> 7,5% <i>Giardia duodenalis</i>
(Diakou et al., 2015)	Grèce, 2015	125 chats	Coproscopie (sulfate de zinc) Méthode de Baermann	8% <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> 5,6% <i>Troglostrongylus brevior</i>
(Knapp et al., 2016)	France, 2016	43 chats	PCR	9,3% <i>Echinococcus multilocularis</i>
(Rodríguez-Ponce et al., 2016)	Espagne, 2016	48 chats sauvages	Autopsie Coproscopie (28 chats, flottation chlorure de sodium)	64,6% <i>Dipylidium caninum</i> 31,3% <i>Taenia taeniaformis</i> 20,8% <i>Toxocara cati</i> 18,8% <i>Ancylostoma tubaeforme</i> 10,4% <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> 2,08% <i>Trichuris vulpis</i>
(Grandi et al., 2017)	Suède, 2017	205 chats	Coproscopie (flottation au chlorure de sodium et centrifugation) Méthode de Baermann	20,98% <i>Toxocara cati</i> 3,90% <i>Taenia</i> 1,46% Capillaires 0,49% <i>Cystoisospora felis</i> 0,49% <i>Cystoisospora rivolta</i> 0,49% <i>Toxoplasma gondii</i> 0,49% <i>Aelurostrongylus abstrusus</i>
(Kostopoulou et al., 2017)	Crète, 2017	264 chats	Coproscopie (sédimentation acide/éther, flottation au sucre) Kit immunofluorescence PCR	Chats domestiques et issus de refuges respectivement : 15,6 – 39 % <i>Giardia</i> 5,4 - 11,9% <i>Cryptosporidium</i> 7,8 – 10,2 % <i>Toxocara</i> spp. 8,3 – 5,1 % <i>Ancylostoma</i> spp. 3,9 – 5,1 % Capillaires 9,8 – 5,8 % <i>Cystoisospora</i> spp.
(Zajac et al., 2017)	Pologne, 2017	68 chats de refuge	Coproscopie (concentration puis sédimentation)	27,9% <i>Toxocara cati</i> 1,5% Capillaires 1,5% <i>Ancylostomes</i> 8,8% <i>Taenia</i> 4,4% <i>Dipylidium caninum</i> 11,8% <i>Cystoisospora</i> spp. 1,5% <i>Sprimetra erinaceieuropaei</i> 2,9% <i>Giardia</i>
(Hansen et al., 2017)	Danemark, 2017	327 chats domestiques et de refuge	Méthode de Baermann modifiée (n=327) Coproscopie (méthode de McMaster) (n=261)	8,9% <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> 44,1% <i>Toxocara cati</i> 8,8% Œufs de taenias 3,1% <i>Capillaria aerophila</i> 3,8% <i>Anonchotheca putorii</i>

Tableau 15. Etudes épidémiologiques sur la toxoplasmose féline menées en Europe utilisant l'examen coproscopique (liste non exhaustive)

Référence	Lieu, année	Population	Méthode	Résultats
(Beeck L.V. et al., 1985)	Belgique, 1985	150 chats domestiques	Coproscopies (flottation)	2,7% Ookystes de <i>Toxoplasma gondii</i>
(Vanparijs et al., 1991)	Belgique, 1991	30 chats	25 autopsies et 30 coproscopies (flottation)	0% <i>Toxoplasma</i>

(Beelitz P. et al., 1992)	Allemagne, 1992	70 portées de chattes vivant à la ferme 30 portées de chattes vivant en intérieur	Donnée non disponible	Résultats ferme / intérieur : 17,1%/ 0% <i>Toxoplasma like</i>
(Epe et al., 1993)	Allemagne, 1993	1157 chats	Coproscopies	0,6% <i>Toxoplasma gondii</i>
(Barutzki et Schaper 2003)	Allemagne, 2003	3167 chats	Coproscopies (sédimentation)	4,5% <i>Toxoplasma / Hammondia</i>
(Robben et al., 2004)	Pays-Bas, 2004	305 chats vivant en chatterie	Coproscopies	0,3% <i>Toxoplasma gondii</i>
(Mancianti et al., 2010)	Italie, 2010	50 chats sauvages	Coproscopie (flottation chlorure de zinc et de sodium) PCR Sérologie (test d'agglutination modifié)	0% positifs à la détection microscopique d'ookystes 16% des échantillons de fèces positifs à la PCR 44% de sérums positifs à <i>Toxoplasma gondii</i>
(Mircean et al., 2010)	Roumanie, 2010	414 chats domestiques	Coproscopie (chlorure de sodium)	1,2% <i>Toxoplasma gondii like</i>
(Berger-Schoch et al., 2011)	Suisse, 2011	44 chats errants 171 chats domestiques 37 chats ayant des troubles digestifs	Coproscopie (flottation au sucre) PCR sur les résultats positifs	 1/252 <i>Toxoplasma gondii</i> 1/252 <i>Hammondia hammondi</i>
(Becker et al., 2012)	Allemagne, 2012	837 chats domestiques et errants	Coproscopies (Sédimentation-flottation + Méthode McMaster modifiée)	0,1% <i>Toxoplasma-like</i> oocysts
(Jokelainen et al., 2012)	Finlande, 2012	T. gondii : 445 chats domestiques + 45 chats de refuge Fèces : 131 chats de refuge	Coproscopie (flottation au sulfate de magnésium) PCR sur fèces Agglutination directe pour les sérums Immuno-histo-chimie sur les tissus des chats	 48,4% des sérums positifs à <i>Toxoplasma gondii</i> 1,5% des fèces positifs à <i>Toxoplasma gondii</i>
(Zanzani et al., 2014)	Italie, 2014	156 chats domestiques	Coproscopie (flottation au sucrose)	0-1,12% <i>Toxoplasma gondii</i>
(Mancianti et al., 2015)	Italie, 2015	146 chats domestiques	Coproscopie (flottation au chlorure de zinc et de sodium et PCR)	10,3% <i>Toxoplasma gondii</i>
(Grandi et al., 2017)	Suède, 2017	205 chats	Coproscopie (flottation au chlorure de sodium et centrifugation)	0,49% <i>Toxoplasma gondii</i>

Tableau 16. Etudes épidémiologiques sur la toxoplasmose féline menées en Europe utilisant la sérologie (liste non exhaustive)

Référence	Lieu, année	Population	Méthode	Résultats
(Yamaguchi et al., 1996)	Angleterre, 1995	11 chats sauvages	Sérologie, Kit commercial pour <i>Toxoplasma gondii</i> (ToxHAtest)	62% <i>Toxoplasma gondii</i>
(Miró et al., 2004)	Espagne, 2004	585 chats dont 317 chats errants, 48 chats de ferme et 220 chats domestiques	Sérologies pour <i>Toxoplasma gondii</i>	32,3% <i>Toxoplasma gondii</i>
(Karatepe et al., 2008)	Turquie, 2008	72 chats errants	Sérologie pour <i>Toxoplasma gondii</i> (Sabin-Feldman Dye test)	76,4% <i>Toxoplasma gondii</i>
(De Craeye et al., 2008)	Belgique, 2008	560 chats domestiques en bonne santé âgés de 3 mois à 7 ans	Sérologie (immunofluorescence indirecte et ELISA)	35% <i>Toxoplasma gondii</i>
(Lopes et al., 2008)	Portugal, 2008	207 chats domestiques	Sérologie (Kit commercial Toxo-Screen®)	66% <i>Toxoplasma gondii</i>
(Özkan et al., 2008)	Turquie, 2008	99 chats	Sabin-Feldman dye test (DT) et test de fluorescence indirecte (IFAT)	40,3% positif à <i>Toxoplasma gondii</i> avec DT 34,3% positifs à <i>Toxoplasma gondii</i> avec IFAT
(Mancianti et al., 2010)	Italie, 2010	50 chats sauvages	Sérologie (test d'agglutination modifié) Coproscopie (flottation chlorure de zinc et de sodium) PCR	44% de sérums positifs à <i>Toxoplasma gondii</i> 16% des échantillons de fèces positifs à la PCR 0% positifs à la détection microscopique d'oocystes
(Juvet et al., 2010)	Irlande, 2010	83 chats	Sérologie (ELISA)	33,7% IgM ou IgG <i>Toxoplasma gondii</i> 12% IgM <i>Toxoplasma gondii</i> 14,5% IgG <i>Toxoplasma gondii</i> 7,2% IgM and IgG <i>Toxoplasma gondii</i>
(Michalski et al., 2010)	Pologne, 2010	135 chats domestiques	Sérologie (Kit commercial Toxo-Screen®)	68,1% <i>Toxoplasma gondii</i>
(Duarte et al., 2010)	Portugal, 2010	194 sérums de chat errants et 74 fèces	Sérologie (Toxo-Screen®)	24,2% <i>Toxoplasma gondii</i>
(Györke et al., 2011)	Roumanie, 2011	243 chats domestiques	ELISA , Immunofluorescence, test d'agglutination modifié	47% <i>Toxoplasma gondii</i>
(Jokelainen et al., 2012)	Finlande, 2012	T. gondii : 445 chats domestiques + 45 chats de refuge Fèces : 131 chats de refuge	Agglutination directe pour les sérums Immuno-histo-chimie sur les tissus des chats Coproscopie (flottation au sulfate de magnésium) PCR sur fèces	48,4% des sérums positifs à <i>Toxoplasma gondii</i> 1,5% des fèces positifs à <i>Toxoplasma gondii</i>

(Opsteegh et al., 2012)	Pays-Bas, 2012	450 chats domestiques	Sérologie (ELISA indirect)	18,2% <i>Toxoplasma gondii</i>
(Dubey et al., 2014)	Roumanie, 2014	Chats domestiques	Test d'agglutination modifiée ou ELISA ou immunofluorescence	<i>Toxoplasma gondii</i> : 2002-2004 : 55% (n= 13) 2006-2007: 44% (n= 94) 2007 : 42-62% (n= 50) 2008 : 47,6% - 54,7% (n= 42) 2007-2010 : 47% (n= 236) 2008-2009 : 80,5% (n= 36) 2008-2009 : 59,5% (n= 42) 2008-2010 : 77,4% (n= 62)
(Must et al., 2015)	Estonie, 2015	490 sérums de chats domestiques et de refuge	Test d'agglutination directe (ToxoScreen ND)	60,8% positifs à <i>Toxoplasma gondii</i>

3.1.3 Etudes épidémiologiques réalisées dans le reste du monde (hors Europe)

Tableau 17. Etudes épidémiologiques sur les helminthoses félines menées en Amérique du Nord (liste non exhaustive)

Référence	Lieu, année	Population	Méthode	Résultats
(Visco et al., 1978)	Etats-Unis (Missouri), 1978	1294 chats	Coproscopie	24,4% Ascarides 6.4% Ankylostomes 2.6% Trichures 6,7% Coccidies
(Malloy et Embil, 1978)	Nouvelle Ecosse, 1978	299 chats errants	Coproscopie	25,1% <i>Toxocara cati</i> 0,3% <i>Toxascaris leonina</i>
(Lightner et al., 1978)	Etats-Unis (Iowa), 1978	11995 chats	Coproscopie	2,8% <i>Toxocara cati</i>
(Kirkpatrick, 1988)	Etats-Unis (Pennsylvanie), 1988	452 chats	Coproscopie	16,4% <i>Toxocara cati</i> 2,4% Cestodes 1,1% <i>Ankylostoma</i> spp. 3,5% <i>Giardia</i> spp. 2,9% Coccidies
(Nolan et Smith, 1995)	Etats-Unis (Pennsylvanie), 1995	2000 chats	Coproscopie	16,0% Ascarides 4,0% <i>Taenia</i> spp. 0.9% <i>Ankylostoma</i> spp. 2,4% <i>Giardia</i>
(Pomroy, 1999)	Canada, 1999	52 chats de refuge	Autopsie	3,8% <i>Ollulanus tricuspis</i> 17,3% <i>Toxocara cati</i> 9,6% <i>Ascaris</i> 15,4% <i>Taenia</i> spp 1,9% <i>Dipylidium caninum</i> 1,9% <i>Ancylostoma</i> spp

(Hill et al., 2000)	Etats-Unis (Colorado), 2000	206 chats : 87 avec diarrhée, 106 sans diarrhée et 12 dont la consistance des fécès était inconnue	Coprocopie par centrifugation Détection antigénique de <i>Cryptosporidium parvum</i>	3,9% <i>Toxocara cati</i> 5,4% <i>Cryptosporidium parvum</i> 2,4% <i>Giardia</i> spp.
(Spain et al., 2001)	Etats-Unis (Etat de New-York), 2001	263 chats âgés de moins d'un an	Coprocopie	33,0% <i>Toxocara cati</i> 7,3% <i>Giardia</i> spp. 3,8% <i>Cryptosporidium</i> spp.
(Carleton, 2004)	Etats-Unis (Georgia), 2004	179 chats	Coprocopie	39,6% Helminthes 28,8% Ascaridés 10,2% Ancylostomes 6,2% Cestodes
(Nutter et al., 2004)	Etats-Unis (Comté de Randolph), 2004	100 chats sauvages et 76 chats domestiques	Coprocopie par sédimentation Test ELISA pour <i>Giardia</i> spp. et <i>Cryptosporidium</i> spp.	Chats sauvages et domestiques respectivement : 21% et 18% <i>Toxocara cati</i> 63% et 34% <i>Toxoplasma gondii</i> 7% et 6% <i>Cryptosporidium</i> spp.
(Carlin et al., 2006)	Etats-unis, 2006	4978 chats avec symptômes : vomissement et/ou diarrhée	Détection des <i>Giardia</i> par Snap test	10,8% <i>Giardia</i> spp.
(Desantiskerr et al., 2006)	Etats-Unis, 2006	434 chats domestiques	Coprocopie (flottation au sulfate de zinc) Kit commercial pour <i>Giardia</i> et <i>Cryptosporidium</i>	14,2% <i>Isospora</i> spp. 5,8% <i>Giardia</i>
(Fayer et al., 2006)	Etats-Unis, 2006	18 chats élevés en laboratoire, âgés de 3 à 6 mois	Coprocopie (flottation au sucre) PCR sur fèces	44,4% co-infections <i>Cryptosporidium</i> spp. et <i>Giardia</i> spp. 55,5% <i>Cryptosporidium</i> spp.
(Vasilopulos et al., 2006)	Etats-Unis (Mississippi et Alabama), 2006	250 chats domestiques	Coprocopie (flottation) Kit commercial pour <i>Giardia</i> et <i>Cryptosporidium</i>	13,6% <i>Giardia</i>
(Shukla Rahul et al., 2006)	Canada (Ontario), 2006	41 chats	Coprocopie (flottation nitrate de sodium et formaline éthyl-acétate) Recherche antigénique pour <i>Cryptosporidium</i>	12,2% <i>Toxocara cati</i> 7,3% <i>Cryptosporidium</i> spp. 2,4% <i>Giardia</i> spp.
(Ballweber et al., 2009)	Etats-Unis (Mississippi et Alabama), 2009	250 chats domestiques	Coprocopie Test ELISA pour <i>Giardia</i> spp. et <i>Cryptosporidium</i> spp.	Chats sans symptômes : 8,1% <i>Cryptosporidium</i> spp. Chats avec symptômes : 14,6% <i>Cryptosporidium</i> spp.

(Gates et Nolan, 2009)	Etats-Unis, 2009	1566 chats domestiques	Coproscope (flottation sulfate de zinc +/- formoline éthyl-acétate)	7,5% <i>Toxocara cati</i> 0,1% <i>Toxascaris leonina</i> 0,5% <i>Ancylostoma tubaeformae</i> 0,1% <i>Ollulanus tricuspis</i> 0,8% <i>Dipylidium caninum</i> 0,3% <i>Taenia taeniaformis</i> 3,7% <i>Cytosisospora felis</i> 1,2% <i>Cytosisospora rivolta</i> 2,3% <i>Giardia</i> 0,06% <i>Toxoplasma gondii</i>
(Scorza et al., 2011)	Costa Rica, 2011	9 chats	Coproscope (flottation au sucre) Kit commercial pour <i>Giardia</i> spp. et <i>Cryptosporidium</i> spp. (Merifluor Crypto/Giardia kit ND)	57,1% <i>Giardia</i> spp. 1,4% <i>Cryptosporidium</i> spp. 1,1% <i>Ancylostoma</i> spp. 1,1% <i>Toxocara</i> spp.
(Houk et al., 2011)	Etats-Unis (Virginie et Pennsylvanie), 2011	441 chats domestiques ou de refuge	Immunofluorescence	14% <i>Besnoitia darlingi</i> 5% <i>Besnoitia neotomofelis</i>
(Joffe et al., 2011)	Canada, 2011	153 chats domestiques et de refuge	Coproscope (flottation sulfate de zinc + centrifugation)	6,54% <i>Toxocara cati</i> 0,65% Coccidies
(Lucio-Forster et Bowman, 2011)	Etats-Unis (New York), 2011	1322 chats de refuge	Coproscope (flottation au sulfate de zinc et flottation au sucre puis centrifugation)	21% <i>Cystoisospora</i> spp. 21% <i>Toxocara cati</i> 8,9% <i>Giardia</i> spp. 6,2% <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> 3,7% <i>Aonchotheca</i> spp. 2,3% <i>Eucoleus</i> spp. 1,1% <i>Dipylidium caninum</i> 0,4% <i>Spirometra</i> spp. 0,4% <i>Alaria</i> spp.
(Queen et al., 2012)	Etats-Unis (Californie), 2012	219 chats avec diarrhée 54 chats sains	Coproscope (flottation au sulfate de zinc) Test ELISA pour <i>Giardia</i> et <i>Cryptosporidium</i>	Selles diarrhéiques : 12,5% <i>Giardia</i> spp. 3,2% <i>Cryptosporidium</i> spp. 3,7% <i>Isospora</i> spp. 0,9% <i>Toxocara</i> spp. Selles non diarrhéiques : 1,9% <i>Giardia</i> spp. 0% <i>Cryptosporidium</i>
(Hoopes et al., 2013)	Canada, 2013	635 (flottation) + 17 (identification parasitaire) + 283 (Giardiose) + 266 (<i>Cryptosporidium</i>)	Flottaison au sucre + centrifugation, Kit commercial d'immunofluorescence indirecte (IFA) pour <i>Giardia</i> et <i>Cryptosporidium</i>	Coproscoopies : 4,7% <i>Toxocara cati</i> 1,3% <i>Taenia</i> spp. 0,2% <i>Toxascaris leonina</i> 0,2% <i>Ancylostoma</i> 0,5% <i>Isospora</i> spp. 2,0% <i>Giardia</i> spp. 0,5% <i>Cryptosporidium</i> 0,2% <i>Physaloptera</i> IFA <i>Giardia</i> : 9,9% IFA <i>Cryptosporidium</i> : 2,4%

(Villeneuve et al., 2015)	Canada, 2015	636 chats	Coproscopie (double centrifugation et flottation au sucre) PCR multiplex pour les œufs de Taenias	16,5% <i>Toxocara cati</i> 2,0% <i>Ancylostoma tubaeforme</i> 4,4% œufs de Taenias 2,5% œufs de capillaires 14% <i>Cystoisospora spp</i> 1,4% <i>Giardia</i> 1,3% <i>Cryptosporidium</i> 0,2% <i>Sarcocystis</i>
(Hoopes et al., 2015)	Canada, 2015	31 chats domestiques + 161 chats errants + 27 chats d'environnement rural	Coproscopie (flottation au sucre + centrifugation) Kit commercial d'immunofluorescence indirecte (IFA) pour <i>Giardia</i> et <i>Cryptosporidium</i>	Chats domestiques : 6% Chats errants : 32 % Chats ruraux : 41%

Tableau 18. Etudes épidémiologiques sur la toxoplasmose féline menées en Amérique du Nord utilisant l'examen coproscopique (liste non exhaustive)

Référence	Lieu, année	Population	Méthode	Résultats
(Nutter et al., 2004)	Etats-Unis (Comté de Randolph), 2004	100 chats sauvages et 76 chats domestiques	Coproscopie par sédimentation	Chats sauvages et domestiques respectivement : 63% et 34% <i>Toxoplasma gondii</i>
(Dabritz et al., 2007)	Etats-Unis (Californie), 2007	153 chats domestiques + 107 chats sauvages + 66 échantillons prélevés à l'extérieur	Coproscopie (flottation au sulfate de zinc) PCR sur fèces	0,9% <i>Toxoplasma gondii</i> like
(Gates et Nolan, 2009)	Etats-Unis, 2009	1566 chats domestiques	Coproscopie (flottation sulfate de zinc +/- formaline éthyl-acétate)	0,06% <i>Toxoplasma gondii</i>

Tableau 19. Etudes épidémiologiques sur la toxoplasmose féline menées en Amérique du Nord utilisant la sérologie (liste non exhaustive)

Référence	Lieu, année	Population	Méthode	Résultats
(Nation et Allen, 1976)	Canada, 1976	118 chats	Recherche de <i>Toxoplasma gondii</i> par hémagglutination indirecte sur sérum	3,4% positifs à <i>Toxoplasma gondii</i>
(Dubey et al., 2002)	Etats-Unis (Ohio), 2002	275 chats domestiques	Recherche de <i>Toxoplasma gondii</i> par test d'agglutination modifié sur sérum	48% <i>Toxoplasma gondii</i>

(Ballash et al., 2015)	Etats-Unis, 2015	200 chats (dont 45 vivant en banlieue et 155 en zone urbaine)	Technique d'agglutination modifiée	Chats de banlieue et de zone urbaine respectivement : 53,3% – 51% <i>Toxoplasma gondii</i>
------------------------	------------------	---	------------------------------------	--

Tableau 20. Etudes épidémiologiques sur les helminthoses félines menées en Amérique du Sud (liste non exhaustive)

Référence	Lieu, année	Population	Méthode	Résultats
(Martínez-Barbabosa et al., 2003)	Mexique, 2003	520 chats domestiques dont 399 en maison et 121 en appartement	Coproscopie par la technique de Faust (méthode par sédimentation)	42,5% <i>Toxocara cati</i> Chats en appartement et chats en maison respectivement : 20,7% - 49,1% <i>Toxoplasma gondii</i>
(Barrientos et al., 2003)	Brésil, 2003	131 chats domestiques et chats errants	Coproscopie	43,5% <i>Ancylostoma</i> spp. 19,1% <i>Toxocara</i> spp. 7,6 % <i>Toxascaris leonina</i> 43,5% <i>Isospora</i> spp. 6,1% <i>Giardia</i> spp. 0,8% <i>Sarocystis</i> spp.
(Labarthe et al., 2004)	Brésil, 2004	135 chats dont 99 errants et 36 issus de refuge	Autopsie	65 ,9% <i>Ancylostoma bazilense</i> 52,6% <i>Dipylidium caninum</i> 25,2% <i>Toxocara cati</i> 8,9% <i>Ancylostoma tubaeforme</i> 11,9% <i>Toxascaris leonina</i> 9,6% <i>Physaloptera praeputialis</i>
(Sommerfelt et al., 2006)	Argentine, 2006	465 fèces de chats récupérés dans les espaces publics	Coproscopie (flottation)	35,7% <i>Toxocara cati</i> 9,9% <i>Trichuris</i> spp. 8,8% <i>Toxascaris leonina</i> 8,2% <i>Ancylostoma</i> spp. 1,5% <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> 11,8% <i>Isospora</i> spp.
(Santín et al., 2006)	Colombie, 2006	46 chats	Coproscopie PCR sur raclages de la muqueuse duodénuale et iléale	13% <i>Cryptosporidium</i> spp. 6,5% <i>Giardia duodenalis</i> assemblage F
(Lorenzini et al., 2007)	Brésil, 2007	288 chats	Coproscopie (Flottation au chlorure de sodium + Flottation au sulfate de zinc + Flottation au sucre)	5,9% <i>Toxocara</i> spp. 5,6% <i>Isospora</i> spp. 3,8% <i>Ancylostoma</i> spp. 3,5% <i>Giardia</i> spp. 1,7% <i>Strongyloides</i> spp. 1,4% <i>Dipylidium caninum</i> 0,7% <i>Taenia</i> spp. 0,4% <i>Toxocara leonina</i>
(Coelho et al., 2011)	Brésil, 2011	52 chats + 42 échantillons de sols	Coproscopie (Flottation au chlorure de sodium) Autopsies	SOL : 64,2% <i>Ancylostoma</i> spp. CHATS : 94,2% <i>Ancylostoma</i> spp. 67,3% <i>Ancylostoma caninum</i> 21,1% <i>Ancylostoma braziliense</i> 9,6% <i>Ancylostoma tubaeforme</i>

(Echeverry et al., 2012)	Colombie, 2012	121 chats domestiques	Coproscopie (méthodes de Ritchie modifiée et de Kato-Katz)	Méthode de Ritchie : 37,19% <i>Toxocara cati</i> 7,43% <i>Ancylostoma</i> spp. 33,05% <i>Toxoplasma gondii</i> 14,8% <i>Giardia</i> spp. 0,82% <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> Méthode de Kato-Katz : 42,97% <i>Toxocara cati</i> 5,78% <i>Ancylostoma</i> spp.
(Ramos et al., 2013)	Brésil, 2013	146 chats	Autopsie	50,68% <i>Ancylostoma braziliense</i> 10,27% <i>Ancylostoma tubaeforme</i> 4,11% <i>Toxocara cati</i> 3,42% <i>Capillaria feliscati</i> 2,05% <i>Physaloptera praeputialis</i> 1,37% <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> 26,03% <i>Platynosomum fastosum</i> 4,11% <i>Spirometra manosonoides</i> 3,42% <i>Dipylidium caninum</i> 0,68% <i>Taenia taeniaformis</i> 3,42% <i>Centrorhynchus erraticus</i>
(Cantó et al., 2013)	Mexique, 2013	85 chats domestiques et 273 chats errants	Autopsie et coproscopie	2,2% <i>Toxocara cati</i> 0,4% <i>Toxascaris leonina</i> 2,9% <i>Taenia taeniaformis</i> 29% <i>Dipylidium caninum</i> 1,1% <i>Ancylostoma tubaeforma</i> 7,54% Infestations mixtes

Tableau 21. Etudes épidémiologiques sur la toxoplasmose féline menées en Amérique du Sud utilisant l'examen coproscopique (liste non exhaustive)

Référence	Lieu, année	Population	Méthode	Résultats
(Martínez-Barbabosa et al., 2003)	Mexique, 2003	520 chats domestiques dont 399 en maison et 121 en appartement	Coproscopie par la technique de Faust (méthode par sédimentation)	Chats en appartement et chats en maison respectivement : 20,7% - 49,1% <i>Toxoplasma gondii</i>
(Pena et al., 2006)	Brésil, 2006	237 chats errants	Autopsie et coproscopie (flottation au sucre et test d'agglutination modifié)	1,7% présentent des ookyste <i>Toxoplasma gondii</i> -like 35,4% présentent des anticorps anti- <i>Toxoplasma gondii</i>
(Echeverry et al., 2012)	Colombie, 2012	121 chats domestiques	Coproscopie (méthodes de Ritchie modifiée et de Kato-Katz)	Méthode de Ritchie : 33,05% <i>Toxoplasma gondii</i>

Tableau 22. Etudes épidémiologiques sur la toxoplasmose féline menées en Amérique du Sud utilisant la sérologie (liste non exhaustive)

Référence	Lieu, année	Population	Méthode	Résultats
-----------	-------------	------------	---------	-----------

(Pena et al., 2006)	Brésil, 2006	237 chats errants	Autopsie et coproscopie (flottation au sucre et test d'agglutination modifié)	35,4% présentent des anticorps anti- <i>Toxoplasma gondii</i> 1,7% présentent des ookyste <i>Toxoplasma gondii</i> -like
(Alvarado-Esquivel et al., 2007)	Mexico, 2007	105 chats domestiques	Test d'agglutination modifié (MAT)	21% <i>Toxoplasma gondii</i>
(Lopez et al., 2011)	Argentine, 2011	513 chats domestiques	Sérologie (IFAT : indirect immunofluorescence antibody test)	22,6% <i>Toxoplasma gondii</i>
(Braga et al., 2012)	Brésil, 2012	200 chats domestiques	Test d'immuno-fluorescence indirect	50,5% <i>Toxoplasma gondii</i>
(Cerro et al., 2014)	Brésil, 2014	154 sérums 50 fèces	Hémagglutination indirecte	11% Anticorps anti- <i>Toxoplasma gondii</i>
(Bolais et al., 2017)	Brésil, 2017	372 chats	Test d'agglutination modifié (MAT)	Chats de refuge : 12,08% <i>Toxoplasma gondii</i> Chats domestiques : 3,74% <i>Toxoplasma gondii</i>

Tableau 23. Etudes épidémiologiques sur les helminthoses félines menées en Asie et en Russie (liste non exhaustive)

Référence	Lieu, année	Population	Méthode	Résultats
(Scholz et al., 2003)	Laos, 1989	55 chats domestiques et 1 chat sauvage	Autopsie	24% <i>Dipylidium caninum</i> 13% <i>Spirometra</i> spp. 18% <i>Taenia taeniaeformis</i> 69% <i>Ancylostoma ceylanicum</i> 2% <i>Ancylostoma tubaeforme</i> 5% <i>Toxocara canis</i> 11% <i>Toxocara cati</i> Et d'autres parasites non présents en France
(Bahadori et al., 2004)	Iran, 2004	100 chats errants	Autopsie	23% <i>Toxocara cati</i> 2% <i>Toxascaris leonina</i> 7% <i>Physaloptera praeputialis</i> 5% <i>Diplopylidium nolleri</i>
(Kallo, 2004)	Irak, 2004	50 chats domestiques	Coproscopie	34% <i>Dipylidium caninum</i> 14% <i>Toxocara cati</i> 12% <i>Taenia</i> spp. 30% <i>Toxoplasma oocysts</i> .
(Itoh et al., 2005)	Japon, 2005	460 chats domestiques	Coproscopie (sédimentation formaline éthyl-acétate)	13,0% <i>Toxocara cati</i>
(Itoh et al., 2006)	Japon, 2006	600 chats domestiques	Kit commercial ELISA pour les <i>Giardia</i>	40% <i>Giardia</i> spp.
(Zibaei et al., 2007)	Iran, 2007	114 chats errants	Autopsie	49,5% <i>Dipylidium caninum</i> 44,6% <i>Physaloptera</i> spp. 42,6% <i>Toxocara cati</i> 34,3% <i>Joyeuxiella pasqualei</i> 12,9% <i>Toxascaris leonina</i> 12,3% <i>Taenia taeniaeformis</i> 3,8% <i>Spirometra</i> spp.

(Abu-Madi et al., 2007)	Qatar, 2007	824 chats	Coproscopie (après macro-filtration, centrifugation, formaline et éthylacétate)	14,3% à 23,4% <i>Strongyloides stercoralis</i> 3,7% à 13% <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> 2,8% à 8,3% <i>Toxocara cati</i> 1,7% à 11,5% <i>Ancylostoma tubaeforme</i>
(Abu-Madi et al., 2008)	Qatar, 2008	488 chats errants	Autopsie	75,8% <i>Taenia taeniaformis</i> 42,8% <i>Dipylidium caninum</i> 17,0% <i>Ancylostoma tubaeforme</i> 0,8% <i>Toxocara cati</i>
(Yamamoto et al., 2009)	Japon, 2009	1079 chats de refuge	Coproscopie	21,8% <i>Toxocara cati</i> 13,2% <i>Ancylostoma tubaeforme</i> 8,3% <i>Spirometra erinaceieuropaei</i> 4,5% <i>Isospora felis</i> 2,8% <i>Cryptosporidium</i> spp. 2,2% <i>Isospora rivolta</i> 1,4% <i>Dipylidium caninum</i> 0,3% <i>Eimeria</i> spp. 0,2% œufs de taenia 0,2% <i>Trichuris</i> spp. 0,1% <i>Capillaria</i> spp. 0,1% <i>Diphyllobothrium nihonkaiense</i>
(Schuster et al., 2009)	Emirats Arabes Unis, 2009	240 chats errants	Autopsie	12,9% <i>Isospora felis</i> 9,2% <i>Isospora rivolta</i> 0,8% <i>Toxoplasma/Hammondia</i> 2,5% <i>Heterophyes heterophyes</i> 0,4% <i>Heterophyopsis continua</i> 65,8% <i>Joyeuxiella</i> spp. 37,1% <i>Diplopylidium noelleri</i> 16,7% <i>Hydatigera taeniaeformis</i> 0,4% <i>Taenia hydatigena</i> 8,8% <i>Ancylostoma ceylanicum</i> 0,8% <i>Ollulanus tricuspis</i> 2,9% <i>Toxocara mystax</i> 0,8% <i>Toxascaris leonina</i> 4,6% <i>Centrorhynchus aluconis</i>
(Arbabi et Hooshyar, 2009)	Iran, 2009	113 chats errants	Autopsie (raclage de la muqueuse intestinale, coproscopie, sédimentation au formol-éther)	85,0% <i>Joyeuxiella echinorhyncoides</i> 68,1% <i>Dipylidium caninum</i> 64,6% <i>Diplopylidium nolleri</i> 52,2% <i>Rictularia</i> 39,8% <i>Physaloptera preputialis</i> 16,8% <i>Blastocystis</i> spp. 15,0% <i>Taenia taeniaformis</i> 13,3% <i>Toxocara cati</i> 8,0% <i>Sarcocystis</i> spp. 7,1% <i>Mesocestoides lineatus</i> 5,3% <i>Isospora rivolta</i> 5,3% <i>Isospora felis</i> 1,8% <i>Uncinaria stenocephala</i> 1,8% <i>Trichomonas</i> spp. 0,9% <i>Giardia felis</i>

(Abu-Madi et al., 2010)	Qatar, 2010	658 chats errants	Autopsie	73,6% <i>Taenia taeniaformis</i> 47,1% <i>Diplopylidium acanthotetra</i> 14,7% <i>Ancylostoma tubaeforme</i> 0,8% <i>Toxocara cati</i> 0,2% <i>Toxascaris leonina</i>
(Mosallanejad et al., 2010)	Iran, 2010	150 chats domestiques	Recherche de copro-antigènes par test commercial	3,33% <i>Giardia duodenalis</i>
(Krecek et al., 2010)	St Kitts, 2010	100 chats errants	CoproscoPie (flottation, centrifugation et sédimentation)	88% <i>Ancylostoma</i> spp. 71% <i>Trichuris</i> spp. 16% <i>Eucoleus aerophilus</i> 4% <i>Toxocara</i> spp. 30% Œufs de taenias 12% Coccidies
(Yoshiuchi et al., 2010)	Japon, 2010	55 chats domestiques	CoproscoPie (flottation au sucre et centrifugation puis immuno-fluorescence)	12,7% <i>Cryptosporidium</i> spp. 1,8% <i>Giardia</i> spp.
(Borthakur et Mukharjee, 2011)	Inde, 2011	27 chats errants trouvés morts	Autopsie	70,4% <i>Taenia taeniaeformis</i> 59,3% <i>Toxocara cati</i> 44,4% <i>Physaloptera praeputalis</i> 40,7% <i>Dipylidium caninum</i> 18,5% <i>Spirocerca felineus</i> 11,1% <i>Gnathostoma spinigerum</i> 7,4% <i>Ancylostoma tubaeforme</i> 3,7% <i>Opisthorchis</i> spp.
(Borji et al., 2011)	Iran, 2011	52 chats errants	CoproscoPie (flottation formale-éther)	28,8% <i>Toxocara cati</i> 7,6% <i>Toxascaris leonina</i> 23,07% <i>Dipylidium caninum</i> 13,4% <i>Mesocestoides lineatus</i> 9,6% <i>Taenia taeniaformis</i> 7,6% <i>Joyeuxiella echinorhyncoides</i> 1,9% <i>Taenia hydatigena</i> 23,7% <i>Isospora felis</i>
(Itoh et al., 2012)	Japon, 2012	942 chats domestiques	CoproscoPies (sédimentation formale éthyl-acétate) Kit commercial ELISA pour la détection des <i>Giardia</i>	1,5% <i>Giardia</i> spp. 0,5% <i>Cystoisospora felis</i> 1,0% <i>Cystoisospora rivolta</i> 6,2% <i>Toxocara cati</i> 0,2% <i>Toxascaris leonina</i> 0,5% <i>Ancylostoma tubaeforme</i> 0,3% <i>Taenia</i> spp. 1,7% <i>Spirometra erinacei</i>
(Abdi et al., 2012)	Iran, 2012	1543 carnivores 4569 humains 799 échantillons de sol	CoproscoPie	Humains : 15,8% Sol : 21,6% Chiens et chats : 26,8%
(Itoh et al., 2013)	Japon, 2013	555 chatons	CoproscoPie (sédimentation formale-éthyl acétate) Kit commercial de détection des copro-antigènes pour <i>Giardia</i>	10,1% <i>Giardia</i> spp. 16,% <i>Cystoisospora felis</i> 3,2% <i>Cystoisospora rivolta</i> 0,2% <i>Toxocara cati</i>

(Borkataki et al., 2013)	Inde, 2013	100 chats errants + 5 chats décédés	Coprocopie (flottation classique + Ziehl Nielsen modifiée) Autopsie pour 5 chats décédés	100% d'échantillons positifs 80% <i>Ancylostoma</i> 32% <i>Toxocara</i> spp. 28% <i>Strongyloides</i> spp. 40% Taenidés 20% <i>Dipylidium caninum</i> 8% <i>Spirometra</i> 88% <i>Isospora</i> spp. 88% <i>Toxoplasma</i> -like 4% <i>Cryptosporidium</i>
(Mohd Zain et al., 2013)	Malaisie, 2013	543 chats errants	Autopsie	30,8% <i>Ancylostoma braziliense</i> 31,5% <i>Ancylostoma ceylanicum</i> 27,3% <i>Toxocara malaystensis</i> 10,3% <i>Toxocara cati</i> 1,1% <i>Strongyloides</i> spp. 7,2% <i>Taenia taeniaformis</i> 6,6% <i>Dipylidium caninum</i>
(Memon et al., 2013)	Pakistan, 2013	100 chats	Coprocopie (flottation et sédimentation)	9,0% <i>Dipylidium caninum</i> 5,0% <i>Toxocara cati</i> 5,0% <i>Aelurostrongylus obstrusus</i> 3,0% <i>Taenia taeniaformis</i> 2,0% <i>Paragonimus kelliotti</i>
(Mikaeili et al., 2013)	Iran, 2013	30 chats errants	Autopsie et identification par PCR	26,7% <i>Toxocara cati</i>
(Khademvatan et al., 2013)	Iran, 2013	140 fèces de chats	Coprocopie (flottation au sucre)	45% <i>Toxocara</i> spp.
(Rojekittikhun et al., 2014)	Thaïlande, 2014	300 chats issus de refuges	Coprocopie (concentration au formaline-éther)	9,7% <i>Toxocara cati</i> 4,0% <i>Schistosoma mansoni</i> 2,7% <i>Platynosomum fastosum</i> 0,7% <i>Strongyloides</i> spp. 0,3% <i>Echinostoma</i> spp. 5,7% <i>Isospora</i> spp. 0,3% <i>Giardia duodenalis</i>
(Moskvina et Zheleznova, 2015)	Russie, 2015	80 chats domestiques	Coprocopie (flottation au chlorure de sodium)	3,9% <i>Dipylidium caninum</i> 7,8% <i>Toxascaris leonina</i> 3,9% <i>Uncinaria stenocephala</i> 13,7% <i>Cystoisospora</i> spp. 1,9% <i>Hymenolepis diminuta</i> 7,8% <i>Trematoda</i> spp.
(Yang et Liang, 2015)	Chine, 2015	360 chats domestiques	Coprocopie (flottation au sucre)	17,78% <i>Toxocara cati</i> 16,94% <i>Isospora felis</i> 11,39% <i>Isospora rivolta</i> 9,17% <i>Paragonimus</i> 6,39% <i>Ankylostoma</i> spp. 2,78% <i>Trichuris</i> spp. 1,11% Larves pulmonaires 0,56% <i>Sarcocystis</i> 0,38% <i>Trematode</i>
(Yang et Liang, 2015)	Chine, 2015	39 chats sauvages	Autopsie	38,5% <i>Dipylidium caninum</i> 15,4% <i>Taenia taeniaformis</i> 33,3% <i>Spirometra erinaceieuropaei</i> 28,2% <i>Ancylostoma ceylanicum</i> 5,1% <i>Toxocara cati</i> 7,7% <i>Toxascaris leonina</i>

(Ketzis et al., 2015)	St Kitts, 2015	41 chats	Coproscopie (flottation au sucre avec double centrifugation)	22% <i>Trichuris</i> spp. 10% <i>Ancylostoma</i> spp. 7% Coccidies 2% <i>Toxocara cati</i>
(Mirzaghava mi et al., 2016)	Tehran, 2016	50 chats errants	Recherche de <i>Cryptosporidium</i> par technique de Ziehl-Neelsen	9% <i>Cryptosporidium</i> spp.

Tableau 24. Etudes épidémiologiques sur la toxoplasmose féline menées en Asie et en Russie par l'examen coproscopique (liste non exhaustive)

Référence	Lieu, année	Population	Méthode	Résultats
(Kallo, 2004)	Irak, 2004	50 chats domestiques	Coproscopie	30% <i>Toxoplasma</i> oocysts.
(Schuster et al., 2009)	Emirats Arabes Unis, 2009	240 chats errants	Autopsie	0,8% <i>Toxoplasma/Hammondia</i>
(Borkataki et al., 2013)	Inde, 2013	100 chats errants + 5 chats décédés	Coproscopie (flottation classique + Ziehl Nielsen modifiée)	88% <i>Toxoplasma</i> -like
(Tasawar et al., 2013)	Pakistan, 2013	164 chats domestiques	Coproscopie (flottation au sucre)	63,41% <i>Toxoplasma gondii</i>

Tableau 25. Etudes épidémiologiques sur la toxoplasmose féline menées en Asie et en Russie par sérologie (liste non exhaustive)

Référence	Lieu, année	Population	Méthode	Résultats
(Dubey et al., 2007)	Chine, 2007	34 chats domestiques	Sérologie Coproscopie (flottation au sucre) Autopsies + Bioessais pour 27 chats	79,4% <i>Toxoplasma gondii</i>
(Jittapalapong et al., 2007)	Thaïlande, 2007	592 chats errants	Kit ELISA (Latex agglutination test)	11% <i>Toxoplasma gondii</i>
(Kim et al., 2008)	Corée du Sud, 2008	174 chats errants	Recherche de <i>Toxoplasma gondii</i> avec des Test ELISA sur sérum, des tests d'agglutination au latex (LAT) et des PCR	16,1% positifs pour les anticorps anti- <i>Toxoplasma gondii</i> avec ELISA 8,1% positifs avec LAT 13,2% positifs avec PCR
(Sharif et al., 2009)	Iran, 2009	100 chats errants	Autopsie Coproscopie (flottation au sucre) Sérologie	40,0% <i>Toxoplasma gondii</i>
(Lee et al., 2010)	Corée du Sud, 2010	80 chats domestiques et 72 chats errants	Sérologie (ELISA) et PCR sur sang	Chats domestique et errants respectivement : 0% - 38,9% <i>Toxoplasma gondii</i>

(Chen et al., 2011)	Chine, 2011	89 chats	Recherche de <i>Toxoplasma gondii</i> dans différents tissus (cerveau, langue, cœur) par PCR	15,7% <i>Toxoplasma gondii</i>
(Wu et al., 2011)	Chine, 2011	179 chats domestiques et 42 chats errants	Sérologie (modified agglutination test (MAT))	21,3% <i>Toxoplasma gondii</i>
(Raeghi et al., 2011)	Iran, 2011	130 chats domestiques et errants	Sérologie (modified agglutination test (MAT))	35,3% <i>Toxoplasma gondii</i>
(Hong et al., 2013)	Corée du Sud, 2013	474 chats domestiques	ELISA et PCR sur sang	2,2% <i>Toxoplasma gondii</i>
(Tian et al., 2014)	Chine, 2014	175 chats domestiques	PCR-RFLP	25,14% <i>Toxoplasma gondii</i>
(Boughattas et al., 2016)	Qatar, 2017	495 chats errants	Sérologie (modified agglutination test (MAT))	82% <i>Toxoplasma gondii</i>

Tableau 26. Etudes épidémiologiques sur les helminthoses félines menées en Afrique (liste non exhaustive)

Référence	Lieu, année	Population	Méthode	Résultats
(Okaeme, 1985)	Nigeria, 1985	22 chats domestiques	Coproscopie	31,8 % <i>Toxocara cati</i>
(Hasslinger et al., 1988)	Egypte, 1988	85 chats errants	Autopsie puis coproscopie (flottation)	27,1% <i>Ollulanis tricupsis</i> 21,2% <i>Dipylidium caninum</i> 20,0% <i>Taenia taeniaeformis</i> 15,3% <i>Toxocara cati</i> et d'autres parasites rares ou inexistants en France
(Khalafalla, 2011)	Egypte, 2011	113 chats errants	Coproscopie (flottation au sulfate de zinc et chlorure de sodium)	9% <i>Toxoplasma gondii</i> 2% <i>Isoospora</i> spp. 2% <i>Giardia</i> spp. 1% <i>Sarcocyst</i> spp. 22% <i>Taenia taeniaeformis</i> 5% <i>Dipylidium caninum</i> 9% <i>Toxocara cati</i> 5% <i>Toxascaris leonina</i> 4% <i>Ancylostoma tubaeformis</i> 3% Capillaires

(Sowemimo, 2012)	Nigeria, 2012	200 chats domestiques	Coproscopie	57,0% <i>Ankylostoma</i> spp. 48,5% <i>Toxocara cati</i> 30,5% <i>Isohora</i> spp. 27,0% <i>Physaloptera</i> spp. 23,5% <i>Toxascaris leonina</i> 21,5% <i>Ollulanus tricuspis</i> 12,0% <i>Pseudophyllidia</i> spp. 8,5% <i>Trichuris</i> spp. 7,5% <i>Taenia</i> spp. 5,0% <i>Dipylidium caninum</i> 1,5% <i>Spirocerca lupi</i> 2,0% <i>Schistosoma</i> spp. 2,0% <i>Capillaria</i> spp.
(Alexander et al., 2016)	Madagascar, 2016	22 chats domestiques	Coproscopie (flottation standard)	63,6% Polyparasitisme 13/22 Strongles 7/22 <i>Ascaris</i> 7/22 Cestodes 3/22 Protozoaires 2/22 Trichures 2/22 Coccidies
(El-Seify et al., 2017)	Egypte, 2017	170 chats	Coproscopie (flottation standard au chlorure de sodium avec centrifugation)	18,82% <i>Dipylidium caninum</i> 3,52% <i>Hymenolepis</i> spp. 1,17% <i>Taenia taeniaformis</i> 8,23% <i>Toxocara cati</i> 8,23% <i>Toxascaris leonina</i> 1,76% Ancylostomes 0,58% <i>Trichuris</i> spp. 0,58% <i>Physaloptera</i> spp. 0,58% <i>Strongyloides cati</i> 11,76% <i>Heterophyds</i> 1,17% <i>Mesostephanus</i> spp. 1,76% <i>Alaria</i> spp.

Tableau 27. Etudes épidémiologiques sur la toxoplasmose féline menées en Afrique par l'examen coproscopique (liste non exhaustive)

Référence	Lieu, année	Population	Méthode	Résultats
(Khalafalla, 2011)	Egypte, 2011	113 chats errants	Coproscopie (flottation au sulfate de zinc et chlorure de sodium)	9% <i>Toxoplasma gondii</i>

Tableau 28. Etudes épidémiologiques sur les helminthoses félines menées en Australie et Océanie (liste non exhaustive)

Référence	Lieu, année	Population	Méthode	Résultats
(Talbot, 1970)	Papouasie - Nouvelle Guinée, 1970	117 chats	Autopsie	15% <i>Dipylidium caninum</i> 45% <i>Joyeuxiella pasquelei</i> 17% <i>Spirometra erinacei</i> 12% <i>Taenia taeniaformis</i> 42% <i>Ancylostoma tubaeforme</i>

(Coman, 1972)	Victoria, 1972	127 chats	Autopsie	78% <i>Taenia taeniaformis</i> 20,5% <i>Spirometra erinacei</i> 2,4% <i>Dipylidium caninum</i> 78% <i>Toxocara cati</i> 45,7% <i>Cyathospirura dasyuridis</i> 3,9% <i>Oncicola</i> spp.
(Ng and Kelly, 1975)	Sydney, 1975	404 chats	Autopsie	57,2% <i>Toxocara cati</i> 0,74% <i>Toxascaris leonina</i>
(Ryan, 1976)	Australie, 1976	146 chats sauvages	Autopsie	21,9% <i>Taenia taeniaformis</i> 61% <i>Spirometra erinacei</i> 11,6% <i>Dipylidium caninum</i> 21,9% <i>Toxocara cati</i> 1,4% <i>Uncinaria stenocephala</i> 23,3% <i>Ancylostoma</i> spp.
(Gregory et Munday, 1976)	Ile King et Tasmanie, 1976	86 chats sauvages (59 intestins, 35 estomacs, 10 trachées et œsophages, 55 échantillons de fèces)	Autopsie	66,3% <i>Spirometra erinacei</i> 2,3% <i>Taenia taeniaformis</i> 1,2% <i>Dipylidium caninum</i> 86,0% <i>Toxocara cati</i> 57,0% <i>Cylicospirura felineus</i> ou <i>Cyathospirura dasyuridis</i> 11,4% <i>Uncinaria stenocephala</i> 2,3% <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> 39,2% <i>Capillaria aerophila</i> 12,7% <i>Isospora felis</i> 5,4% <i>Isospora rivolta</i> 1,8% <i>Sarcocystis</i>
(Swan et Thompson, 1986)	Banlieue de Perth, 1986	226 chats : 109 issus de refuges, 45 d'élevages, 72 chats domestiques	Coproscopie par flottation	14% <i>Giardia</i> spp. (respectivement 11%, 31%, 8% dans les groupes)
(Milstein et Goldsmid, 1997)	Tasmanie, 1997	39 chats sauvages	Autopsie et coproscopie (centrifugation au formaline-acétate puis flottation au sulfate de zinc) Recherche de copro-antigènes de <i>Giardia</i> Test d'agglutination pour <i>Toxoplasma gondii</i>	84% <i>Toxocara cati</i> 8% <i>Isospora</i> spp. 5% <i>Eimeria</i> spp. 8% <i>Spirometra erinacei</i> 3% <i>Taenia taeniaformis</i> 5% <i>Capillaria aerophila</i> 10% <i>Cylicospirura heydonii</i> 21% <i>Giardia duodenalis</i> 50% <i>Toxoplasma gondii</i>
(McGlade et al., 2003)	Banlieue de Perth, 2003	418 chats	Corposcopie par flottation Test ELISA et PCR sur 40 chats	5%, 60%, 80% <i>Giardia</i> spp. selon le test : par microscopie, test ELISA et PCR respectivement. 0%, 10% <i>Cryptosporidium</i> spp. selon le test : microscopie et PCR respectivement

(O'Callaghan et al., 2005)	Ile Kangourou, 2005	46 chats errants	Autopsie	76% <i>Toxocara cati</i> 57% <i>Cylicospirura felineus</i> 39% <i>Spirometra erinacei</i> 15% <i>Ancylostoma tubaeforme</i> 15% <i>Cyathospirura dasyuridis</i> 11% <i>Aerulostrongylus abstrusus</i> 4% <i>Dipylidium caninum</i> 2% <i>Brachylaima cribbi</i> 2% <i>Ollulanus tricupsis</i> 15% <i>Isospora felis</i> 7% <i>Cryptosporidium</i> spp. 7% <i>Sarcocystis</i> spp. 4% <i>Isospora rivolta</i> 2% <i>Giardia</i> spp.
(Palmer et al., 2008)	Australie, 2008	1063 chats domestiques et de refuge	Coproscopie (centrifugation et flottation au sucre et chlorure de sodium)	5,6% <i>Isospora felis</i> 3,2% <i>Toxocara cati</i> 2,7% <i>Isospora rivolta</i> 2,7% <i>Spirometra erinacei</i> 2,2% <i>Cryptosporidium</i> spp. 2,0% <i>Giardia</i> spp. 1,4% <i>Ancylostoma</i> spp. 0,8% <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> 0,3% <i>Toxascaris leonina</i> 0,2% <i>Dipylidium caninum</i> 0,1% <i>Capillaria aerophila</i> 0,1% <i>Toxoplasma gondii</i> -like
(Adams et al., 2008)	Ile de Noël, 2008	28 fèces de chats sauvages 25 serums de chats sauvages	Autopsie	96% <i>Toxoplasma gondii</i> 15/28 <i>Toxocara cati</i> 13/28 <i>Strongyloides</i> spp. 7/28 <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> 6/28 Capillaires 4/28 <i>Ancylostoma</i> spp. 3/28 <i>Spiruroïdes</i> 2/28 <i>Cystoisospora felis</i> 2/28 <i>Cystoisospora rivolta</i> 1/28 <i>Besnoitia wallacei</i> 1/28 <i>Cryptosporidium</i> 1/28 <i>Sarcocystis</i>

Tableau 29. Etudes épidémiologiques sur la toxoplasmose féline menées en Australie et Océanie par l'examen coproscopique (liste non exhaustive)

Référence	Lieu, année	Population	Méthode	Résultats
(Palmer et al., 2008)	Australie, 2008	1063 chats domestiques et de refuge	Coproscopie (centrifugation et flottation au sucre et chlorure de sodium)	0,1% <i>Toxoplasma gondii</i> -like

Tableau 30. Etudes épidémiologiques sur la toxoplasmose féline menées en Australie et Océanie par sérologie (liste non exhaustive)

Référence	Lieu, année	Population	Méthode	Résultats
(Milstein et Goldsmid, 1997)	Tasmanie, 1997	39 chats sauvages	Test d'agglutination pour <i>Toxoplasma gondii</i>	50% <i>Toxoplasma gondii</i>
(Adams et <i>al.</i> , 2008)	Ile de Noël, 2008	28 fèces de chats sauvages 25 serums de chats sauvages	Autopsie	96% <i>Toxoplasma gondii</i>

Deuxième partie : Etude expérimentale

1. Objectifs de l'étude

Le but de cette étude est d'approfondir les connaissances en termes de portage parasitaire des chats en France. Elle cherche à mettre en évidence des corrélations entre le portage parasitaire et l'âge, l'accès ou non à l'extérieur, le statut reproducteur ou encore la fréquence de vermifugation. D'autre part, elle permet de mieux connaître les habitudes actuelles en termes de vermifugation.

L'étude des prélèvements obtenus sur les chats autopsiés permet l'observation de vers adultes et des lésions associées par segment, ainsi que la confrontation du résultat coproscopique à la réalité.

2. Matériels et méthodes

2.1 Obtention des prélèvements

2.1.1 Matières fécales

L'échantillonnage a eu lieu de novembre 2015 à février 2017 sur les chats présentés en consultation et/ou en autopsie à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse.

Les propriétaires des chats ont été contactés par téléphone la veille de leur venue en consultation de façon à ce qu'ils amènent des selles fraîches récoltées dans la litière de leur chat. Dans les foyers comportant plusieurs chats, les propriétaires pouvaient prélever des excréments non identifiés si les animaux du foyer appartenaient tous à la même catégorie épidémiologique (tranche d'âge, sexe, statut reproducteur, mode de vie et traitements antiparasitaires identiques). Un questionnaire permettant de recueillir des données épidémiologiques (Annexe 1) a été rempli par les étudiants recevant les propriétaires en consultation dans les différents services partenaires. Les selles de 454 chats ont ainsi été analysées.

Lorsque les propriétaires donnent leur accord, les corps des chats décédés à l'ENVT sont conservés à 4°C, puis autopsiés dans les 48 heures suivant leur mort. Sur les chats autopsiés, les contenus des différents segments digestifs ont été récupérés intégralement et conservés séparément (estomac – intestin grêle – gros intestin et rectum). Les poumons et l'estomac ont également été prélevés. Ces échantillons ont été obtenus pour 50 chats.

2.1.2 Prélèvements sanguins

Les animaux dont les selles étaient récoltées pouvaient bénéficier, avec l'accord de leur propriétaire, d'une prise de sang dans le but de rechercher la toxoplasmose. Les chats ont été prélevés soit directement en consultation, soit à la faveur d'une anesthésie programmée au bloc opératoire de l'ENVT.

Les prélèvements sanguins sont réalisés à la veine céphalique ou à la veine jugulaire. Le sang est récolté sur tube sec avec activateur de coagulation. Le tube est mis à reposer afin de permettre l'apparition du caillot sanguin puis centrifugé à 4000 tours/min pendant dix minutes. Le sérum est alors prélevé et placé dans un tube Eppendorf identifié au nom du chat avec son numéro de dossier ENVT, puis rangé au congélateur à -20°C en attente des analyses.

2.2 Observation macroscopique

L'analyse des selles débute par un examen macroscopique avec dans un premier temps une évaluation de leur consistance (moulées, molles, diarrhéiques-liquides) puis la recherche d'éléments parasitaires facilement discernables (segments ovigères de *Dipylidium caninum*, vers entiers expulsés dans les selles). Cette méthode présente une sensibilité quasi nulle mais une grande spécificité. Ainsi le résultat n'est pris en compte que s'il s'avère positif.

2.3 Analyses coproscopiques

Une analyse coproscopique est réalisée sur les fèces des chats vus en consultation et les contenus du gros intestin et du rectum des chats autopsiés. Les fèces récoltées sont analysées par une méthode d'enrichissement par flottation avec kit OvassayND comme décrite précédemment et ce, après homogénéisation.

Le liquide de flottation employé dans cette étude est une solution de chlorure de sodium de densité comprise entre 1,18 et 1,2. Cette solution présente l'avantage d'être facile à préparer et peu coûteuse mais elle comporte deux inconvénients : la formation de cristaux et une tendance à déformer les œufs.

Deux grammes de fèces sont placés dans le tube OvassayND. La solution dense est versée en petite quantité de façon à homogénéiser le mélange au fur et à mesure à l'aide d'un agitateur. Il faut veiller à ne pas faire de bulles qui gêneraient la lecture. Quand le tube est à moitié rempli, un filtre est fixé sur ce dernier et le remplissage peut se poursuivre jusqu'à la formation d'un ménisque

convexe. Une lamelle 22 x 22 mm est mise en place sur le tube pendant dix minutes. Ensuite, la lamelle est déposée sur une lame porte-objet et la lecture est réalisée au microscope, à l'objectif x 4 pour les œufs d'helminthes et à l'objectif x 40 pour la recherche des ookystes de protozoaires. Les résultats quantitatifs sont exprimés en nombre d'éléments parasitaires par gramme de fèces ou en nombre de kystes parasitaires par champ (moyenne réalisée sur 10 champs).

2.4 Recherche de larves par la méthode de Baermann

Les fèces sont placées dans une compresse suspendue au-dessus d'un verre à pied. Le verre à pied est rempli avec de l'eau du robinet tiède de façon à ce que la compresse soit immergée. Le dispositif est laissé en place pendant minimum douze heures. Après ce délai, le surnageant est délicatement éliminé pour ne conserver que 25 ml de culot. Ce culot est centrifugé à 1400 tours/minute pendant trois minutes. A nouveau, le surnageant obtenu est éliminé afin de ne conserver que 5 mL de culot. Ce dernier est homogénéisé, une goutte est prélevée et observée au microscope entre lame et lamelle.

2.5 Recherche de parasites dans les contenus digestifs

Lors des autopsies, les contenus de l'estomac et de l'intestin grêle sont prélevés séparément. Ils sont dilués dans de l'eau tiède puis examinés à la loupe binoculaire. En cas d'élément douteux évoquant une présence parasitaire (en particulier dans le contenu gastrique), celui-ci est prélevé puis observé soigneusement au microscope.

2.6 Recherche de parasites au niveau de la muqueuse gastrique

La muqueuse gastrique est raclée à l'aide d'une lame de scalpel. Le produit du raclage est déposé sur une lame, délayé dans un peu d'eau, puis la lecture est réalisée à la loupe binoculaire et au microscope afin de rechercher la présence de parasites.

2.7 Recherche de parasites dans les poumons

La recherche de parasites dans les poumons commence par un examen macroscopique, en recherchant des modifications du parenchyme évocatrices de granulomes parasitaires puis les contenus de la trachée et des bronches souches sont observés. Une recherche de larves L1 de

parasites pulmonaires est réalisée en suivant une méthode de Baermann modifiée. Les poumons sont coupés en morceaux de 1 x 1 cm et placés dans une compresse suspendue au-dessus d'un verre à pied. Le liquide présent dans le contenant servant à stocker le poumon est versé dans le verre à pied, puis celui-ci est rempli avec de l'eau du robinet tiède de façon à ce que la compresse soit immergée. Le reste du protocole est similaire au protocole classique de la méthode de Baermann.

2.8 Recherche de *Toxoplasma gondii*

Le test choisi pour identifier la présence de *Toxoplasma gondii* est un test sérologique, il s'agit du kit commercial **ID ScreenND Toxoplasmosis Multi-Species Indirect** du laboratoire ID Vet. Ce kit est un test ELISA indirect multi-espèces permettant la détection des anticorps dirigés contre la protéine p30 de *Toxoplasma gondii* dans le sérum, le plasma et le jus de viande issus de ruminants, de porcins, de chiens et de chats. Ce kit comprend deux plaques de 12 x 8 cupules permettant d'analyser 192 échantillons au total. Le kit est également livré avec les témoins positif et négatif.

Les sérums sont d'abord décongelés à température ambiante puis dilués au 1/10^{ème} : 10 µL de sérum sont ajoutés dans 90 µL de solution tampon de dilution. Les sérums dilués sont ensuite déposés dans les cupules et placés en incubation pendant 45 minutes à 21°C. Les anticorps anti-*Toxoplasma*, s'ils sont présents, forment un complexe antigène-anticorps.

Après trois lavages, 100 µL de conjugué multi-espèces (Anti-IgG multi espèces-HRP) marqué à la peroxydase (Po) sont distribués dans les cupules avant incubation pendant 30 minutes à 21°C. Le conjugué se fixe aux anticorps formant un complexe antigène-anticorps-conjugué-Po.

Après élimination du conjugué en excès par lavage, une solution de révélation est ajoutée et les plaques sont placées en incubation pendant 15 minutes à 21°C. La coloration qui en résulte est liée à la quantité d'anticorps spécifiques présents dans l'échantillon à tester. En présence d'anticorps dans l'échantillon, il apparaît une coloration bleue qui devient jaune après blocage (ajout de 100 µL de solution d'arrêt). En l'absence d'anticorps dans l'échantillon, il n'apparaît pas de coloration.

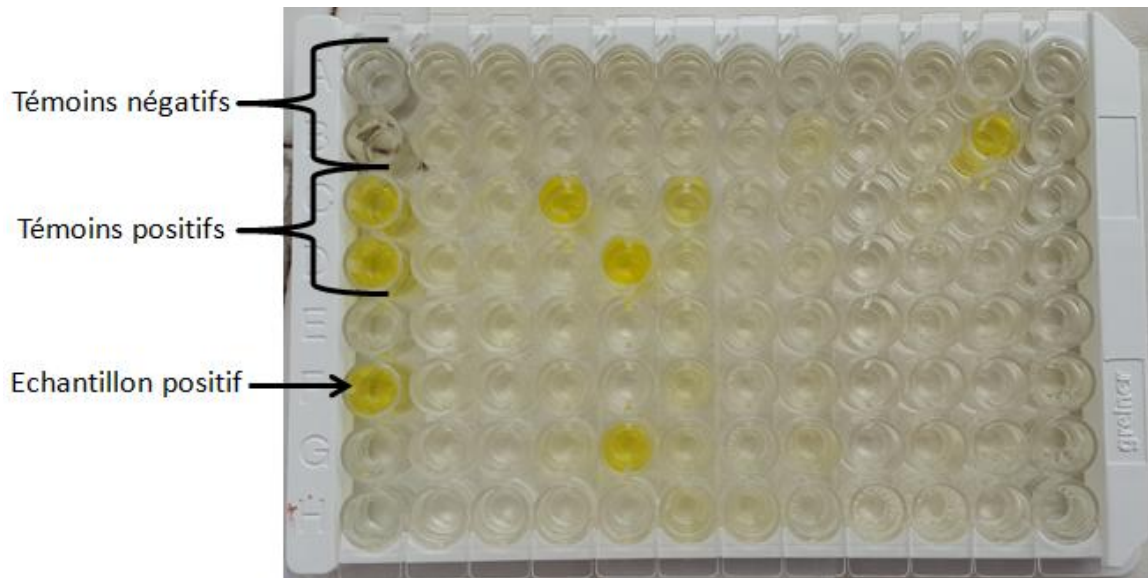


Figure 14 : Plaque de 96 puits obtenue avec réalisation du test ID ScreenND Toxoplasmosis Multi-Species Indirect

La lecture est réalisée à l'aide d'un spectrophotomètre à une longueur d'onde de 450 nm. L'interprétation des résultats est possible avec calcul du pourcentage S/P :

$$(DO_{\text{échantillon}} - DO_{\text{témoin positif}}) / (DO_{\text{témoin positif}} - DO_{\text{témoin négatif}}) \times 100.$$

Pourcentage S/P	[0 – 40]]40 – 50]]50 – 100]
Interprétation	Négatif	Douteux	Positif

Tableau 31. Interprétation des résultats du test ID ScreenND Toxoplasmosis Multi-Species Indirect en fonction de la densité optique calculée.

2.9 Analyse statistique

Afin de mettre en évidence la présence de facteurs favorisant le parasitisme, les prévalences sont comparées en fonction de plusieurs critères (sexe, statut reproducteur, âge, date de la dernière vermifugation, appartenance à un membre de l'ENVT...) à l'aide d'une analyse du χ^2 (test statistique permettant d'évaluer si la différence entre deux distributions de fréquences est attribuable à l'erreur d'échantillonnage ou est suffisamment grande pour être statistiquement significative). Cette analyse est réalisée à l'aide du logiciel MiniTabND. Les différences sont jugées significatives pour une valeur de P inférieure à 0,05.

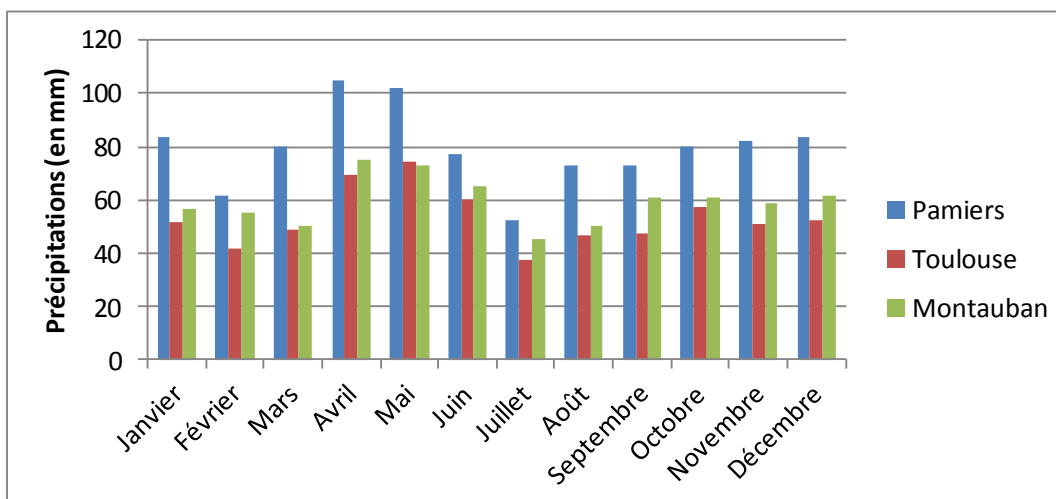
3. Milieu d'étude et population

3.1 La région toulousaine

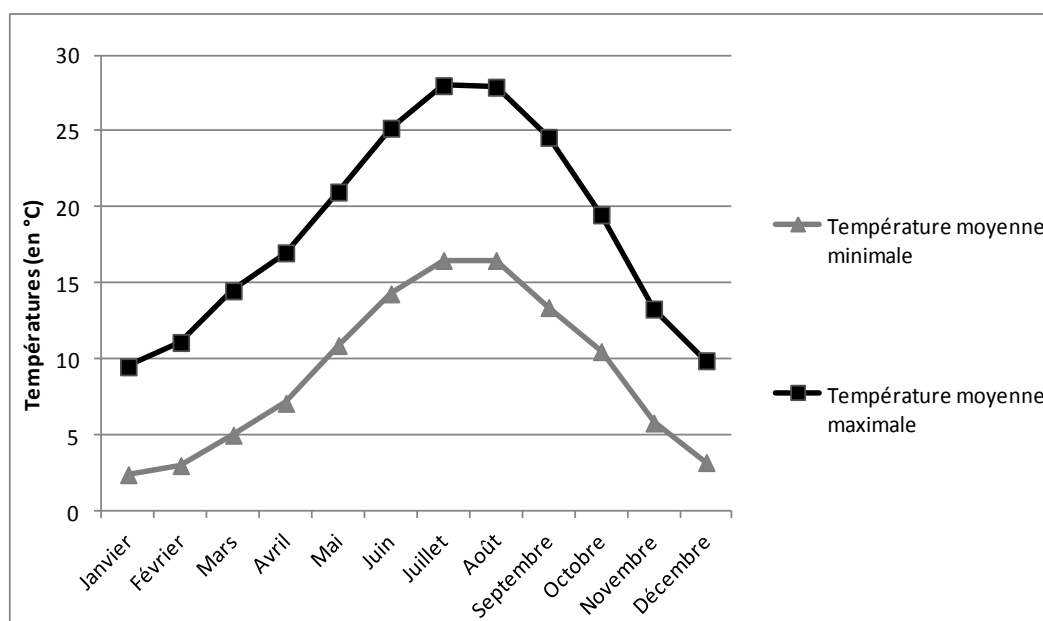
Dans cette étude les échantillons analysés étaient issus de chats amenés à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse. Les prélèvements provenaient pour une grande majorité (65,06%) de Toulouse *intra muros*, dans une moindre mesure de villes en périphérie situées à moins de 30 km (26,91%). Enfin quelques prélèvements provenaient de villes situées entre 30 et 50 km de Toulouse (3,81%) et de villes entre 50 et 75 km (4,21%). Trois prélèvements de chats vivant à plus de 100 km de Toulouse ont été écartés de cette étude. Ainsi, la région toulousaine est définie comme étant une zone de 75 km de diamètre centrée sur Toulouse.

La région toulousaine comme définie précédemment est composée du centre de la Haute-Garonne (Toulouse), de l'extrême nord de l'Ariège (Pamiers), de l'est de l'Aude (Castelnaudary) et du sud du Tarn-et-Garonne (Montauban). Située entre la mer Méditerranée et l'océan Atlantique, entre les contreforts des Pyrénées au sud et du Massif Central au nord et ne possédant pas de très forts reliefs, la zone d'étude est largement soumise aux vents venus de l'est (vent d'Autan) comme de l'ouest (Tramontane). L'altitude moyenne est d'environ 140 mètres pour Toulouse, 103 mètres pour Montauban (80 à 180 m) et 295 mètres environ pour Pamiers. Le climat local est un climat méditerranéen (faible amplitude annuelle, précipitations rares pendant les mois chauds, hivers doux et printemps arrosés) sous influence océanique (entrée de perturbations pluvieuses et fraîcheur océanique qui tempère les hautes températures de l'été) et montagnarde par endroits (Wikipédia).

Les graphiques suivants comparent les précipitations annuelles (en millimètres) à Pamiers-Toulouse-Montauban ainsi que les températures (en degrés Celsius). On y retrouve les influences climatiques évoquées précédemment. On observe notamment à Pamiers des températures moins élevées et des précipitations plus importantes qu'à Toulouse et Montauban compatibles avec une zone à influence montagnarde. Il existe une forte similarité de climat entre Toulouse et Montauban, avec une pluviométrie légèrement supérieure à Montauban liée à l'influence des vents d'Ouest. La période chaude correspond aux mois de juin à septembre, avec des températures élevées et des précipitations moins fréquentes. Le printemps est marqué par une pluviométrie importante (mars, avril et mai) et des températures douces.



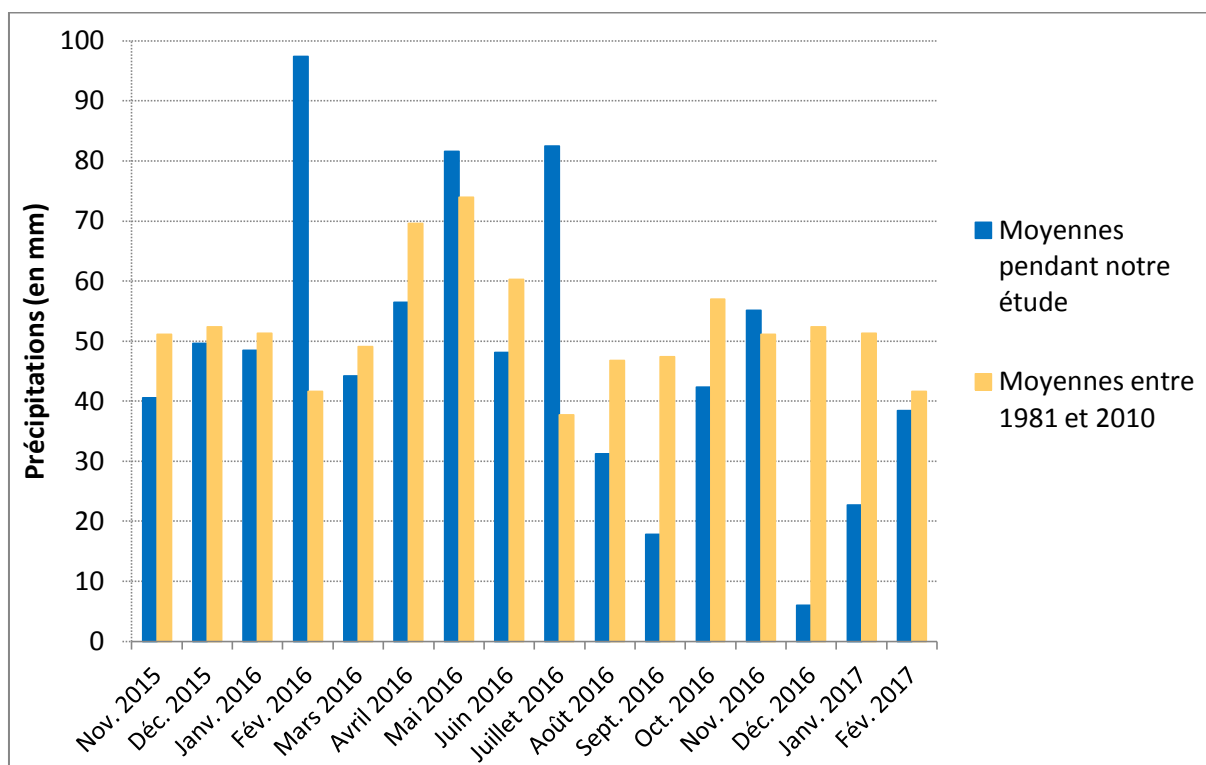
Graphique 1. Comparaison des précipitations moyennes par mois entre Pamiers, Toulouse et Montauban, d'après la moyenne observée de 1981 à 2010 (d'après Météo France).



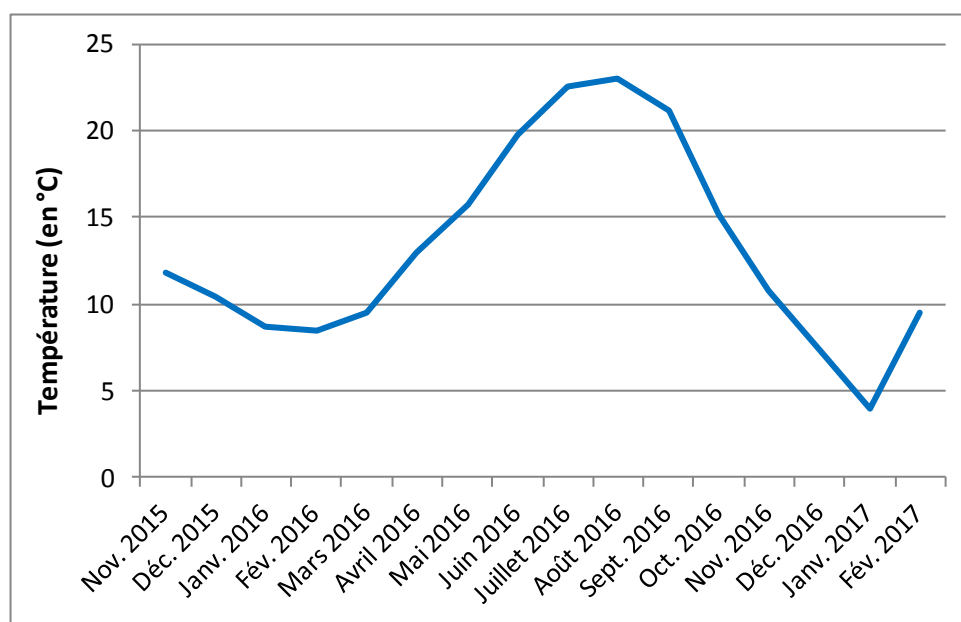
Graphique 2. Comparaison des températures moyennes minimales et maximales observées à Toulouse entre 1981 à 2010 (d'après Météo France).

Pour ce qui est de notre étude, seules la pluviométrie et les températures de l'agglomération Toulousaine seront considérées comme étant une approximation acceptable. D'après les données de température relevées entre 1981 et 2010 par la météorologie nationale, les moyennes minimales à Toulouse interviennent en janvier (2,4°C) et les maximales en juillet (28,0°C). Pendant notre étude, le mois de janvier 2015 a été doux, avec des températures minimales moyennes supérieures à 5,5°C, alors que janvier 2016 a été marqué par une vague de froid et des températures minimales moyennes proches de 0°C. D'autre part, la période chaude s'est distinguée par une pluviométrie inférieure à la normale en juin et août mais largement supérieure aux moyennes en juillet.

Globalement, la tendance en termes de pluviométrie au cours de notre étude était des précipitations inférieures à la normale pendant plusieurs mois consécutifs compensées par des chutes d'eau importantes et supérieures aux normales de saison sur certains mois (février, mai, juillet). Les températures étaient quant à elles dans les moyennes usuelles.



Graphique 3. Comparaison des précipitations moyennes à Toulouse pendant la durée de notre étude avec celles observées de 1981 à 2010 (d'après le site internet Infoclimat).



Graphique 4. Température moyenne relevée à Toulouse pendant la durée de notre étude (d'après Météo France).

3.2 La population de chats étudiée

Le nombre total de chats inclus dans cette étude est de 498, dont 50 chats autopsiés. Trois chats ont été exclus de l'étude car résidant trop loin de la zone géographique définie précédemment. Les différentes données épidémiologiques relatives aux chats étudiés sont récapitulées dans le *Tableau 32*.

3.2.1 Les chats présentés en consultation

La majorité des échantillons analysés (338/498) dans cette enquête épidémiologique proviennent des chats de clients du Centre Hospitalier Universitaire de l'ENVT.

a) Répartition géographique

Parmi les 338 chats, 195 proviennent de Toulouse *intra muros* (soit 57,7% de l'échantillon), 109 résident à moins de 30 kilomètres de l'école (soit 32,24%), et 34 vivent à plus de 30 kilomètres (soit 10,06%).

b) Age, sexe ratio et stérilisation

L'échantillon est composé de 170 femelles et 168 mâles (soit respectivement 50,3% et 49,7%). Parmi les animaux de cette cohorte, 110 étaient stérilisés (60 femelles et 50 mâles), soit 32,54%. L'échantillon se compose de 101 animaux de moins de 6 mois (29,88%), de 72 chats âgés de plus de 6 mois à moins d'un an (21,30%), de 82 chats âgés de 1 à 5 ans (24,26%), de 46 chats âgés de 6 à 10 ans (13,61%) et enfin de 37 chats de plus de 11 ans (10,95%).

c) Mode de vie et environnement

La répartition en termes de mode de vie est très équilibrée, 169 animaux vivent en intérieur strict, contre 168 avec accès à l'extérieur. Le statut n'est inconnu que pour un unique animal. L'absence d'animaux vivant en extérieur strict s'explique par le mode de récupération des fèces dans la litière qui implique que les animaux passent du temps en intérieur.

L'environnement des animaux échantillonnés est la campagne (définie auprès des propriétaires comme à dominante rurale et impliquant la possibilité de contacts avec des animaux sauvages ou de rente) pour 12,13% d'entre eux et urbain pour les autres (87,87%).

La présence d'autres animaux dans le foyer n'est pas connue pour 4 animaux (1,18%). Cent dix-huit chats (34,91%) sont en contact régulier avec au moins un autre animal (carnivore domestique, animal de rente ou de loisir) et 216 vivent seuls (63,90%).

La grande majorité des animaux (272 chats, soit 80,47%) est nourrie avec un aliment industriel (croquettes et/ou pâtée) exclusivement. Les autres (65 chats, soit 19,23%) sont nourris

avec une base industrielle et des à-côtés (restes de repas, lait, yaourt...) autres que de la viande crue. Le statut alimentaire n'est pas connu pour un seul animal (0,3%).

Sur l'intégralité de l'échantillon, seuls 39 animaux ont été signalés comme ayant des comportements de prédation avec consommation de leurs proies (rongeurs, grenouilles, lézards, insectes...), soit 11,54%.

d) Vermifugation

En termes de vermifugation, 150 animaux (44,38%) ont reçu un antiparasitaire interne moins de trois mois avant la collecte de leur échantillon, 51 chats (15,09%) dans les 3 à 6 mois la précédant. Neuf chats (2,66%) n'ont pas été traités depuis plus de 6 mois mais moins d'un an, 14 chats (4,14%) n'ont pas été traités depuis plus d'un an. Enfin 93 chats (27,51%) n'ont jamais été vermifugés et le statut de 21 chats (6,21%) est inconnu.

e) Statut FeLV/FIV

Le statut FeLV/FIV est inconnu pour la grande majorité des chats (310 chats, soit 91,72%), seul un animal est positif (0,3%) et 27 animaux sont négatifs (7,98% de l'échantillon).

3.2.2 Les chats du personnel et des étudiants de l'ENVT

Parmi les animaux dont les fèces ont été analysées, 110 appartiennent à des étudiants ou à du personnel exerçant à l'ENVT. Ces animaux pourraient former une cohorte singulière du fait de leur exposition majorée aux parasites. En effet, si certains évoluent directement sur la cité étudiante avec accès à un extérieur partagé par de nombreux animaux (chiens, chats, chevaux...) et donc fortement exposé, tous sont en contact avec des humains eux-mêmes très exposés et potentiellement vecteurs de parasitoses.

a) Répartition géographique

L'échantillon est composé de 96 chats résidant à Toulouse *intra muros* (soit 87,3%), 11 animaux résident à moins de 30 km de l'ENVT (soit 27,3%), enfin 3 animaux proviennent d'une étudiante située à 60 km de l'ENVT (soit 2,7%).

b) Age, sexe ratio et stérilisation

Parmi les 110 chats dont les fèces ont été analysées, on dénombre 63 femelles (57,3%) et 47 mâles (42,7%) ; 56,4% d'entre eux sont stérilisés (33 femelles et 29 mâles).

L'échantillon est composé de 20 animaux de 1 à 6 mois (18,18%), de 19 chats âgés de 6 mois à un an (17,27%), de 57 chats âgés de 1 à 5 ans (51,81%), de 9 chats entre 5 et 10 ans (8,18%) et de 5 chats séniors (11 ans et plus, 4,54%).

c) Mode de vie et environnement

Soixante six animaux vivent en intérieur strict (soit 60% de l'échantillon), 43 vivent en intérieur avec accès à l'extérieur (soit 39,1%), enfin un animal est un chaton errant récemment adopté qui a donc été considéré comme vivant en extérieur et représente 0,9% de l'échantillon.

Seuls 6 animaux vivent dans un environnement qualifié de campagnard (soit 5,45%). Les 94,55% restants sont des animaux vivant en milieu urbain. Cinquante deux animaux sont en contact régulier avec un ou plusieurs carnivores domestiques ou animaux de rente (chèvre, poule, lapin) ou de loisir (chevaux) (soit 47,27%).

En termes d'alimentation, 100% des animaux reçoivent un aliment industriel sous forme de croquettes ou de pâtée. Seuls 9 reçoivent des à-côtés (fromage, restes de table... viande crue exclue) soit 8,2% de l'échantillon. L'alimentation du chaton trouvé est inconnue.

Quatorze animaux ont été signalés comme ayant des comportements de prédation avec consommation des proies (scarabées et insectes pour un animal, oiseaux/lézards/rongeurs pour les autres) soit 12,73% de l'échantillon.

d) Vermifugation

Le statut en termes de traitement antiparasitaire était inconnu pour 7 chats de l'échantillon (soit 6,36%). Soixante huit animaux ont reçu un antiparasitaire interne moins de 3 mois avant le jour de collecte de l'échantillon (soit 61,8%). Vingt-cinq chats ont reçu un traitement entre 3 et 6 mois avant l'analyse (soit 22,72%). Enfin 4 chats (3,63%) ont reçu un traitement plus de 6 mois avant l'analyse et 6 chats (5,45%) n'en ont jamais reçu.

e) Statut FeLV/FIV

Parmi les animaux de l'échantillon, 82 et 83 n'étaient pas testés respectivement pour le FeLV et le FIV soit 74,55% et 75,45%. Un unique animal est FIV positif soit 0,9%, tous les autres animaux sont négatif FeLV et FIV (25,45% FeLV négatif, 23,63% FIV négatif).

3.2.3 Les chats provenant des autopsies

Les contenus digestifs par segment, l'estomac et les poumons de 50 chats autopsiés à l'école ont été analysés. Les animaux autopsiés à l'école proviennent souvent d'euthanasies réalisées au service des urgences dans un contexte difficile, d'où le manque d'informations sur leur mode de vie.

a. Répartition géographique

Parmi les 50 chats de l'enquête, 66% venaient de Toulouse *intra muros*, 28% vivaient au sein de communes situées à moins de 30 km de l'ENVT, et 6% de lieux éloignés de 30 à 45 km.

b. Age, sexe ratio et stérilisation

L'échantillon est composé de 46% de femelles (23/50) et de 54% de mâles (27/50). Parmi ces animaux, 74% (20 femelles et 17 mâles) étaient stérilisés.

L'échantillon inclut 2 animaux âgés de 1 à 6 mois (4%), 3 chats âgés de plus de 6 mois mais moins de 1 an (6%), 11 chats âgés de 1 à 5 ans (22%), 14 animaux de 6 à 10 ans (28%) et 18 chats séniors (11 ans et plus, 36%). L'âge de deux chats adultes était inconnu.

c. Mode de vie et environnement

Quatre animaux vivaient exclusivement à l'extérieur (soit 8%). Dix-neuf vivaient en intérieur avec accès à un parcours extérieur (soit 38%). Seize vivaient en intérieur strict (soit 32%). Pour les onze animaux restants (22%), les conditions de vie ne sont pas connues.

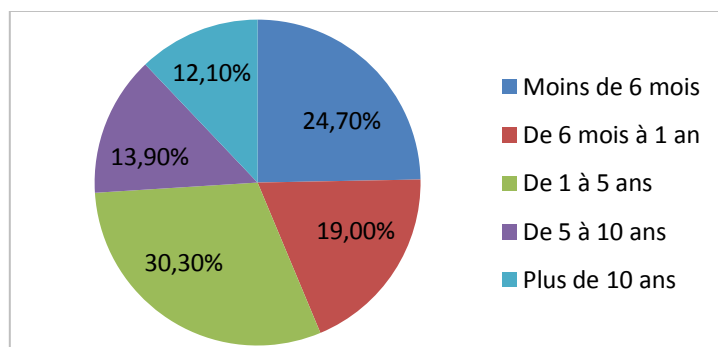
La majorité des animaux (82%) provenaient de zones urbaines, les 18% restants vivaient à la campagne. Quatorze chats avaient un contact régulier avec un autre carnivore domestique (soit 28%), 21 chats n'avaient aucun contact avec d'autres (soit 42%). Le statut de 14 chats était inconnu (soit 28%), enfin le dernier animal était un chat errant.

d. Vermifugation

Neuf chats avaient été vermifugés moins de 3 mois auparavant (soit 18%), 5 d'entre eux dans les 3 à 6 mois précédant la mort (soit 10%) et 3 entre 6 mois et 1 an (soit 6%). Enfin 12 animaux n'avaient jamais été vermifugés (soit 24%). Le statut n'était pas connu pour 21 animaux (soit 42%).

3.2.4 Population totale

Les chats adultes (entre 1 et 10 ans) sont légèrement majoritaires, ils représentent 44% de la population totale : 150 chats sont âgés de 1 à 5 ans et 69 ont entre 5 et 10 ans. Les jeunes chats forment la seconde cohorte la plus importante, presque équivalente à celle des chats adultes avec 123 chats âgés de moins de 6 mois et 94 chats ayant entre 6 mois et un an ce qui représente 43,6% de la population totale. Enfin les chats séniors (plus de 10 ans) ne représentent que 12,1% de l'échantillon total.



Graphique 5. Distribution des animaux selon l'âge

Tableau 32. Récapitulatif des données épidémiologiques de la population étudiée

	Chats des étudiants et du personnel de l'ENVT		Chats autopsiés		Chats présentés aux consultations de l'ENVT		TOTAL	
	n =	%	n =	%	n =	%	n =	%
	110	22,09%	50	10,04%	338	67,87%	498	100%
Sexe								
Femelles	63	57,27%	23	46%	170	50,30%	256	51,41%
Mâles	47	42,73%	27	54%	168	49,70%	242	48,59%
Animaux stérilisés	62	56,36%	37	74%	110	32,54%	209	41,97%
Age								
Moins de 6 mois	20	18,18%	2	4%	101	29,88%	123	24,79%
Plus de 6 mois et moins de 1 an	19	17,27%	3	6%	72	21,30%	94	18,95%
De 1 à 5 ans	57	51,82%	11	22%	82	24,26%	150	30,24%
De 5 à 10 ans	9	8,18%	14	28%	46	13,61%	69	13,91%
Plus de 11 ans	5	4,55%	18	36%	37	10,95%	60	12,09%
Répartition géographique								
Toulouse <i>intra muros</i>	96	87,27%	33	66%	195	57,69%	324	65,06%
Moins de 30 km	11	10,00%	14	28%	109	32,25%	134	26,91%
Plus de 30 km	3	2,73%	3	6%	34	10,06%	40	8,03%
Environnement								
Urbain	103	94,55%	NC*	NC	297	87,87%	400	80,32%
Campagnard	6	5,45%	NC	NC	41	12,13%	47	9,44%
Mode de vie								
Intérieur	66	60,00%	16	32%	169	50,00%	251	50,40%
Intérieur et extérieur	43	39,09%	19	38%	168	49,70%	230	46,18%
Vie en communauté								

Contact avec d'autres animaux	52	47,27%	14	28%	118	34,91%	184	36,95%
Pas de contact	57	51,82%	21	42%	216	63,91%	294	59,04%
Alimentation								
Aliment industriel exclusivement	100	90,91%	NC	NC	272	80,47%	372	74,70%
Aliment industriel + à-côtés	9	8,18%	NC	NC	65	19,23%	74	14,86%
Comportement de prédation								
Chasseur	14	12,73%	NC	NC	39	11,54%	53	10,64%
Non chasseur	95	95,45%	NC	NC	299	88,46%	394	79,12%
Vermifugation								
Moins de 3 mois	68	61,82%	9	18%	150	44,38%	218	43,78%
De 3 à 6 mois	25	22,73%	5	10%	51	15,09%	76	15,26%
Plus de 6 mois et moins de 1 an	4	3,64%	3	6%	9	2,66%	13	2,61%
Plus d'un an	0	0%	0	0%	14	4,14%	14	2,81%
Jamais	6	5,45%	12	24%	93	27,51%	99	19,88%
Statut FeLV/FIV								
Positif	1	0,91%	0	0%	1	0,30%	2	0,40%
Négatif	26	24,55%	0	0%	27	7,99%	53	10,64%
Non testé	83	74,55%	50	100%	310	91,72%	393	78,92%

NC* : non connu

4. Résultats et discussion pour les parasites digestifs et pulmonaires

4.1 Prévalence dans la population totale

Aucun parasite n'a été trouvé chez 217 animaux. Un animal autopsié présentait une vacuité du gros intestin ne permettant pas le recueil et l'analyse d'un échantillon de selles. Les 281 animaux restants présentaient au moins un parasite, soit une prévalence parasitaire globale de 56,4%.

La majorité des infestations parasitaires sont des giardioses. *Giardia* spp. est retrouvée seule chez 45,2% des chats (225 individus) et avec au moins un autre parasite chez 4,4% des chats (soit 22 chats). La prévalence globale de *Giardia* spp. est de 49,6%. *Toxocara cati* est le second parasite le plus fréquent, sa prévalence globale s'élève à 9,24%. Les individus concernés présentaient une co-infestation dans 50% des cas. Les prévalences des autres parasites digestifs et pulmonaires rencontrés sont inférieures ou égales à 1%.

Des œufs de *Toxascaris leonina* ont été observés dans les fèces d'un individu mâle entier de 5 mois ayant reçu un vermifuge 4 mois auparavant (molécule non précisée par le propriétaire). Ce chat a un accès à l'extérieur et vit en contact avec un chien.

Des adultes de *Taenia taeniaformis* ont été observés dans le contenu de l'intestin grêle d'une femelle de 17 ans autopsiée à l'ENVT ayant reçu du MILBEMAXND (milbémycine oxime et praziquantel) quatre mois avant son admission. Ce chat avait accès à l'extérieur et vivait en contact avec 3 autres chats.

Des segments ovigères de *Dipylidium caninum* ont été retrouvés dans les fèces d'un individu mâle entier de 7 mois, vivant seul en intérieur strict et ayant reçu une vermifugation à base de FlubénoND (flubendazole) deux mois auparavant.

Dipylidium caninum a été retrouvé en co-infestation avec *Toxocara cati* chez une femelle stérilisée de 8 ans vivant en intérieur strict et autopsiée à l'ENVT. Seuls les œufs de *Toxocara cati* étaient visibles dans l'échantillon fécal. Les adultes de *Dipylidium caninum* ont été observés directement dans les contenus de l'estomac et de l'intestin grêle.

Mesocestoides spp., *Capillaria* spp., *Toxocara cati* et *Strongyloides* spp. ont été retrouvés chez un chat mâle castré autopsié, âgé de 6 ans, vivant en extérieur et ayant été vermifugé deux mois auparavant avec une molécule dont le nom ne nous a pas été communiqué par le propriétaire.

Les œufs de *Capillaria* spp. et de *Toxocara cati* étaient observables à l'examen coproscopique. Les larves de *Strongyloïdes* spp. ont été détectées grâce à la méthode de Baermann. Des adultes de capillaire ont été observés dans le produit du raclage de la muqueuse stomacale. La localisation des vers adultes et la morphologie des œufs nous amène à penser qu'il s'agissait d'*Aonchoteca putorii*. Cependant, la diagnose de l'espèce de capillaire est toujours délicate. Des adultes de *Toxocara cati* ont été observés directement dans le contenu de l'intestin grêle et du gros intestin. Les adultes de *Mesocestoides* spp. étaient présents en quantité importante dans le contenu du gros intestin.



Figure 15 : Œufs présents dans l'utérus du ver capillaire adulte.

Mesocestoides spp. et *Toxocara cati* ont été mis en évidence chez un chat mâle castré de 7 ans autopsié à l'ENVT, vermifugé 9 mois auparavant avec une molécule dont le nom ne nous a pas été précisé par le propriétaire, vivant en intérieur strict avec 2 autres chats. Les adultes de ces deux parasites ont été mis en évidence dans le contenu du gros intestin. Seuls les œufs de *Toxocara cati* étaient visibles en coproscopie.

Un chaton mâle de 2 mois autopsié présentait une co-infestation à *Toxocara cati*, *Ancylostoma* spp. et *Strongyloïdes* spp. Ce chaton errant vivait à l'extérieur et avait reçu un antiparasitaire mixte (STRONGHOLDND, sélamectine) deux jours auparavant, lors de sa prise en charge par un organisme de protection animale. Les œufs de *Toxocara cati* et d'*Ancylostoma* spp étaient visibles à l'examen coproscopique. Les adultes des deux parasites étaient présents dans le contenu du gros intestin et seuls les adultes de *Toxocara cati* étaient visibles dans le contenu de l'intestin grêle. Les larves de *Strongyloïdes* spp. ont pu être mises en évidence par la méthode de Baermann dans les fèces et dans les poumons.

Aelurostrongylus abstrusus a été mis en évidence chez 5 chats (1% de la population), tous âgés de moins de 8 mois. Une femelle de 8 mois amenée en consultation présentait une co-infestation à *Aelurostrongylus abstrusus*, *Cystoisospora felis*, *Toxocara cati* et *Giardia* spp. C'est un chat ayant accès à l'extérieur et n'ayant jamais été vermifugé. Trois autres animaux présentaient des co-infestations à *Aelurostrongylus abstrusus* et *Giardia duodenalis*. L'un d'entre eux présentait en plus des larves de *Strongyloïdes* spp. Ce dernier est un mâle de 6 mois vivant seul en intérieur strict, ayant reçu du MILBEMAXND 4 jours auparavant. Les deux autres sont un mâle de 4 mois ayant reçu un vermifuge (MILBEMAXND) un mois auparavant et vivant en intérieur strict, symptomatique le jour de l'examen (épisodes de toux rapportés par le propriétaire) et une chatte de 6 mois vermifugée 4 mois auparavant avec une molécule dont le nom ne nous a pas été précisé par le propriétaire, ayant accès à l'extérieur, à la campagne et vivant avec un chien. Le cinquième animal infesté par *Aelurostrongylus abstrusus* est un chaton de 2 mois, recueilli par la SPA, il avait reçu une pipette de STRONGHOLDND (sélamectine) un mois avant son autopsie et présentait une co-infestation avec *Toxocara cati* et *Ankylostoma* spp.

Cystoisospora spp. a été mis en évidence chez 5 animaux (1%), deux fois en co-infestation. Parmi ces chats, un animal présentait une co-infestation à *Cystoisospora* spp. et *Giardia* spp. Il s'agit d'une femelle de un an et demi ayant reçu du MILBEMAXND un mois auparavant et vivant en intérieur strict. Les trois autres cas sont une femelle de 3 mois ayant accès à l'extérieur et n'ayant jamais été vermifugée, un mâle de 3 mois ayant reçu une cure de PANACURND (fébantel) un mois auparavant vivant en intérieur strict avec 2 chats, 2 chiens et un lapin, et enfin un chat mâle de 5 mois dont le statut en termes de vermifugation est inconnu, vivant avec un autre chat et ayant accès à l'extérieur.

Enfin des larves de *Strongyloïdes* spp. ont été découvertes chez 3 animaux (soit 0,6% de la population) dont une co-infestation avec *Aelurostrongylus abstrusus* et *Giardia* spp., et une autre co-infestation avec *Capillaria* spp., *Toxocara cati* et *Mesocestoides* spp. comme évoqué précédemment. Les larves ont été observées dans les fèces d'un mâle de 9 ans vivant avec un autre chat, ayant accès à l'extérieur et recevant régulièrement du STRONGHOLDND. Cependant la validité de cet échantillon est discutable car ayant été prélevé dans le jardin et donc possiblement contaminé par un parasitisme ambiant.

Pour certains parasites comme *Mesocestoides* spp. ou *Taenia taeniaeformis*, l'analyse coproscopique est très peu sensible. L'analyse nécropsique est idéale et reflète la prévalence réelle. Ainsi, les prévalences de ces deux parasites sont obtenues uniquement pour la cohorte des 50 chats autopsiés.

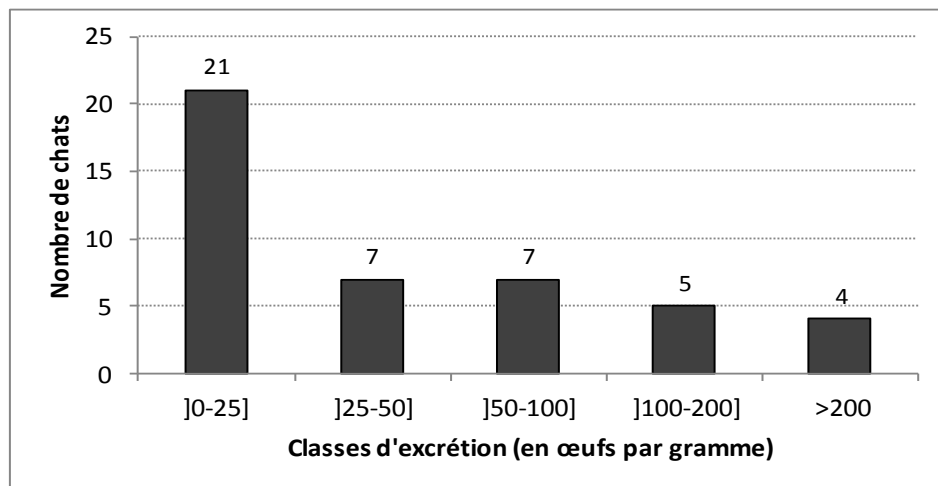
Tableau 33. Récapitulatif des prévalences rencontrées sur la population totale

Parasite	Nombre d'individus	Dont co-infestations	Prévalence
<i>Giardia</i> spp.	247/498	22	49,6%
<i>Toxocara cati</i>	46/498	18 avec <i>Giardia</i> spp. 1 avec <i>Mesocestoides</i> spp. 1 avec <i>C. felis</i> et <i>Giardia</i> spp. 1 avec <i>Dipylidium caninum</i> 1 avec <i>Ankylostoma</i> spp. et <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> 1 avec <i>Capillaria</i> spp., <i>Mesocestoides</i> spp. et <i>Strongyloïdes</i> spp.	9,24%
<i>Mesocestoides</i> spp.	2/50	1 avec <i>T. cati</i> 1 avec <i>Capillaria</i> spp., <i>T. cati</i> et <i>Strongyloïdes</i> spp.	4%
<i>Taenia taeniaformis</i>	1/50	Aucune co-infestation	2%
<i>Cystoisospora</i> spp.	5/498	2 avec <i>Giardia</i> spp. 1 avec <i>T. cati</i>	1%
<i>Aelurostrongylus abstrusus</i>	5/498	3 avec <i>Giardia</i> spp. 1 avec <i>T. cati</i> 1 avec <i>T. cati</i> et <i>Ankylostoma</i> spp.	1%
<i>Strongyloïdes</i> spp.	3/498	1 avec <i>A. abstrusus</i> et <i>Giardia</i> spp. 1 avec <i>T. cati</i> , <i>Capillaria</i> spp. et <i>Mesocestoides</i> spp.	0,6%
<i>Dipylidium caninum</i>	2/498	1 avec <i>T. cati</i>	0,4%
<i>Capillaria</i> spp.	1/498	1 avec <i>T. cati</i> , <i>Mesocestoides</i> spp. et <i>Strongyloïdes</i> spp.	0,2%
<i>Ancylostoma</i> spp.	1/498	1 avec <i>A. abstrusus</i> et <i>T. cati</i>	0,2%
<i>Toxascaris leonina</i>	1/498	Aucune co-infestation	0,2%

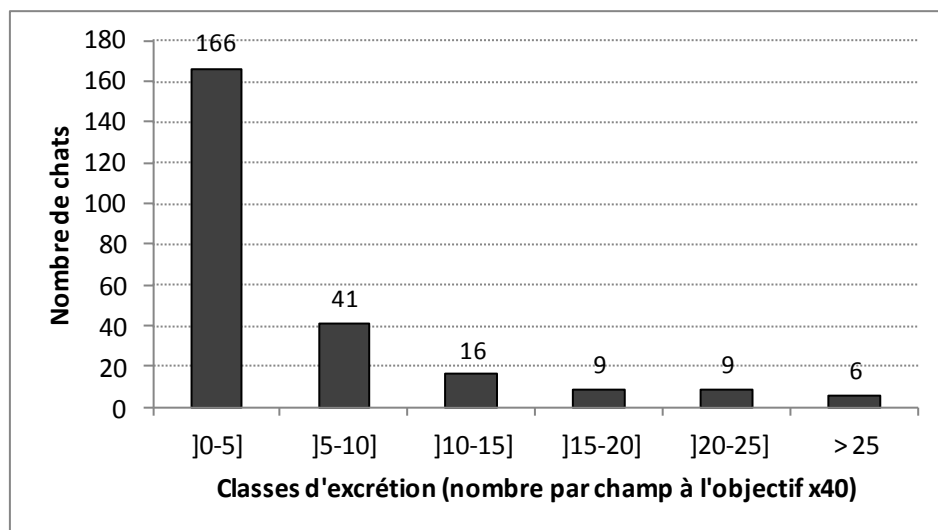
Giardia spp. et *Toxocara cati* étant les parasites les plus fréquemment rencontrés dans notre étude, seuls ces deux parasites font l'objet d'une étude de prévalence en rapport avec les facteurs épidémiologiques évoqués. De plus, pour ces deux parasites, l'excrétion (en opg et en nombre moyen de kystes de *Giardia* spp. par champ) était plus importante que pour les autres parasites.

Neufs animaux présentaient une infestation par *Toxocara cati* avec une excrétion importante (plus de 100 œufs par gramme). Il s'agissait de six jeunes chats de moins de 8 mois, un chat âgé de 6 ans et une chatte âgée de 13 ans. Cinq animaux n'avaient jamais reçu de vermifuge. Trois animaux avaient reçu un vermifuge de nom ne nous ayant pas été communiqué moins d'un mois auparavant et un jeune mâle de 3 mois avait reçu du DRONTALND (pyrantel et praziquantel) moins d'un mois auparavant.

L'excrétion de *Giardia* spp. est généralement faible : pour 166 animaux, le nombre de kystes *Giardia* spp. observés par champ au microscope était inférieur à 5 (à l'objectif x40).



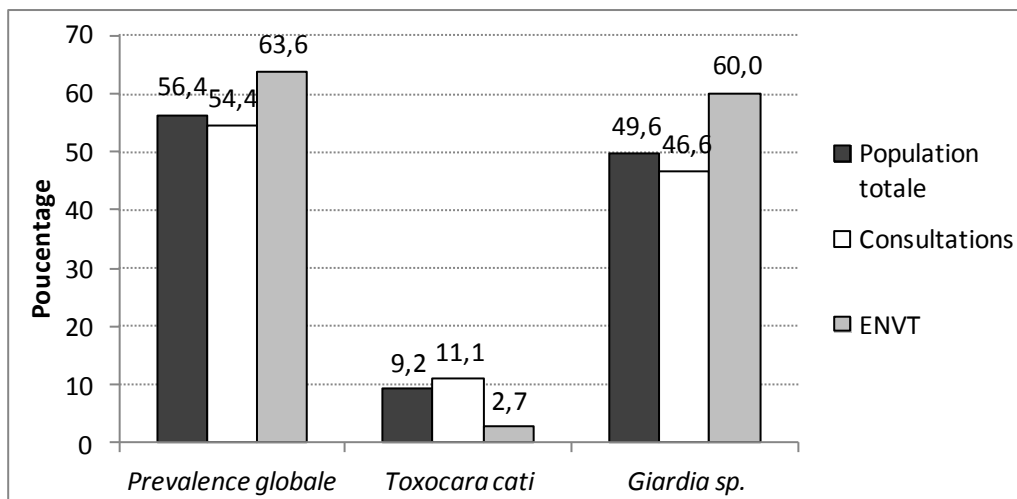
Graphique 6. Classes d'excrétion pour *Toxocara cati*



Graphique 7. Classes d'excrétion pour *Giardia* spp.

4.2 Influence de la provenance des chats sur la prévalence parasitaire

Dans les graphiques suivants s'intéressant à l'influence des facteurs d'intérêts sur la prévalence parasitaire, les résultats coproscopiques obtenus sur les chats autopsiés (analyse du contenu du gros intestin) sont assimilés à un résultat de chat présenté en consultation.



Graphique 8. Prévalences selon la provenance des chats.

Il n'existe pas de différence significative entre les prévalences parasitaires des chats venus en consultation à l'ENVT et des chats appartenant au personnel et aux étudiants de l'ENVT ($\chi^2 = 0,805$; degré de liberté = 1 ; $p > 0,050$).

Les chats appartenant au personnel et aux étudiants de l'ENVT sont moins infestés par *Toxocara cati* que les chats venus en consultation à l'ENVT et ce, de manière significative ($\chi^2 = 6,2$; degré de liberté = 1 ; $p < 0,050$). Concernant la prévalence de *Giardia spp.*, il n'y a pas de différence significative entre les chats appartenant au personnel et aux étudiants de l'ENVT et les chats venus en consultation ($\chi^2 = 1,963$; degré de liberté = 1 ; $p > 0,050$).

4.3 Influence de la consistance des selles sur la prévalence parasitaire

Parmi les 498 échantillons, 53 étaient des selles non moulées (c'est-à-dire de consistance molle voire diarrhéique) dont 13 échantillons négatifs, 28 échantillons contenant des *Giardia spp.*, 6 échantillons présentant des œufs de *Toxocara cati* et 6 échantillons avec une association *Giardia spp.* et *Toxocara cati*. Il n'existe pas de différence significative concernant la prévalence parasitaire globale entre les chats présentant des selles non moulées (53 chats dont 40 chats parasités) et les chats dont les selles étaient correctement moulées (445 chats dont 228 chats parasités) ($\chi^2 = 2,995$; degré de liberté = 1 ; $p > 0,050$).

4.4 Influence du motif de consultation sur la prévalence parasitaire

Vingt-six chats ont été présentés en consultation pour des troubles digestifs. Notons que l'aspect anormal des selles n'inquiète pas tous les propriétaires. Sur 10 chats présentant une

diarrhée chronique, aucun parasite n'a été trouvé pour 4 chats, le parasite *Giardia* spp. a été retrouvé chez 3 chats, *Toxocara cati* chez 2 chats et *Taenia taeniaeformis* chez un chat. Huit chats ont été présentés en consultation pour amaigrissement et les analyses coproscopiques étaient négatives. L'hématochézie était le motif de consultation de quatre chats, le parasite *Giardia* spp. était présent dans les selles de trois d'entre eux (avec une excrétion allant de 1 à 20 *Giardia* spp. par champ). Un chat avec de l'hématémèse excréta 8 *Giardia* spp. par champ.

Onze animaux ont été présentés en consultation pour troubles respiratoires. Les propriétaires de six chats rapportaient de la toux, seul un chat était parasité par *Aelurostrongylus abstrusus*. Parmi les chats présentés en détresse respiratoire, un chat était parasité par *Giardia* spp. et un autre chat par *Mesocestoides* spp. et *Toxocara cati*.

4.5 Influence de l'âge sur la prévalence parasitaire

Tableau 34. Prévalence parasitaire selon l'âge

	[0 – 6mois]	[6mois – 1an]	[1 – 5 ans]	[6 – 10 ans]	[> 11 ans]	Total
Nombre de positifs/Effectif	80/123	60/94	80/150	31/69	27/60	278/496*
Prévalence	65,0%	63,8%	53,3%	44,9%	45,0%	56%

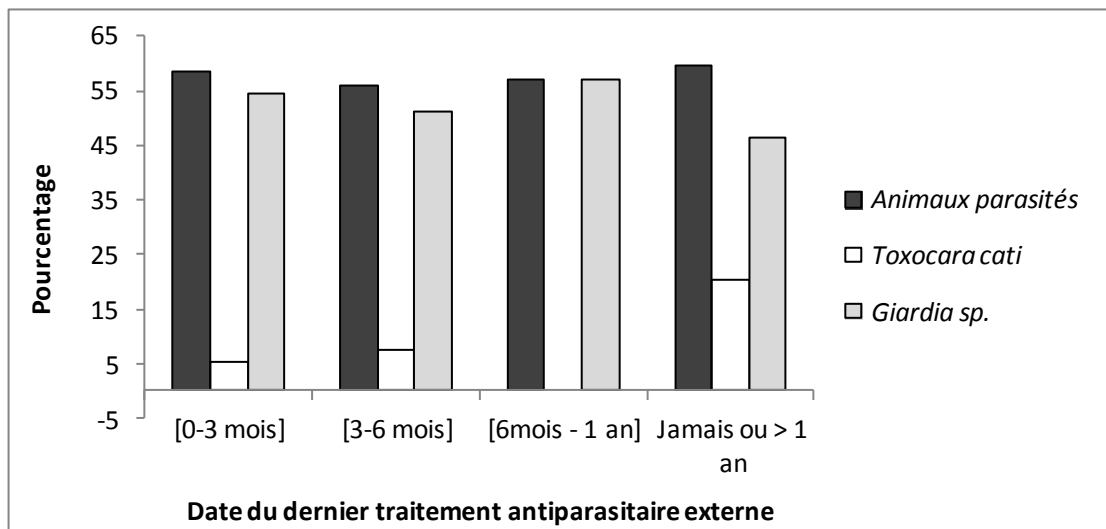
* 2 individus d'âge inconnu non inclus

Les prévalences des chats âgés de moins de 6 mois et des chats âgés de 6 mois à 1 an ne sont pas significativement différentes ($\chi^2 = 0,034$; degré de liberté = 1 ; $p = 0,853$).

Il n'existe pas de différence significative entre les prévalences des chats âgés de 1 à 5 ans, des chats âgés de 6 à 10 ans et des chats âgés de plus de 11 ans ($\chi^2 = 1,947$; degré de liberté = 2 ; $p = 0,378$).

La prévalence des chats âgés de moins de 6 mois est significativement supérieure aux prévalences des chats âgés de plus d'un an ([0-6mois] versus [1-5ans] : $\chi^2 = 3,839$; degré de liberté = 1 ; $p = 0,050$; [0-6mois] versus [6-10ans] : $\chi^2 = 7,309$; degré de liberté = 1 ; $p = 0,007$; [0-6mois] versus [>11ans] : $\chi^2 = 6,629$; degré de liberté = 1 ; $p = 0,010$). Il en va de même pour la prévalence des chats âgés de 6 mois à un an.

4.6 Influence de la vermifugation sur la prévalence parasitaire



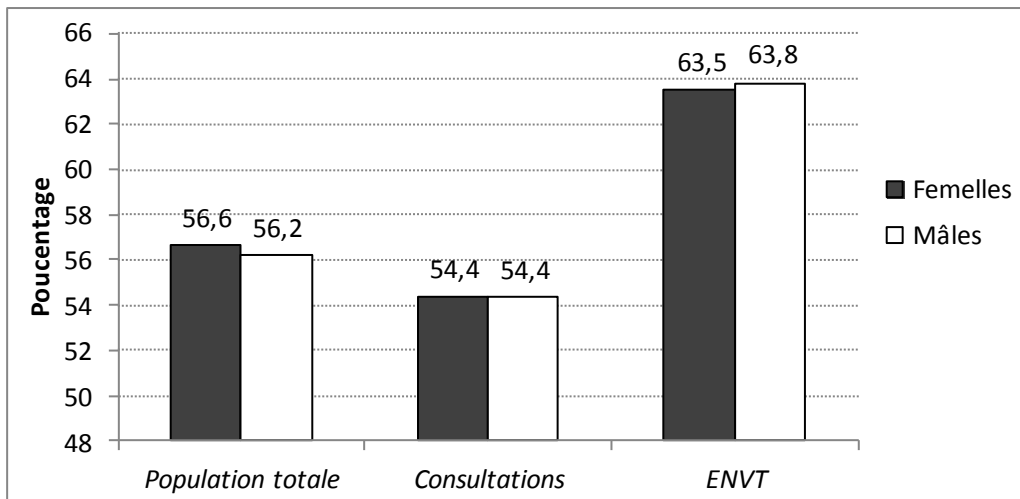
Graphique 9. Prévalences selon la fréquence de traitement antiparasitaire interne.

Une vermifugation récente (inférieure à trois mois) ne semble pas avoir d'influence sur la prévalence parasitaire globale, en effet, il n'existe pas de différence significative entre les animaux vermifugés à des intervalles différents ($\chi^2 = 0,264$; degré de liberté = 3 ; $p > 0,050$). Notons que l'effectif du groupe de chats dont la dernière vermifugation a été réalisée entre 6 mois et un an est faible (14 chats).

Cependant il existe une différence significative dans les habitudes de vermifugation entre la cohorte ENVT et celle consultation. En effet les chats de l'ENVT sont 93 parmi 103 soit 90,3% à avoir reçu un vermifuge dans les 6 mois précédant l'analyse contre 215 parmi 334 chez les chats présentés en consultation soit 64,37% ($\chi^2 = 4,09$; degré de liberté = 1 ; $p < 0,050$).

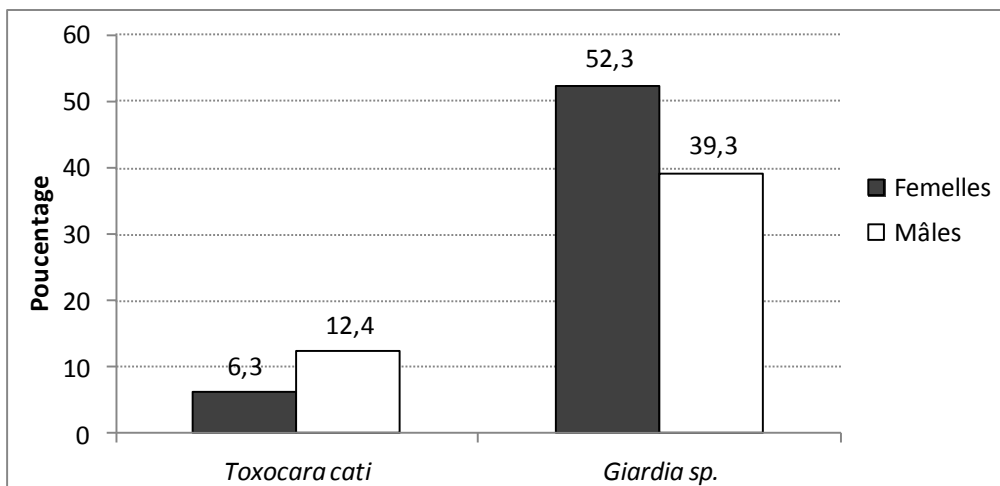
4.7 Influence du sexe et du statut reproducteur sur la prévalence parasitaire

Il n'existe pas de différence significative pour la prévalence globale entre les femelles et les mâles ($\chi^2 = 0,003$; degré de liberté = 1 ; $p > 0,050$). Il n'existe pas de différence significative entre les femelles des cohortes « Consultation » et « ENVT » ($\chi^2 = 0,164$; degré de liberté = 1 ; $p > 0,050$).

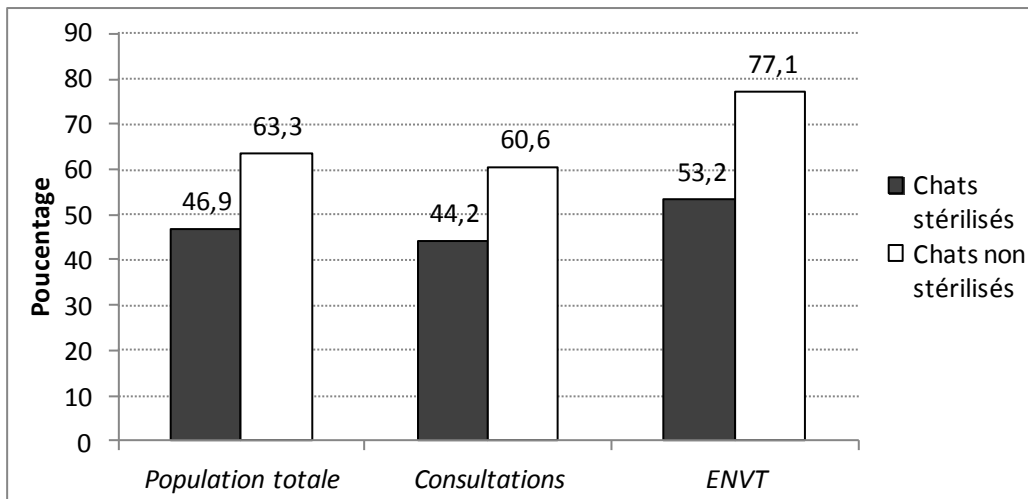


Graphique 10. Prévalences par cohorte selon le sexe

Dans l'échantillon total, les femelles sont significativement moins infestées que les mâles par *Toxocara cati* ($\chi^2 = 4,654$; degré de liberté = 1 ; $p < 0,050$). En revanche, il n'y a pas de différence significative entre les mâles et les femelles pour *Giardia* spp. ($\chi^2 = 3,189$; degré de liberté = 1 ; $p > 0,050$).



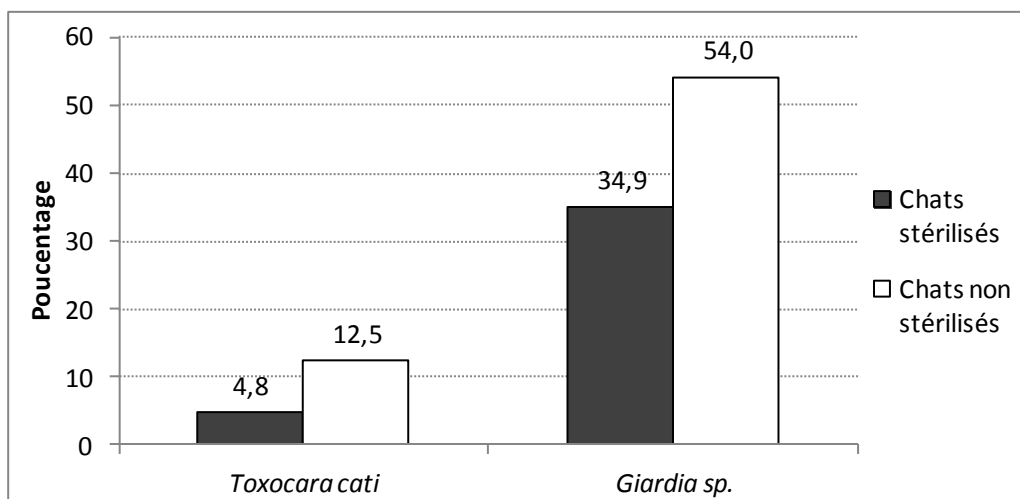
Graphique 11. Prévalences de *Toxocara cati* et *Giardia* spp. selon le sexe dans la population totale



Graphique 12. Prévalences par cohortes selon le statut reproducteur

La prévalence parasitaire globale est supérieure chez les animaux entiers par rapport aux animaux stérilisés, et ce de manière significative ($\chi^2 = 3,784$; degré de liberté = 1 ; $p < 0,050$).

Pour les animaux stérilisés, il n'existe pas de différence significative entre les cohortes « Consultation » et « ENVT » ($\chi^2 = 0,026$; degré de liberté = 1 ; $p > 0,050$). Il en est de même pour les animaux non stérilisés de ces deux cohortes ($\chi^2 = 0,819$; degré de liberté = 1 ; $p > 0,050$).

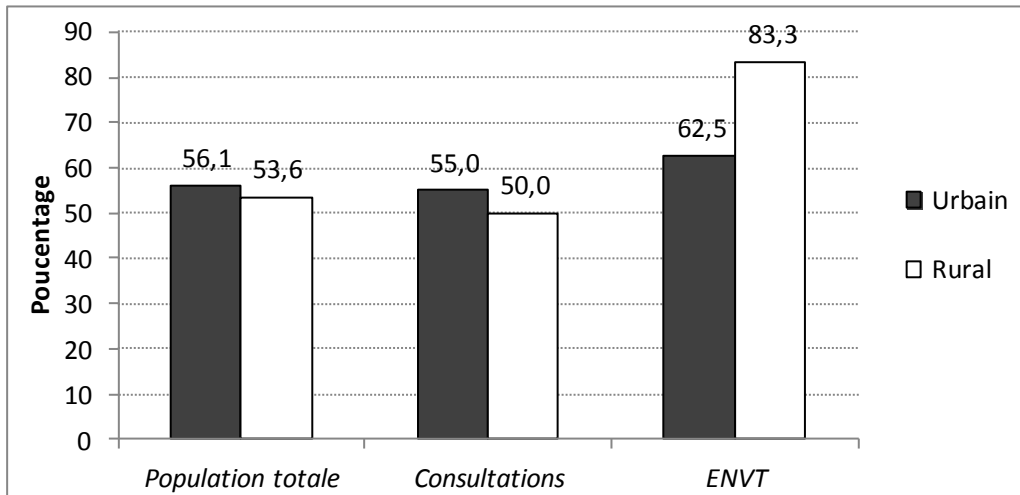


Graphique 13. Prévalences de *Toxocara cati* et *Giardia spp.* selon le statut reproducteur

Il existe une différence significative entre les animaux entiers et les animaux stérilisés concernant l'infestation par *Toxocara cati* ($\chi^2 = 7,164$; degré de liberté = 1 ; $p < 0,050$) et l'infestation par *Giardia spp.* ($\chi^2 = 6,726$; degré de liberté = 1 ; $p < 0,050$). Les animaux stérilisés sont significativement moins atteints.

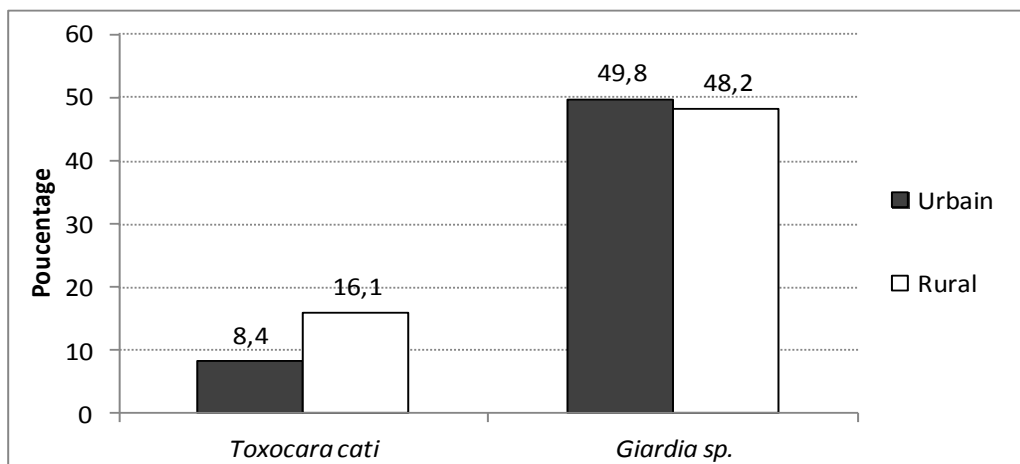
4.8 Influence du mode de vie sur la prévalence parasitaire

4.8.1 Environnement rural/urbain



Graphique 14. Prévalences par cohortes selon l'environnement rural ou urbain du chat

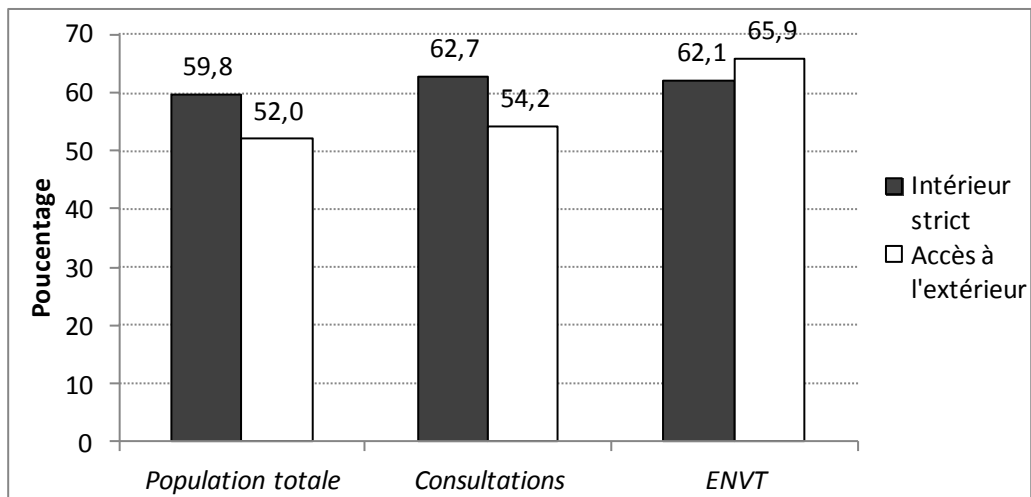
Les prévalences parasitaires globales des animaux vivant en milieu urbain et des animaux vivant en milieu rural ne sont pas significativement différentes ($\chi^2 = 0,037$; degré de liberté = 1 ; $p > 0,050$). Il n'existe pas de différence significative entre les cohortes « Consultation » et « ENVT » (Environnement urbain : $\chi^2 = 0,123$; degré de liberté = 1 ; $p > 0,050$; Environnement rural : $\chi^2 = 0,363$; degré de liberté = 1 ; $p > 0,050$).



Graphique 15. Prévalences de *Toxocara cati* et *Giardia spp.* selon l'environnement urbain ou rural.

Il n'existe pas de différence significative entre les animaux vivant en milieu rural et les animaux vivant en milieu urbain concernant l'infestation par *Toxocara cati* ($\chi^2 = 2,77$; degré de liberté = 1 ; $p > 0,050$) et l'infestation par *Giardia spp.* ($\chi^2 = 0,017$; degré de liberté = 1 ; $p > 0,050$).

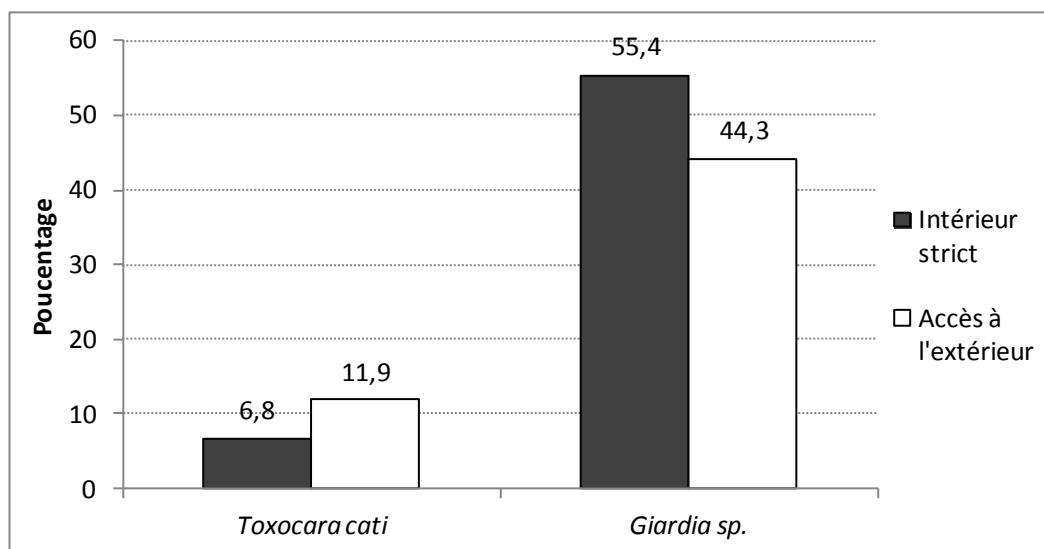
4.8.2 Mode de vie intérieur/accès à l'extérieur



Graphique 16. Prévalences par cohortes selon le mode de vie (intérieur strict / accès à l'extérieur possible).

Dans l'échantillon total, aucune différence significative n'est observée entre les animaux vivant en intérieur strict et les animaux ayant accès à l'extérieur ($\chi^2 = 0,852$; degré de liberté = 1 ; $p > 0,050$). Il en est de même au sein des cohortes « Consultation » ($\chi^2 = 1,392$; degré de liberté = 1 ; $p > 0,050$) et « ENVT » ($\chi^2 = 0,036$; degré de liberté = 1 ; $p > 0,050$).

Les prévalences obtenues dans les deux cohortes ne présentent pas de différence significative (Intérieur strict : $\chi^2 = 0,022$; degré de liberté = 1 ; $p > 0,050$; Accès à l'extérieur : $\chi^2 = 1,22$; degré de liberté = 1 ; $p > 0,050$).

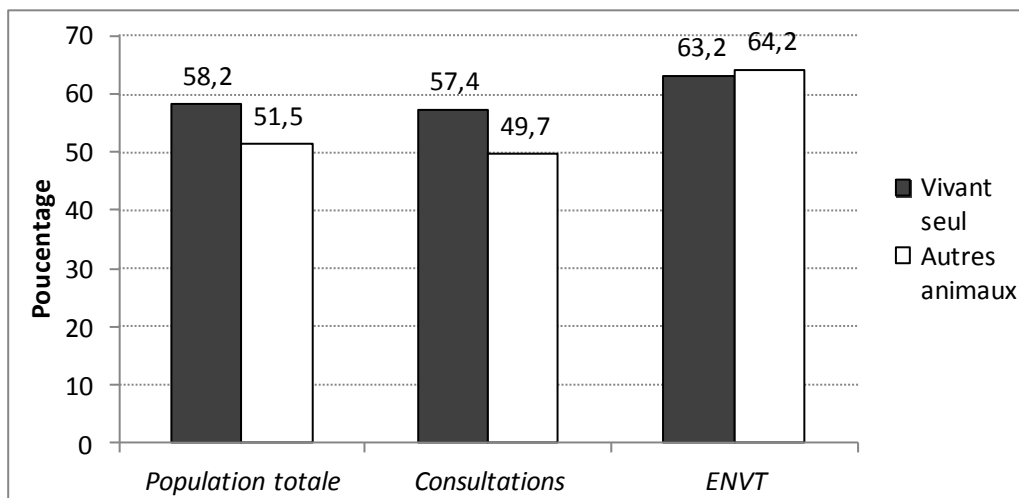


Graphique 17. Prévalences de *Toxocara cati* et de *Giardia spp.* selon le mode de vie (intérieur strict / accès à l'extérieur possible).

Il existe une différence significative entre les animaux ayant accès à l'extérieur et les animaux vivant en intérieur strict concernant la prévalence de *Toxocara cati* ($\chi^2 = 3,169$; degré de liberté

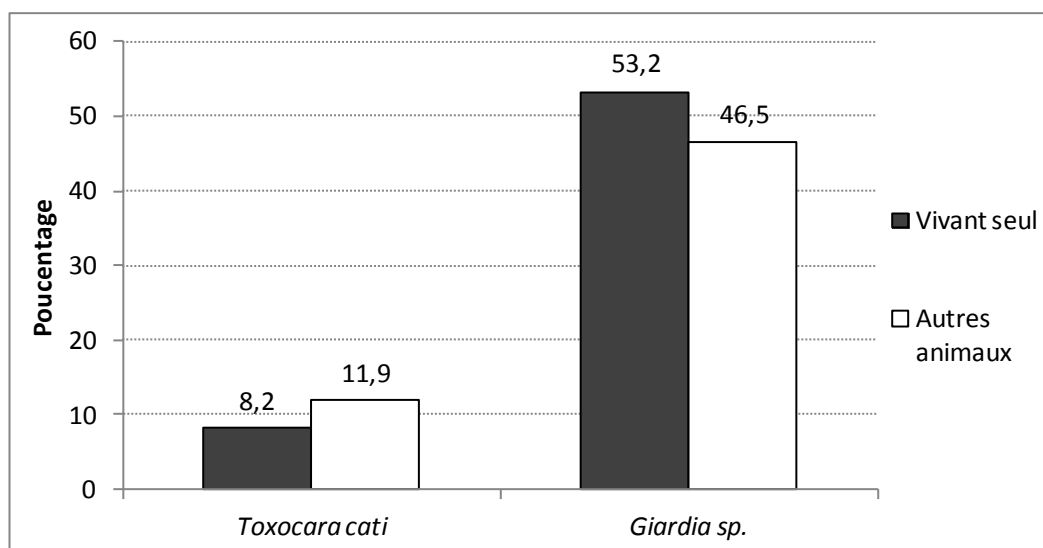
= 1 ; $p < 0,050$). Les animaux ayant accès à l'extérieur sont significativement plus infestés. En revanche, aucune différence significative n'est observée pour la prévalence de *Giardia* spp. ($\chi^2 = 6,019$; degré de liberté = 1 ; $p = 0,014$).

4.8.3 Présence ou non d'autres animaux dans le foyer



Graphique 18. Prévalences selon la présence d'autres animaux dans le foyer.

Il n'existe pas de différence significative entre les animaux vivant seuls ou vivant avec d'autres animaux dans l'échantillon total ($\chi^2 = 0,631$; degré de liberté = 1 ; $p > 0,050$). Les résultats obtenus dans les cohortes « Consultation » et « ENVT » ne sont pas différents (Chats vivant seuls : $\chi^2 = 0,162$; degré de liberté = 1 ; $p > 0,050$; Chats vivant avec d'autres animaux : $\chi^2 = 0,962$; degré de liberté = 1 ; $p > 0,050$).



Graphique 19. Prévalences de *Toxocara cati* et de *Giardia* spp. selon la présence d'autres animaux dans le foyer ou non

Entre les animaux vivant seuls ou vivant avec d'autres animaux, il n'existe pas de différence significative concernant la prévalence de *Toxocara cati* ($\chi^2 = 1,462$; degré de liberté = 1 ; $p > 0,050$) et de *Giardia* spp. ($\chi^2 = 0,686$; degré de liberté = 1 ; $p > 0,050$).

4.8.4 Comportement chasseur ou non

Le comportement de chasse a été rapporté pour 54 chats, des parasites ont été mis en évidence dans les selles de 51,9% d'entre eux (soit 28 chats). La prévalence parasitaire chez les chats définis comme non chasseurs est de 53,8%. Ces résultats ne présentent pas de différence significative ($\chi^2 = 0,245$; degré de liberté = 1 ; $p > 0,050$).

4.9 Discussion

4.9.1 Matériels et méthodes

Les fèces de 501 chats ont été récoltées. Trois chats ont été exclus de l'étude car leur lieu d'habitation ne correspondait pas à la zone géographique précédemment définie. Ainsi, les selles de 498 chats ont été analysées dont 50 chats autopsiés et 110 chats appartenant à des étudiants vétérinaires ou des personnes travaillant à l'ENVT.

La technique de flottation utilisée permet de mettre en évidence des éléments parasitaires peu ou pas observables à l'œil nu se trouvant dans les matières fécales (œufs, kystes...). Cependant la sensibilité de l'analyse dépend de la représentativité de l'échantillon, de la méthode de collecte et de sa conservation. Ainsi, l'idéal est que les selles soient prélevées sur une surface sèche et propre, la quantité totale de selles devant correspondre à la quantité émise par l'animal sur 24 heures. Malheureusement cela n'est pas réalisable dans le cadre d'une collaboration avec les propriétaires. Les selles doivent être les plus fraîches possibles, si nécessaire, il est possible de les conserver au réfrigérateur à 4°C pendant un à trois jours. De ce fait, l'analyse a été réalisée dans les douze heures suivant l'autopsie ou la collecte auprès des propriétaires, le matériel à analyser étant conservé au réfrigérateur à 4°C. Les éléments parasitaires étant irrégulièrement distribués dans les fèces, il est également très important d'homogénéiser l'échantillon avant toute analyse ce qui a été fait.

L'étude des prévalences parasitaires en fonction du mois de prélèvement a été envisagée afin de mettre en évidence des périodes à risque majoré. Cette analyse a été abandonnée du fait de l'hétérogénéité de la répartition de l'échantillon ne permettant pas la réalisation d'une étude statistique représentative (exemple : en février 2016, analyse de 8 fèces parmi lesquelles 3 positives

[37,5%] ; en février 2017, analyse de 68 fèces dont 53 positives [77,94%]. De même, en l'absence de données sur les prévalences mensuelles, l'étude de l'influence de la météorologie n'a pas pu être menée. Cependant si les conditions météorologiques ont une importance particulière lors de l'étude de la prévalence de certains parasites comme les strongles des ruminants, chez les carnivores domestiques leur influence est moindre (Nolan *et al*, 1995). D'une part la vie en intérieur strict affranchit le développement des parasites des conditions du milieu, d'autre part les deux parasites les plus représentés dans cette étude qui sont *Giardia duodenalis* et *Toxocara cati* ont une répartition cosmopolite.

Concernant la recherche des *Giardia* spp., une analyse des selles sur trois jours aurait permis d'augmenter la sensibilité de notre méthode mais cela s'avère plus délicat à obtenir auprès des propriétaires. De plus, l'ajout d'une goutte de lugol ou de bleu de méthylène aurait permis de faciliter l'identification des kystes parasitaires car ils permettent d'en mieux visualiser les structures internes. L'utilisation d'un test rapide de recherche de copro-antigènes aurait également pu être envisagée bien que sa supériorité en termes de spécificité et de sensibilité soit discutée (Decock *et al*. 2003 ; Cirak et Bauer, 2004 ; Mekaru *et al.*, 2007). Toutefois, la concordance de nos résultats avec ceux d'une précédente étude ayant utilisé la même méthode de flottation (Gibier, 2007) semble rassurante quant à la justesse des chiffres obtenus.

4.9.2 Population de chats étudiée

Durant la période de récolte des prélèvements, 3958 chats différents ont été présentés en consultation au Centre Hospitalier Universitaire de l'ENVT. L'étude concerne donc 12,6% des chats patients à l'ENVT. L'échantillon n'a pas été choisi de façon aléatoire mais de façon empirique (selon le souhait et la possibilité des propriétaires de participer à cette étude), cela représente donc un premier biais. Un deuxième biais est la sur-représentation des animaux vivant en intérieur strict et des jeunes animaux. En effet, l'étude inclut 251 chats vivant en intérieur strict (soit 58,43%). Les chats vivant exclusivement en extérieur sont très peu nombreux (3/498 soit 0,60%). Cela s'explique par le mode de collecte des échantillons (dans la litière) impliquant nécessairement un temps de résidence en intérieur. Un troisième biais est l'inclusion dans l'étude de chats médicalisés uniquement (puisque'ils sont présentés en consultation). Les prévalences seraient probablement différentes si l'étude avait inclus des chats non médicalisés ou errants.

Les animaux âgés de moins d'un an représentent 43,7% de l'effectif. Cela peut s'expliquer par le mode d'obtention des échantillons. De fait, les services de consultations de Médecine Préventive et de Reproduction qui reçoivent essentiellement des jeunes chats ont beaucoup contribué à notre

collecte. Les motifs de consultation majoritaires sont la vaccination (163/498 soit 32,73%) et la consultation de pré-stérilisation (95/498 soit 19,08%). La participation à l'étude pouvait également être spontanée pour le personnel et les étudiants de l'ENVT (65 échantillons).

Des informations sur l'administration des traitements antiparasitaires internes ont été récoltées auprès des propriétaires. Quarante vingt dix neuf chats n'ont jamais reçu de vermifuge (19,88%). De nombreux clients ne connaissaient pas la molécule utilisée, cette information est donc manquante pour 109 chats (sur 399 chats ayant reçu un vermifuge, soit 27,3%). Parmi les chats ayant reçu un vermifuge de nom connu, 168 chats ont reçu du MILBEMAXND (milbémycine oxime et praziquantel) ou un équivalent (ex. MILPROND, MILBACTORND), les autres produits fréquemment évoqués sont le STRONGHOLDND (sélamectine, 34 chats), le PROFENDERND (émodepside et praziquantel, 15 chats), le DRONTALND (pyrantel et praziquantel, 15 chats) et le BROADLINEND (fipronil, (S)-méthoprène, éprinomectine et praziquantel, 12 chats).

Il existe une différence significative dans les habitudes de vermifugation entre la cohorte ENVT et celle des animaux présentés en consultation. Les chats des membres de l'ENVT sont plus fréquemment vermifugés, cela peut s'expliquer par une sensibilisation plus importante vis-à-vis de la vermifugation.

L'absence de différence significative entre les prévalences parasitaires chez les chats ayant reçu un vermifuge ou non est à considérer avec précaution. En effet, comme mentionné dans la partie bibliographique, *Giardia* spp. n'est pas ou peu sensible aux vermifuges utilisés. Ainsi l'inclusion des giardioses dans la comparaison de l'efficacité de la vermifugation induit un biais et l'exclusion des giardioses est rendue très difficile par l'existence de co-infestations. De même l'étude de l'efficacité des vermifuges par spécialité employée n'était pas pertinente du fait du sous-représentation de certaines molécules.

Cependant, plus que la date de dernière vermifugation, il aurait été intéressant de connaître la fréquence de celle-ci afin de comparer nos résultats avec ceux d'une étude ayant démontré une prévalence parasitaire significativement inférieure chez les chats recevant plus de 3 traitements antiparasitaires par an (Beugnet, 2014a).

Le comportement de prédation est instinctivement considéré comme un facteur de risque, puisque les chats ayant ce comportement et consommant leurs proies peuvent s'infester plus facilement. Dans l'étude, peu de propriétaires rapportent un comportement de prédation de la part de leur animal, cela est en lien avec la prédominance du mode de vie en intérieur strict mais également parce que ce comportement peut être sous-estimé par les propriétaires.

4.9.3 Résultats coproscopiques

Dans cette étude, 56,4% des échantillons comportaient des éléments parasitaires d'au moins une espèce. Le taux de parasitisme est donc non négligeable.

Des différences entre les chats appartenant à des membres de l'ENVT et les chats appartenant à d'autres personnes ont été recherchées pour les différents critères étudiés (sexe, statut reproducteur, mode de vie...). Des différences significatives ont été observées entre ces deux cohortes. Les chats appartenant à des membres de l'ENVT sont significativement moins infestés par *Toxocara cati* que ceux des animaux présentés en consultation mais l'infestation parasitaire globale n'est pas différente dans les deux cohortes. Cela peut s'expliquer par les habitudes de vermifugation précédemment évoquées chez les membres de l'ENVT. L'absence de différence pour l'infestation parasitaire au sens large pouvant se justifier par l'absence ou la moindre efficacité des vermifuges usuels sur les infestations par *Giardia* spp.

L'âge est un facteur clé. En effet, la prévalence parasitaire est nettement supérieure chez les chats âgés de moins d'un an. Cela a été observé à plusieurs reprises dans la littérature (Gibier, 2007 ; Palmer et al., 2008 ; Gates et Nolan, 2009). Cela s'explique par le caractère immature des jeunes animaux et par la vie en groupe des chatons qui permet de fréquentes recontaminations. L'influence de l'âge peut également être liée à la vermifugation qui est en général réalisée au moment de la primovaccination. Les jeunes animaux sont donc souvent moins vermifugés.

Dans cette étude, il n'existe pas de différence entre les mâles et les femelles pour la prévalence parasitaire globale. Cependant, la stérilisation semble avoir une influence sur le taux d'infestation. En effet, les animaux entiers sont significativement plus parasités que les animaux stérilisés. Pour les animaux ayant un accès à l'extérieur, cela peut s'expliquer par le fait que les animaux entiers possèdent un territoire plus grand et sont donc exposés à une plus grande source d'infestation. Pour les autres animaux, on peut éventuellement imaginer une moindre médicalisation des animaux non stérilisés.

Le mode de vie de l'animal semble avoir peu d'influence sur le parasitisme. En effet, la prévalence parasitaire globale n'est pas différente entre les chats vivant en milieu urbain ou en milieu rural. Il existe cependant une différence significative vis-à-vis de *Toxocara cati* dont la prévalence est significativement plus élevée chez les animaux ayant accès à l'extérieur. La présence d'autres animaux dans le foyer n'a pas d'influence non plus. De manière plus surprenante, la prévalence n'est pas différente entre les chats ayant un accès à l'extérieur et les chats vivant en

intérieur strict. Il n'existe pas non plus de différence significative entre les animaux ayant accès à l'extérieur en milieu urbain et ceux en milieu rural. Dans la littérature, une prévalence plus élevée est souvent rapportée pour les animaux vivant à l'extérieur.

La majorité des infestations parasitaires sont des giardioses. *Giardia* spp. est retrouvée seule chez 45,2% des chats (225 individus) et avec au moins un autre parasite chez 4,4% des chats (soit 22 chats). La prévalence globale de *Giardia* spp. est de 49,6%. Ce chiffre est semblable à celui trouvé en 2006 (51,6%) dans la région toulousaine également (Gibier, 2007) mais nettement supérieur aux prévalences précédemment déterminées en France : 10,0% en 1996 dans la région lyonnaise (Beugnet, 1996) et 8,8% en 2000 dans la région parisienne (Beugnet et al., 2000). Cette prévalence de *Giardia* spp. est également très supérieure aux prévalences déterminées dans d'autres pays européens. En effet, en Italie en 2015, sur 146 chats domestiques, 7,5% d'entre eux présentaient une giardiose (Mancianti et al., 2015). En Pologne, la prévalence est de 2,9% selon une étude réalisée sur les fèces de 264 chats (Zajac et al., 2017). Ainsi, la prévalence varie de façon importante d'une étude à une autre, selon la localisation et la méthode utilisée. La prévalence mondiale serait d'environ 12% chez le chat (Bouزيد et al., 2015).

Cette prévalence élevée s'explique aussi par l'absence de *Giardia* spp. dans le spectre des vermifuges conventionnels et par une recontamination fréquente des chats. Le traitement contre *Giardia* spp. est généralement mis en place lorsque l'animal présente des troubles digestifs et/ou un taux d'excrétion supérieur à 10 kystes parasitaires par champ. Dans cette étude, 16,2% des chats présentaient un taux d'excrétion le nécessitant. La majorité des chats présentaient des taux d'excrétion inférieur à 5 kystes parasitaires par champ (166/247 soit 67,2%).

Toxocara cati est le second parasite le plus fréquent, sa prévalence globale s'élève à 9,24%. Les individus concernés présentaient une co-infestation dans 50% des cas. Cette fois encore, notre résultat est similaire à celui obtenu en 2006 dans la région toulousaine (Gibier, 2007). Il est légèrement inférieur à d'autres résultats obtenus : 11,0% dans une étude menée sur 3000 chats en France et en Allemagne (Coati et al. 2003) ; 14,0% dans une étude menée sur 180 chats en France (Loge C. 2001). En Italie, la prévalence de *Toxocara cati* varie également selon les régions (entre 10,3% et 33,1% selon les études) mais reste plus élevée qu'en France (Riggio et al., 2013 ; Spada et al., 2013 ; Zanzani et al., 2014 ; Mancianti et al., 2015). Le Danemark semble être le pays européen où les chats sont les plus infestés par ce parasite avec des prévalences variant de 44,0 à 84,8% selon les études (Takeuchi-Storm et al., 2015 ; Hansen et al., 2017). La plupart des chats excrètent moins de 25 œufs par gramme (47,2%). Notons que dans notre étude, l'accès à l'extérieur est un facteur de risque pour

l'infestation par *Toxocara cati*, les œufs sont en effet très résistants et restent infestants durant plusieurs années.

Les prévalences des autres parasites identifiées dans cette étude sont inférieures ou égales à 1%. Pour certains (*Mesocestoides* spp., *Dipylidium caninum*, *Taenia taeniaformis*), les méthodes utilisées étaient peu sensibles et le nombre d'animaux autopsiés trop faibles (50 chats) ne permettant pas une interprétation juste de ces résultats.

Il existe peu de données concernant la prévalence de *Mesocestoides* spp. dans le monde. Dans notre étude, le parasite adulte a été identifié dans l'intestin grêle de deux animaux autopsiés (soit une prévalence 0,4%). La présence du parasite est également rapportée dans trois études européennes utilisant l'autopsie comme méthode diagnostique, la prévalence observée reste faible : 1,2% en Italie (Riggio et al., 2013) et 3,0% au Danemark (Takeuchi-Storm et al., 2015).

Des œufs de *Capillaria* spp., d'*Ancylostoma* spp. et *Toxascaris leonina* ont été identifiés à l'analyse coproscopique des fèces de trois chats différents. Ces parasites sont plutôt rares en Europe mais ne doivent pas être négligés, leurs prévalences allant jusqu'à 5% dans certains pays (Rambozzi et al., 2007 ; Beugnet et al., 2014a ; Di Cesare et al., 2015b ; Grandi et al., 2017 ; Hansen et al., 2017).

Des ookystes de *Cystoisospora* spp. ont été retrouvés dans les fèces de cinq chats, soit une prévalence de 1%. Ce résultat est similaire à celui précédemment obtenu dans la région toulousaine (Gibier, 2007). Une étude réalisée dans plusieurs pays d'Europe (dont la France) sur 1519 chats a cependant révélé une prévalence supérieure (9,7%) de *Cystoisospora* spp. (Beugnet et al., 2014a).

Le recours à la méthode de Baermann a permis la mise en évidence de larves L1 d'*Aelurostrongylus abstrusus* et *Strongyloides* sp qui ont été détectées chez seulement huit chats, dont sept présentant une co-infestation avec d'autres parasites. Un jeune mâle de 6 mois présentait une co-infestation par *Aelurostrongylus abstrusus* et *Strongyloides* spp. Ce chiffre peut être sous-estimé en raison de l'excrétion intermittente des larves. D'autre part l'identification d'*Aelurostrongylus abstrusus* est difficile et repose sur la taille de la larve (qui fait actuellement débat, selon les publications une taille minimale de 300 ou 350 µm est évoquée), ainsi qu'une observation fine de la tête et de la partie caudale du parasite (queue en forme de cédille présentant trois projections évoquant des poignées de porte). La larve L1 peut être aisément confondue avec celle de *Troglostrongylus* spp.. Des méthodes de diagnose génomiques ont été développées ces dernières années et auraient présenté un intérêt pour confirmer la nature des parasites rencontrés (Traversa et al., 2013).

Les cinq cas d'aelurostrongylose ne concernent que des chats âgés de moins de 8 mois, un seul chat âgé de 2 mois présentait des troubles respiratoires, les autres ne présentaient aucun signe clinique. L'absence de signes cliniques peut être expliquée par une infestation récente ou une faible charge parasitaire. Le nombre de cas étant faible dans cette étude, il n'est pas possible de mettre en évidence des facteurs de risque. Selon des publications récentes, le sexe n'aurait pas d'influence (Tamponi *et al.*, 2014), mais les jeunes animaux seraient plus sensibles (Traversa *et al.*, 2008 ; Di Cesare *et al.*, 2015a).

L'un des cas concerne un animal autopsié, pour lequel des larves L1 d'*Aelurostrongylus abstrusus* ont également été retrouvées dans les poumons en utilisant une méthode de Baermann modifiée. Dans une étude menée au Danemark, la recherche d'*Aelurostrongylus abstrusus* a été réalisée avec deux techniques : la méthode de Baermann sur les fèces des chats mais aussi une méthode de digestion pour les poumons qui s'est avérée plus sensible puisqu'elle permettait de détecter la présence de larves L1 mais aussi d'œufs et d'adultes (Olsen *et al.*, 2015). La méthode de Baermann modifiée utilisée sur les poumons dans notre étude n'utilisant pas la digestion, elle s'est avérée moins sensible que la méthode classique sur fèces.

Des larves de *Strongyloides* spp. ont été retrouvées dans les fèces de trois chats, dont deux chats adultes (6 et 9 ans), soit une prévalence de 0,6%. En Europe, lorsque la présence de *Strongyloides* spp. est notée, sa prévalence est relativement faible : 3,4% en Roumanie lors d'une étude sur 414 chats domestiques (Mircean *et al.*, 2010) et 1,0% au Danemark dans une étude portant sur 99 chats vivant en extérieur (Takeuchi-Storm *et al.*, 2015). En Malaisie, en Thaïlande et en Egypte, les prévalences décrites sont similaires (Mohd Zain *et al.*, 2013 ; Rojekkittikhun *et al.*, 2014 ; El-Seify *et al.*, 2017). En revanche, des taux d'infestation plus importants (de 14,3% à 28,0%) ont été rapportés au Brésil et au Qatar (Abu-Madi *et al.*, 2007 ; Lorenzini *et al.*, 2007). Les infestations par *Strongyloides* spp. provoquant des signes cliniques sont rares et concernent plutôt des animaux jeunes (Thamsborg *et al.*, 2017). *Strongyloides* spp. étant également un parasite de l'Homme, il serait intéressant de réaliser le typage génétique des *Strongyloides* spp. infestant le chat afin de mesurer leur potentiel zoonotique.

5. Résultats et discussion pour *Toxoplasma gondii*

5.1 Population étudiée et résultats

La recherche sérologique de *Toxoplasma gondii* a été réalisée pour 139 chats dont 70 mâles et 69 femelles, 39 animaux stérilisés et 100 entiers. L'échantillon comprend 7 chats de race (soit 5,03%) (deux Maine Coon, un Persan, un Scottish Straight, deux Siamois et un Sphinx), les autres

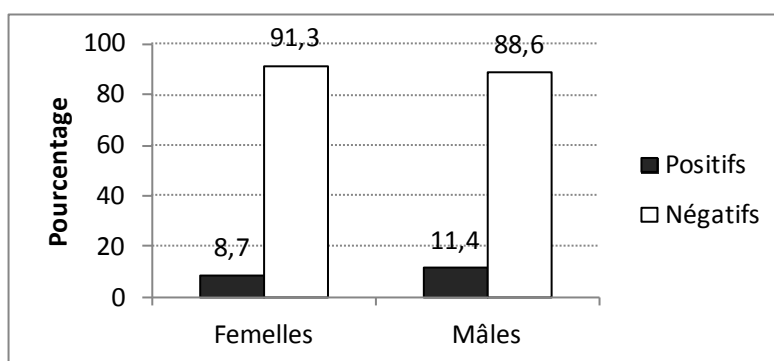
étant des chats Européens. Le mode de vie en intérieur strict concerne 93 chats (66,90%) et 46 chats ont libre accès à l'extérieur (33,1%).

Le test sérologique s'est avéré positif pour 14 chats, c'est-à-dire avec un rapport S/P supérieur à 50%. Aucun résultat douteux ($40\% < S/P < 50\%$) n'a été obtenu. La séroprévalence obtenue dans cette étude est donc de 10,07%.

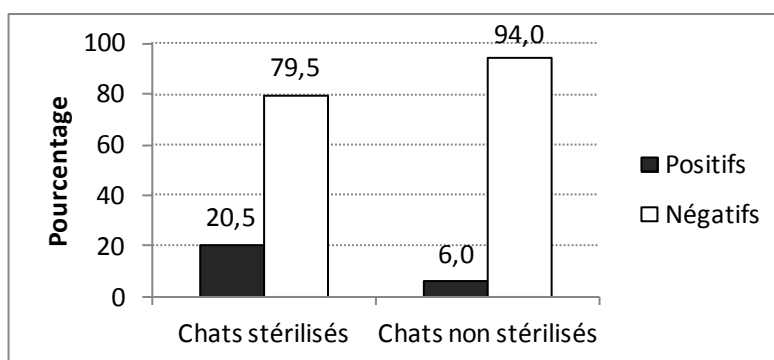
Tableau 35. Séroprévalence selon l'âge

	[0 – 1 an[[1 – 5 ans]	[6 – 10 ans]	[> 11 ans]	Total
Nombre de positifs/Effectif	4/71	3/34	3/12	4/8	14/139
Prévalence	5,6%	8,8%	25,0%	50,0%	10,07%

La séroprévalence augmente avec l'âge. Les résultats positifs concernent uniquement des chats Européens, âgés de 2 mois à 17 ans.

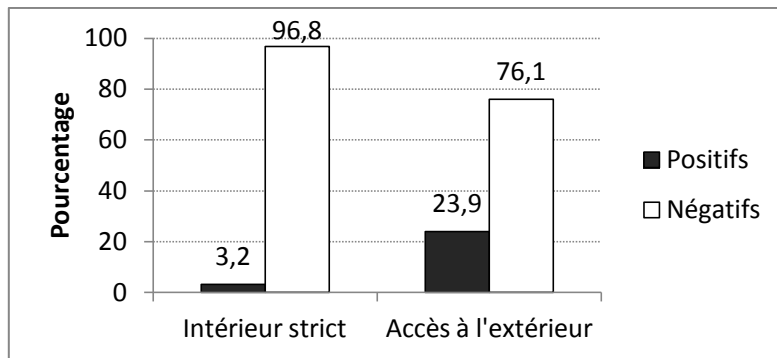


Graphique 20. Séroprévalence en fonction du sexe



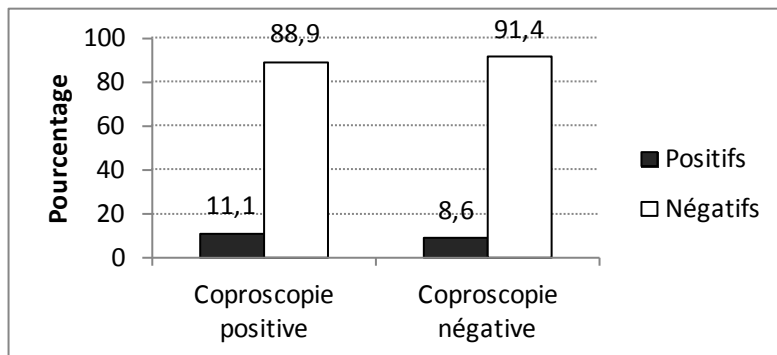
Graphique 21. Séroprévalence en fonction du statut reproducteur

Les résultats séropositifs concernent deux femelles entières, quatre femelles stérilisées, quatre mâles entiers et quatre mâles castrés. Il n'existe pas de différence significative entre les mâles et les femelles ($\chi^2 = 0,287$; degré de liberté = 1 ; $p > 0,050$). En revanche, la séroprévalence est significativement plus élevée chez les chats stérilisés (8/39) que chez les chats non stérilisés (6/100) ($\chi^2 = 5,839$; degré de liberté = 1 ; $p > 0,050$).



Graphique 22. Séroprévalence en fonction du mode de vie

Trois chats séropositifs vivent en intérieur strict, les 11 autres chats séropositifs peuvent avoir accès à l'extérieur. La séroprévalence est significativement plus élevée chez les animaux ayant accès à l'extérieur que chez les animaux vivant en intérieur strict ($\chi^2 = 13,699$; degré de liberté = 1 ; $p < 0,050$). Un comportement de chasse est rapporté par les propriétaires de deux des chats séropositifs.



Graphique 23. Séroprévalence en fonction du résultat de la coproscopie

L'analyse coproscopique était positive pour 9 chats séropositifs : 8 animaux étaient excréteurs de *Giardia* spp. et un chat présentait une co-infestation par *Giardia* spp. et *Toxocara cati*. Il n'existe pas de différence significative entre les chats dont l'analyse coproscopique était positive et les autres chats ($\chi^2 = 0,235$; degré de liberté = 1 ; $p > 0,050$).

Pour tous les chats séropositifs, la recherche de larves pulmonaires par la méthode de Baermann s'est révélée négative.

5.2 Discussion

5.2.1 Matériels et méthodes

La recherche sérologique de *Toxoplasma gondii* a été proposée pour les 498 chats de l'étude. Tous les propriétaires n'étant pas d'accord pour faire subir cet examen à leur animal et les chats étant des animaux difficiles à prélever, 139 sérums ont été obtenus.

Pour déterminer la prévalence de *Toxoplasma gondii*, la recherche d'anticorps dirigés contre le parasite dans le sang (sang total, sérum ou plasma) est à préférer à la recherche d'ookystes dans les fèces puisque leur excrétion est intermittente. En effet, un chat n'est généralement excréteur qu'une seule fois dans sa vie, et ce pendant quelques jours seulement. En revanche, un chat excréteur émet une grande quantité d'ookystes ce qui explique une contamination de l'environnement très hétérogène (Afonso et al., 2008). A un instant donné, moins de 1% des chats infestés par *Toxoplasma gondii* sont excréteurs d'ookystes (Dabritz et al., 2007). Dans une étude réalisée sur 490 chats en Finlande en 2012, la séroprévalence était de 48,4%, alors que des ookystes ont été identifiés par PCR dans les selles de 1,5% des chats (Jokelainen et al. 2012). Le choix du test sérologique a été réalisé en fonction de sa facilité de réalisation, du matériel nécessaire, de son coût et de sa fiabilité. Dans deux études comparant plusieurs kits commerciaux, le test ID Screen® Toxoplasmosis s'est révélé être le plus fiable (Györke et al., 2011 ; Dubey et al., 2014).

5.2.2 Résultats sérologiques

La séroprévalence obtenue dans cette étude est de 10,07%. En 2006, une étude réalisée sur les chats vivant en région toulousaine avait déterminé une séroprévalence de 29,5%. Pour cette étude, un autre kit commercial avait été utilisé : le kit Toxo-Screen® (laboratoire bioMérieux) qui est un test d'agglutination directe (Loriaux, 2006). Des taux plus importants sont également rapportés dans d'autres pays européens. Une prévalence plus forte est observée dans les pays de l'Europe de l'Est où elle dépasse 50% (Michalski et al., 2010 ; Dubey et al., 2014 ; Must et al., 2015).

Le seul facteur de risque identifié dans cette étude est le mode de vie permettant un accès à l'extérieur. Cependant on constate également une augmentation de la séroprévalence avec l'âge. En effet, les chats âgés ont plus de chances de rencontrer le parasite que les jeunes individus. De plus, le mode de contamination prédominant chez le chat est l'ingestion de Mammifères ou Oiseaux infestés par *Toxoplasma gondii*. D'autre part, les chats n'appartenant à pas à une race semblent plus à risque, cela peut être lié à leur mode de vie, les chats de race vivant plus fréquemment en intérieur strict. Ces mêmes facteurs de risque sont également rapportés dans d'autres études (Must et al., 2015).

6. Conclusion

Cette étude réalisée auprès de 498 chats domestiques résidant dans la région toulousaine a permis de mettre en évidence que plus d'un chat sur deux hébergeait au moins une espèce d'endoparasite. La prévalence de *Giardia* spp. est élevée (49,60%), cette parasitose étant asymptomatique dans la majorité des cas. *Toxocara cati* est le deuxième parasite le plus fréquemment rencontré (9,24%), touchant surtout les chats âgés de moins d'un an. Ce constat vient renforcer la validité des recommandations en termes de vermifugation des jeunes chats. D'autres parasites digestifs ont été identifiés mais leur prévalence est faible : *Cystoisospora* spp., *Dipylidium caninum*, *Ancylostoma* spp., *Strongyloïdes* spp et *Toxascaris leonina*. L'analyse des contenus digestifs de 50 chats autopsiés a permis la mise en évidence de *Mesocestoides* spp. et *Taenia taeniaformis* dont la présence ne peut être objectivée avec les méthodes coproscopiques usuelles.

Les parasites pulmonaires sont rares chez le chat, la prévalence d'*Aelurostrongylus abstrusus* est de 1%. Le jeune âge semble être un facteur de risque pour l'aelurostrongylose.

La séropositivité des chats à *Toxoplasma gondii* est estimée à 10,07%, soit un résultat inférieur aux prévalences précédemment établies.

Le taux de vermifugation est plus élevé chez les chats appartenant au personnel et aux étudiants de l'ENVT par rapport aux autres chats. La dernière vermifugation est plus récente chez ces mêmes chats. Au total, seulement 46% des chats avaient reçu un vermifuge moins de trois mois avant le prélèvement. La prévention doit être renforcée, surtout pour les jeunes chats qui sont les plus à risques.

AGREMENT SCIENTIFIQUE

En vue de l'obtention du permis d'imprimer de la thèse de doctorat vétérinaire

Je soussigné, Michel FRANC, Enseignant-chercheur, de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, directeur de thèse, certifie avoir examiné la thèse de **HENRY Perrine** intitulée « Etude de la prévalence des parasites gastro-intestinaux, pulmonaires et de *Toxoplasma gondii* chez le chat en région toulousaine » et que cette dernière peut être imprimée en vue de sa soutenance.



Fait à Toulouse, le 29 septembre 2017
Professeur Michel FRANC
Enseignant chercheur
de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse

Vu :
La Directrice de l'Ecole Nationale
Vétérinaire de Toulouse
Isabelle CHAMTELIN



Vu :
Le Président du jury :
Professeur Antoine BERRY



Mlle HENRY Perrine
a été admis(e) sur concours en : 2012
a obtenu son diplôme d'études fondamentales vétérinaires le : 23/06/2016
a validé son année d'approfondissement le : 22/06/2017
n'a plus aucun stage, ni enseignement optionnel à valider.

Vu et autorisation de l'impression :
Président de l'Université
Paul Sabatier
Monsieur Jean-Pierre VINEL


Le Président de l'Université Paul Sabatier
par délégation,
La Vice-Présidente de la CFVU
Régine ANDRE-OBRECHT



AGREMENT SCIENTIFIQUE

En vue de l'obtention du permis d'imprimer de la thèse de doctorat vétérinaire

Je soussigné, Michel FRANC, Enseignant-chercheur, de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, directeur de thèse, certifie avoir examiné la thèse de **HUCK Claire** intitulée « **Etude de la prévalence des parasites gastro-intestinaux, pulmonaires et de *Toxoplasma gondii* chez le chat en région toulousaine** » et que cette dernière peut être imprimée en vue de sa soutenance.

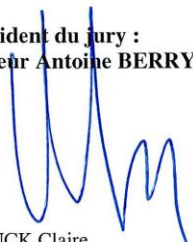


Fait à Toulouse, le 29 septembre 2017
Professeur Michel FRANC
Enseignant chercheur
de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse



Vu :
La Directrice de l'Ecole Nationale
Vétérinaire de Toulouse
Isabelle CHMITELIN

Vu :
Le Président du jury :
Professeur Antoine BERRY



Mlle HUCK Claire
a été admis(e) sur concours en : 2012
a obtenu son diplôme d'études fondamentales vétérinaires le : 23/06/2016
a validé son année d'approfondissement le : 22/06/2017
n'a plus aucun stage, ni enseignement optionnel à valider.

Vu et autorisation de l'impression :
Président de l'Université
Paul Sabatier
Monsieur Jean-Pierre VINEL

Le Président de l'Université Paul Sabatier
par délégation,
La Vice-Présidente de la CFVU



Régine ANDRÉ-OBRECHT

Bibliographie

- Abdi J, Darabi M, Sayehmiri K**, 2012 Epidemiological Situation of Toxocariasis in Iran: Meta-analysis and Systematic Review. *Pak. J. Biol. Sci.* 15, 1052–1055
- Abu-Madi MA, Al-Ahbab DA, Al-Mashhadani MM, Al-Ibrahim R, Pal P, Lewis JW**, 2007. Patterns of parasitic infections in faecal samples from stray cat populations in Qatar. *J. Helminthol.* 81
- Abu-Madi MA, Behnke JM, Prabhaker KS, Al-Ibrahim R, Lewis JW**, 2010. Intestinal helminths of feral cat populations from urban and suburban districts of Qatar. *Vet. Parasitol.* 168, 284–292
- Abu-Madi MA, Pal P, Al-Thani A, Lewis JW**, 2008. Descriptive epidemiology of intestinal helminth parasites from stray cat populations in Qatar. *J. Helminthol.* 82
- Adams P, Elliot A, Algar D, Brazell R**, 2008. Gastrointestinal parasites of feral cats from Christmas Island. *Aust. Vet. J.* 86, 60–63
- Afonso E, Lemoine M, Poulle M-L, Ravat M-C, Romand S, Thulliez P, Villena I, Aubert D, Rabilloud M, Riche B, Gilot-Fromont E**, 2008. Spatial distribution of soil contamination by *Toxoplasma gondii* in relation to cat defecation behaviour in an urban area. *Int. J. Parasitol.* 38, 1017–1023
- Alexander AB, Poirotte C, Porton IJ, Freeman KLM, Rasambainarivo F, Olson KG, Iambana B, Deem SL**, 2016. Gastrointestinal parasites of captive and free-living lemurs and domestic carnivores in eastern Madagascar. *J. Zoo Wildl. Med.* 47, 141–149
- Alvarado-Esquivel C, Liesenfeld O, Herrera-Flores RG, Ramírez-Sánchez BE, González-Herrera A, Martínez-García SA, Dubey JP**, 2007. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* Antibodies in Cats From Durango City, Mexico. *J. Parasitol.* 93, 1214–1216
- Annoscia G, Latrofa MS, Campbell BE, Giannelli A, Ramos RAN, Dantas-Torres F, Brianti E, Otranto D**, 2014. Simultaneous detection of the feline lungworms *Troglostrongylus brevior* and *Aelurostrongylus abstrusus* by a newly developed duplex-PCR. *Vet. Parasitol.* 199, 172–178
- Arbabi M, Hooshyar H**, 2009. Gastrointestinal parasites of stray cats in Kashan, Iran. *Trop. Biomed.* 26, 16–22
- Bahadori S. R., Eslami A., Meshgi B**, 2004. A study on stray cats infected with parasitic helminths in Tehran. *J. Fac. Vet. Med. Univ. Tehran* 59, 171–174
- Ballash GA, Dubey JP, Kwok OCH, Shoben AB, Robison TL, Kraft TJ, Dennis PM**, 2015. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in White-Tailed Deer (*Odocoileus virginianus*) and Free-Roaming Cats (*Felis catus*) Across a Suburban to Urban Gradient in Northeastern Ohio. *EcoHealth* 12, 359–367
- Ballweber LR, Panuska C, Huston CL, Vasilopoulos R, Pharr GT, Mackin A**, 2009. Prevalence of and risk factors associated with shedding of *Cryptosporidium felis* in domestic cats of Mississippi and Alabama. *Vet. Parasitol.* 160, 306–310
- Barrientos Serra CM, Antunes Uchoa CM, Coimbra RA**, 2003. Parasitological study with faecal sample of stray and domiciliated cats (*Felis catus domesticus*) from the Metropolitan Area of Rio de Janeiro, Brazil. *Rev. Soc. Bras. Med. Trop.* 36(3), 331–334
- Barta JR, Schrenzel MD, Carreno R, Rideout BA**, 2005. The Genus *Atoxoplasma* (Garnham 1950) as a Junior Objective Synonym of the Genus *Isospora* (Schneider 1881) Species Infecting Birds and Resurrection of *Cystoisospora* (Frenkel 1977) as the Correct Genus for *Isospora* Species Infecting Mammals. *J. Parasitol.* 91, 726–727
- Barutzki D, Schaper R**, 2003. Endoparasites in dogs and cats in Germany 1999 - 2002. *Parasitol. Res.* 90, S148–S150
- Barutzki D, Schaper R**, 2013. Occurrence and regional distribution of *Aelurostrongylus abstrusus* in cats in Germany. *Parasitol. Res.* 112, 855–861
- Becker A-C, Rohen M, Epe C, Schnieder T**, 2012. Prevalence of endoparasites in stray and fostered dogs and cats in Northern Germany. *Parasitol. Res.* 111, 849–857
- Beeck L.V., Henry M.C., Dorny P.**, 1985. Prévalence d'infections à *Toxoplasma gondii* et *Toxocara cati* chez les chats de la zone urbaine anversoise. *Ann. Médecine Vét.* 129, 433–440

- Beelitz P, Gobel E, Gothe R,** 1992. Fauna and incidence of endoparasites in kittens and their mothers from different husbandry situations in south Germany. *Tierärztl. Prax.* 20, 297–300
- Berger-Schoch AE, Herrmann DC, Schares G, Müller N, Bernet D, Gottstein B, Frey CF,** 2011. Prevalence and genotypes of *Toxoplasma gondii* in feline faeces (oocysts) and meat from sheep, cattle and pigs in Switzerland. *Vet. Parasitol.* 177, 290–297
- Beugnet F,** 1996. Une entérite sous-estimée chez les carnivores domestiques : la giardiose à *Giardia duodenalis*. *Action Vét.* 1357
- Beugnet F, Bourdeau P, Chalvet-Monfray K, Cozma V, Farkas R, Guillot J, Halos L, Joachim A, Losson B, Miró G, others,** 2014a. Parasites of domestic owned cats in Europe: co-infestations and risk factors. *Parasit. Vectors* 7, 291
- Beugnet F, Bourdoiseau G, Dang H,** 2004a. *Abrégé de Parasitologie Clinique des Carnivores Domestiques*. Kalianxis. Kalianxis
- Beugnet F, Guillot J, Polack B, Chermette R,** 2000. Enquête sur le parasitisme digestif des chiens et des chats de particuliers de la région parisienne. *Rev. Médecine Vét.* 151, 443–446
- Beugnet F, Halos L,** 2015. *Parasitoses & vector borne diseases of cats*. Merial
- Beugnet F, Labuschagne M, Fourie J, Jacques G, Farkas R, Cozma V, Halos L, Hellmann K, Knaus M, Rehbein S,** 2014b. 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
- Beugnet F, Polack B, Dang H.** 2004b. *Atlas de Coproscopie*. Kalianxis
- Bolais PF, Vignoles P, Pereira PF, Keim R, Aroussi A, Ismail K, Dardé M-L, Amendoeira MR, Mercier A,** 2017. *Toxoplasma gondii* survey in cats from two environments of the city of Rio de Janeiro, Brazil by Modified Agglutination Test on sera and filter-paper. *Parasit. Vectors* 10
- Borji H, Razmi G, Ahmadi A, Karami H, Yaghfoori S, Abedi V,** 2011. A survey on endoparasites and ectoparasites of stray cats from Mashhad (Iran) and association with risk factors. *J. Parasit. Dis.* 35, 202–206
- Borkataki S, Katoch R, Goswami P, Godara R, Khajuria J, Yadav A, Kaur R,** 2013. Prevalence of parasitic infections of stray cats in Jammu, India. *Sokoto J. Vet. Sci.* 11
- Borthakur SK, Mukharjee SN,** 2011. Gastrointestinal helminthes in stray cats (*Felis catus*) from Aizawl, Mizoram, India. *Southeast Asian J. Trop. Med. Public Health* 42, 255–259
- Boughattas S, Behnke J, Sharma A, Abu-Madi M,** 2016. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* infection in feral cats in Qatar. *BMC Vet. Res.* 13
- Bouزيد M, Halai K, Jeffreys D, Hunter PR,** 2015. The prevalence of *Giardia* infection in dogs and cats, a systematic review and meta-analysis of prevalence studies from stool samples. *Vet. Parasitol.* 207, 181–202
- Bowman DD, Hendrix CM, Lindsay DS, Barr SC,** 2002. *Feline clinical parasitology*. Blackwell Science Company, Iowa State University
- Bowman DD, Lucio-Forster A,** 2010. Cryptosporidiosis and giardiasis in dogs and cats: Veterinary and public health importance. *Exp. Parasitol.* 124, 121–127
- Braga M do SC de, André MR, Jusi MMG, Freschi CR, Teixeira MCA, Machado RZ, others,** 2012. Occurrence of anti-*Toxoplasma gondii* and anti-*Neospora caninum* antibodies in cats with outdoor access in São Luís, Maranhão, Brazil. *Rev. Bras. Parasitol. Veterinária* 21, 107–111
- Brianti E, Gaglio G, Giannetto S, Annoscia G, Latrofa MS, Dantas-Torres F, Traversa D, Otranto D,** 2012. *Troglostrongylus brevior* and *Troglostrongylus subcrenatus* (Strongylida: Crenosomatidae) as agents of broncho-pulmonary infestation in domestic cats. *Parasit. Vectors* 5, 178
- Bussiéras J, Charmette R,** 1988. *Abrégé de Parasitologie vétérinaire*. R. Rosset
- Calvete C, Lucientes J, Castillo JA, Estrada R, Gracia MJ, Peribanez MA, Ferrer M,** 1998. Gastrointestinal helminth parasites in stray cats from the mid-Ebro Valley, Spain. *Vet. Parasitol.* 75
- Cantó GJ, Guerrero RI, Olvera-Ramírez AM, Milián F, Mosqueda J, Aguilar-Tipacamú G,** 2013. Prevalence of Fleas and Gastrointestinal Parasites in Free-Roaming Cats in Central Mexico. *PLoS ONE* 8, e60744
- Capári B, Hamel D, Visser M, Winter R, Pfister K, Rehbein S,** 2013. Parasitic infections of domestic cats, *Felis catus*, in western Hungary. *Vet. Parasitol.* 192, 33–42

- Carleton R**, 2004. Prevalence of *Dirofilaria immitis* and gastrointestinal helminths in cats euthanized at animal control agencies in northwest Georgia. *Vet. Parasitol.* 119, 319–326
- Carlin E. P., Bowman D. D., Scarlett J. M.**, 2006. Prevalence of *Giardia* in symptomatic dogs and cats throughout the United States as determined by the IDEXX SNAP Giardia test. *J. Vet. Pharmacol. Ther.* 7, 199–206
- Cecchi R, Wills SJ, Dean R, Pearson GR**, 2006. Demonstration of *Ollulanus tricuspis* in the Stomach of Domestic Cats by Biopsy. *J. Comp. Pathol.* 134, 374–377
- Centers for Disease Control and Prevention.** Laboratory Identification of Parasitic Diseases of Public Health Concern. *Lab. Identif. Parasit. Dis. Public Health Concern.*
- Cerro L, Rubio A, Pinedo R, Mendes-de-Almeida F, Brener B, Labarthe N**, 2014. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in cats (*Felis catus*, Linnaeus 1758) living in Lima, Peru. *Rev. Bras. Parasitol. Veterinária* 23, 90–93
- Chen ZW, Gao JM, Huo XX, Wang L, Yu L, Halm-Lai F, Xu YH, Song WJ, Hide G, Shen JL, Lun ZR**, 2011. Genotyping of *Toxoplasma gondii* isolates from cats in different geographic regions of China. *Vet. Parasitol.* 183, 166–170
- Cirak VY, Bauer C**, 2004. Comparison of conventional coproscopical methods and commercial coproantigen ELISA kits for the detection of *Giardia* and *Cryptosporidium* infections in dogs and cats. *Berl. Munch. Tierarztl. Wochenschr.* 117, 410–413
- Coati N, Hellmann K, Mencke N, Epe C**, 2003. Recent investigation on the prevalence of gastrointestinal nematodes in cats from France and Germany. *Parasitol. Res.* 90, S146–S147
- Coelho WMD, Amarante AFT do, Apolinário J de C, Coelho NMD, Bresciani KDS**, 2011. Occurrence of *Ancylostoma* in dogs, cats and public places from Andradina city, São Paulo state, Brazil. *Rev. Inst. Med. Trop. São Paulo* 53, 181–184
- Coman.** A survey of the gastro-intestinal parasites of the feral cat in Victoria. *Aust. Vet. J.* 48, 1972
- Dabritz HA, Miller MA, Atwill ER, Gardner IA, Leutenegger CM, Melli AC, Conrad PA**, 2007. Detection of *Toxoplasma gondii*-like oocysts in cat feces and estimates of the environmental oocyst burden. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 231, 1676–1684
- Dado D, Izquierdo F, Vera O, Montoya A, Mateo M, Fenoy S, Galván AL, García S, García A, Aránguez E, López L, del Águila C, Miró G**, 2012. Detection of Zoonotic Intestinal Parasites in Public Parks of Spain. Potential Epidemiological Role of Microsporidia: Detection of Zoonotic Intestinal Parasites in Public Parks. *Zoonoses Public Health* 59, 23–28
- De Craeye S, Francart A, Chabauty J, De Vriendt V, Van Gucht S, Leroux I, Jongert E.** Prevalence of *Toxoplasma gondii* infection in Belgian house cats. *Vet. Parasitol.* 157, 128–132, 2008
- Decock C, Cadiergues MC, Larcher M, Vermot S, Franc M**, 2003. Comparison of two techniques for diagnosis of giardiasis in dogs. *Parasite* 10, 69–72
- Dennler M, Bass DA, Gutierrez-Crespo B, Schnyder M, Guscetti F, Di Cesare A, Deplazes P, Kircher PR, Glaus TM.**, 2013 Thoracic computed tomography, angiographic computed tomography, and pathology findings in six cats experimentally infected with *Aelurostrongylus abstrusus*: ct in Experimental Aelurostrongylosis in Cats. *Vet. Radiol. Ultrasound* 54, 459–469
- Deplazes P, Gottstein B, Schnyder M, Frey CF, Nett C**, 2015. *Lutte contre les vers (helminthes) chez les chiens et les chats.* ESCCAP
- Desantiskerr A, Raghavan M, Glickman N, Caldanaro R, Moore G, Lewis H, Schantz P, Glickman L**, 2006. Prevalence and risk factors for *Giardia* and coccidia species of pet cats in 2003–2004. *J. Feline Med. Surg.* 8, 292–301
- Di Cesare A, Di Francesco G, Frangipane di Regalbono A, Eleni C, De Liberato C, Marruchella G, Iorio R, Malatesta D, Romanucci MR, Bongiovanni L, Cassini R, Traversa D**, 2015a. Retrospective study on the occurrence of the feline lungworms *Aelurostrongylus abstrusus* and *Troglostrongylus* spp. in endemic areas of Italy. *Vet. J.* 203, 233–238
- Di Cesare A, Veronesi F, Grillotti E, Manzocchi S, Perrucci S, Beraldo P, Cazzin S, De Liberato C, Barros LA, Simonato G, Traversa D**, 2015b. Respiratory nematodes in cat populations of Italy. *Parasitol. Res.* 114, 4463–4469

- Diakou A, Di Cesare A, Barros LA, Morelli S, Halos L, Beugnet F, Traversa D**, 2015. Occurrence of *Aelurostrongylus abstrusus* and *Troglostrongylus brevior* in domestic cats in Greece. *Parasit. Vectors* 8
- Duarte A, Castro I, Pereira da Fonseca IM, Almeida V, Madeira de Carvalho LM, Meireles J, Fazendeiro MI, Tavares L, Vaz Y**, 2010. Survey of infectious and parasitic diseases in stray cats at the Lisbon Metropolitan Area, Portugal. *J. Feline Med. Surg.* 12, 441–446
- Dubey JP, Hotea I, Olariu TR, Jones JL, DăRăBuș G**, 2014. Epidemiological review of toxoplasmosis in humans and animals in Romania. *Parasitology* 141, 311–325
- Dubey JP, Saville WJA, Stanek JF, Reed SM**, 2002. Prevalence of *Toxoplasma gondii* Antibodies in Domestic Cats from Rural Ohio. *J. Parasitol.* 88, 802
- Dubey JP, Zhu XQ, Sundar N, Zhang H, Kwok OCH, Su C**, 2007. Genetic and biologic characterization of *Toxoplasma gondii* isolates of cats from China. *Vet. Parasitol.* 145, 352–356
- Echeverry DM, Giraldo MI, Castaño JC**, 2012. Prevalencia de helmintos intestinales en gatos domésticos del departamento del Quindío, Colombia. *Biomédica* 32, 430–436
- Else RW, Bagnall BG, Phaff JG, Potter C**, 1977. Endo-and ecto-parasites of dogs and cats: A survey from practices in the East Anglian Region, BSAVA. *J. Small Anim. Pract.* 18, 731–737
- El-Seify MA, Aggour MG, Sultan K, Marey NM**, 2017. Gastrointestinal helminths of stray cats in Alexandria, Egypt: A fecal examination survey study. *Vet. Parasitol. Reg. Stud. Rep.* 8, 104–106
- Engbaek K, Madsen H, Larsen SO**, 1984. A survey of helminths in stray cats from Copenhagen with ecological aspects. *Parasitol. Res.* 70, 87–94
- Epe C**, 2009a. Intestinal Nematodes: Biology and Control. *Vet. Clin. North Am. Small Anim. Pract.* 39, 1091–1107
- Epe C**, 2009b. Intestinal Nematodes: Biology and Control. *Vet. Clin. North Am. Small Anim. Pract.* 39, 1091–1107
- Epe C., Ising-Volmer S., Stoye M**, 1993. Parasitological fecal studies of equids, dogs, cats and hedgehogs during the years 1984-1991. *Dtsch. Tierarztl. Wochenschr.* 100, 426–428
- European Scientific Counsel Companion Animal Parasites, 2013** Traitement et prévention des parasitoses des carnivores domestiques : Protozoaires parasites digestifs du chien et du chat. [En ligne]. <https://www.esccap.fr/toxoplasma-gondii-toxoplasmose.html> [consulté le 21 avril 2017]
- Euzéby J.**, 1987 *Protozoologie médicale comparée 2*. Lyon [Fondation Marcel Merieux]
- Euzéby J.**, 2008. *Grand dictionnaire illustré de parasitologie médicale et vétérinaire*. Tec & Doc Lavoisier
- Fayer R, Santín M, Trout JM, Dubey JP**, 2006. Detection of *Cryptosporidium felis* and *Giardia duodenalis* Assemblage F in a cat colony. *Vet. Parasitol.* 140, 44–53
- Ferre P, Dorchies P**, 2000. Recherche des œufs de *Toxocara* dans le sable des aires de jeux de huit jardins publics de Toulouse. *Rev. Med. Veterinaire* 151, 501–506
- Ferreira FS, Pereira-Baltasar P, Parreira R, Padre L, Vilhena M, Távora Távira L, Atouguia J, Centeno-Lima S**, 2011. Intestinal parasites in dogs and cats from the district of Évora, Portugal. *Vet. Parasitol.* 179, 242–245
- Fok E., Takats C., Smidova B.**, 1988. Prevalence of intestinal helminthoses in dogs and cats. *Parasitol. Hung.* 21, 53–69
- Fourie JJ, Crafford D, Horak IG, Stanneck D**, 2013. Prophylactic Treatment of Flea-Infested Dogs with an Imidacloprid / Flumethrin Collar (Seresto®, Bayer) to Preempt Infection with *Dipylidium caninum*. *Parasitol. Res.* 112, 33–46
- Franc M., Cadiergue M. C., Marchand A.**, 1997. Le parasitisme intestinal des carnivores domestiques: bilan d'une enquête conduite dans les quatre Ecoles Vétérinaires Françaises. *Rev. Médecine Vét.* 148
- García-Agudo L, García-Martos P, Rodríguez-Iglesias M**, 2014. *Dipylidium caninum* infection in an infant: a rare case report and literature review. *Asian Pac. J. Trop. Biomed.* 4, S565–S567
- Gates MC, Nolan TJ**, 2009. Endoparasite prevalence and recurrence across different age groups of dogs and cats. *Vet. Parasitol.* 166, 153–158

- Genchi M, Ferrari N, Fonti P, De Francesco I, Piazza C, Viglietti A**, 2014. Relation between *Aelurostrongylus abstrusus* larvae excretion, respiratory and radiographic signs in naturally infected cats. *Vet. Parasitol.* 206, 182–187
- Gerdin JA, Slater MR, Makolinski KV, Looney AL, Appel LD, Martin NM, McDonough SP**, 2011. Post-Mortem Findings in 54 Cases of Anesthetic Associated Death in Cats from Two Spay—Neuter Programs in New York State. *J. Feline Med. Surg.* 13, 959–966
- Geurden T, Vatta AF, Sloomans N, King VL, Lin D, McTier T, Rugg D**, 2017. Efficacy of a new spot-on formulation of selamectin plus sarolaner against *Ancylostoma tubaeforme* and *Toxocara cati* in cats. *Vet. Parasitol.* 238, S31–S35
- Giannelli A, Brianti E, Varcasia A, Colella V, Tamponi C, Di Paola G, Knaus M, Halos L, Beugnet F, Otranto D**, 2015. Efficacy of Broadline® spot-on against *Aelurostrongylus abstrusus* and *Troglostrongylus brevior* lungworms in naturally infected cats from Italy. *Vet. Parasitol.* 209, 273–277
- Gibier A.**, 2007. *Enquête épidémiologique sur les parasites du tube digestif des chats de la région toulousaine*. Thèse de doctorat vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse
- Grandi G, Calvi LE, Venco L, Paratici C, Genchi C, Memmi D, Kramer LH**, 2005. *Aelurostrongylus abstrusus* (cat lungworm) infection in five cats from Italy. *Vet. Parasitol.* 134, 177–182
- Grandi G, Comin A, Ibrahim O, Schaper R, Forshell U, Lind EO**, 2017. 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
- Gregory GG, Munday BL**, 1976. Internal parasites of feral cats from the Tasmanian Midlands and King Island. *Aust. Vet. J.* 52, 317–320
- Gruffydd-Jones T, Addie D, Belák S, Boucraut-Baralon C, Egberink H, Frymus T, Hartmann K, Hosie MJ, Lloret A, Lutz H, Marsilio F, Möstl K, Pennisi MG, Radford AD, Thiry E, Truyen U, Horzinek MC**, 2013. Giardiasis in cats: ABCD guidelines on prevention and management. *J. Feline Med. Surg.* 15, 650–652
- Guerin G., Pecheur G., Gianfreda H.**, 1980 Fréquence des parasites intestinaux chez les carnivores domestiques. *Ann. Médecine Vét.* 124, 133–136
- Györke A, Opsteegh M, Mircean V, Iovu A, Cozma V**, 2011. *Toxoplasma gondii* in Romanian household cats: Evaluation of serological tests, epidemiology and risk factors. *Prev. Vet. Med.* 102, 321–328
- Hamilton JM**, 1967. The number of *Aelurostrongylus abstrusus* larvae required to produce pulmonary disease in the cat. *J. Comp. Pathol.* 77, 343–346
- Hansen AP, Skarbye LK, Vinther LM, Willeesen JL, Pipper CB, Olsen CS, Mejer H**, 2017. Occurrence and clinical significance of *Aelurostrongylus abstrusus* and other endoparasites in Danish cats. *Vet. Parasitol.* 234, 31–39
- Hasslinger M. A., Omar H. M., Selim M. K**, 1988. The incidence of helminths in stray cats in Egypt and other mediterranean countries. *Rev. Médecine Vét.* 59, 318–321
- Hill SL, Cheney JM, Taton-Allen GF, Reif JS, Bruns C, Lappin MR**, 2000. Prevalence of enteric zoonotic organisms in cats. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 216, 687–692
- Hong S-H, Jeong Y-I, Kim J-Y, Cho S-H, Lee W-J, Lee S-E**, 2013. Prevalence of *Toxoplasma gondii* Infection in Household Cats in Korea and Risk Factors. *Korean J. Parasitol.* 51, 357–361
- Hoopes J, Hill JE, Polley L, Fernando C, Wagner B, Schurer J, Jenkins E**, 2015. Enteric parasites of free-roaming, owned, and rural cats in prairie regions of Canada. *Can Vet J* 56, 495–501
- Hoopes Jessica H., Polley Lydden, Wagner Brent, Jenkins Emily J.**, 2013. A retrospective investigation of feline gastrointestinal parasites in western Canada. *Can Vet J* 54, 359–362
- Houk AE, Rosypal AC, Grant DC, Dubey JP, Zajac AM, Yabsley MJ, Lindsay DS**, 2011. Serological Response of Cats to Experimental *Besnoitia darlingi* and *Besnoitia neotomofelis* Infections and Prevalence of Antibodies to These Parasites in Cats from Virginia and Pennsylvania. *J. Parasitol.* 97, 259–261
- Iannino F, Iannetti L, Paganico D, Podaliri Vulpiani M**, 2013. Evaluation of the efficacy of selamectin spot-on in cats infested with *Aelurostrongylus abstrusus* (Strongylida, Filariodidae) in a Central Italy cat shelter. *Vet. Parasitol.* 197, 258–262

- Infoclimat.** Climatologie mensuelle 1900 pour les stations de France, observations archivées [en ligne]. Disponible sur : <http://www.infoclimat.fr/stations-meteo/analyses-mensuelles.php> (consulté le 5/04/2017)
- Itoh, Aoki, Itagaki,** 2005. Detection of intestinal parasites from household cats in the Hachinohe area, Aomori prefecture. *J. Jpn. Vet. Med. Assoc.* 58, 683–686
- Itoh N, Ikegami H, Takagi M, Ito Y, Kanai K, Chikazawa S, Hori Y, Hoshi F, Higuchi S,** 2012. Prevalence of intestinal parasites in private-household cats in Japan. *J. Feline Med. Surg.* 14, 436–439
- Itoh N, Ito Y, Kato A, Kanai K, Chikazawa S, Hori Y, Hoshi F, Higuchi S,** 2013. Prevalence of intestinal parasites in pet shop kittens in Japan. *J. Feline Med. Surg.* 15, 908–910
- Itoh N, Muraoka N, Kawamata J, Aoki M, Itagaki T,** 2006. Prevalence of *Giardia duodenalis* infection in household cats of Tohoku District in Japan. *J Vet Med Sci* 68(2), 161–163
- Jittapalapong S, Nimsupan B, Pinyopanuwat N, Chimnoi W, Kabeya H, Maruyama S,** 2007. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* antibodies in stray cats and dogs in the Bangkok metropolitan area, Thailand. *Vet. Parasitol.* 145, 138–141
- Joffe D, Van Niekerk D, Gagné F, Gilleard J, Kutz S, Lobingier R,** 2011. The prevalence of intestinal parasites in dogs and cats in Calgary, Alberta. *Can. Vet. J.* 52, 1323
- Johnston SP, Ballard MM, Beach MJ, Causer L, Wilkins PP,** 2003. Evaluation of Three Commercial Assays for Detection of *Giardia* and *Cryptosporidium* Organisms in Fecal Specimens. *J. Clin. Microbiol.* 41, 623–626
- Jokelainen P, Simola O, Rantanen E, Näreaho A, Lohi H, Sukura A,** 2012. Feline toxoplasmosis in Finland: cross-sectional epidemiological study and case series study. *J. Vet. Diagn. Invest.* 24, 1115–1124
- Jones A,** 1935. A revision of the cestode genus *Joyeuxiella* Fuhrmann, 1935 (Dilepididae: Dipylidiinae). *Syst. Parasitol.* 5, 203–213
- Juvet F, Lappin MR, Brennan S, Mooney CT,** 2010. Prevalence of selected infectious agents in cats in Ireland. *J. Feline Med. Surg.* 12, 476–482
- Kallo O. J.,** 2004. Detection of ecto- and endoparasites in house cats in Baghdad Province. *Iraqi J. Vet. Sci.* 18, 27–30
- Karatepe B, Babür C, Karatepe M, Kiliç S, DüNDAR B,** 2008. Prevalence of *Toxoplasma gondii* antibodies and intestinal parasites in stray cats from Nigde, Turkey. *Ital. J. Anim. Sci.* 7, 113–118
- Ketzis JK, Shell L, Chinault S, Pemberton C, Pereira MM,** 2015. The prevalence of *Trichuris* spp. infection in indoor and outdoor cats on St. Kitts. *J. Infect. Dev. Ctries.* 9
- Khademvatan S, Rahim F, Tavalla M, Abdizadeh R, Hashemitabar M,** 2013. PCR-Based Molecular Characterization of *Toxocara* spp. Using Feces of Stray Cats: A Study from Southwest Iran. *PLoS ONE* 8, e65293
- Khalafalla RE,** 2011. A Survey Study on Gastrointestinal Parasites of Stray Cats in Northern Region of Nile Delta, Egypt. *PLoS ONE* 6, e20283
- Kim H-Y, Kim Y-A, Kang S, Lee HS, Rhie HG, Ahn H-J, Nam H-W, Lee S-E,** 2008. Prevalence of *Toxoplasma gondii* in Stray Cats of Gyeonggi-do, Korea. *Korean J. Parasitol.* 46, 199
- Kirkpatrick CE,** 1988. Epizootiology of Endoparasitic Infections in Pet Dogs and Cats Presented to a Veterinary Teaching Hospital. *Vet. Parasitol.* 30, 113–124
- Knapp J, Combes B, Umhang G, Aknouche S, Millon L,** 2016. Could the domestic cat play a significant role in the transmission of *Echinococcus multilocularis* : A study based on qPCR analysis of cat feces in a rural area in France. *Parasite* 23, 42
- Knaus M, Kusi I, Rapti D, Xhaxhiu D, Winter R, Visser M, Rehbein S,** 2011. Endoparasites of cats from the Tirana area and the first report on *Aelurostrongylus abstrusus* (Railliet, 1898) in Albania. *Wien. Klin. Wochenschr.* 123, 31–35
- Knaus M, Rapti D, Shukullari E, Kusi I, Postoli R, Xhaxhiu D, Silaghi C, Hamel D, Visser M, Winter R, Rehbein S,** 2014. Characterisation of ecto- and endoparasites in domestic cats from Tirana, Albania. *Parasitol. Res.* 113, 3361–3371

- Kostopoulou D, Claerebout E, Arvanitis D, Ligda P, Voutzourakis N, Casaert S, Sotiraki S**, 2017. Abundance, zoonotic potential and risk factors of intestinal parasitism amongst dog and cat populations: The scenario of Crete, Greece. *Parasit. Vectors* 10
- Krecek RC, Moura L, Lucas H, Kelly P**, 2010. Parasites of stray cats (*Felis domesticus* L., 1758) on St. Kitts, West Indies. *Vet. Parasitol.* 172, 147–149
- Krone O, Guminsky O, Meinig H, Herrmann M, Trinzen M, Wibbelt G**, 2008. Endoparasite spectrum of wild cats (*Felis silvestris* Schreber, 1777) and domestic cats (*Felis catus* L.) from the Eifel, Pfalz region and Saarland, Germany. *Eur. J. Wildl. Res.* 54, 95–100
- Labarthe N, Serrão ML, Ferreira AMR, Almeida NK, Guerrero J**, 2004. A survey of gastrointestinal helminths in cats of the metropolitan region of Rio de Janeiro, Brazil. *Vet. Parasitol.* 123, 133–139
- Lalošević V, Lalošević D, Čapo I, Simin V, Galfi A, Traversa D**, 2013. High infection rate of zoonotic *Eucoleus aerophilus* infection in foxes from Serbia. *Parasite* 20, 3
- Lebis C, Guillot J**, 2015. Toxoplasmose et santé publique. *L'Essentiel.* : 16–17
- Lee S-E, Kim J-Y, Kim Y-A, Cho S-H, Ahn H-J, Woo H-M, Lee W-J, Nam H-W**, 2010. Prevalence of *Toxoplasma gondii* Infection in Stray and Household Cats in Regions of Seoul, Korea. *Korean J. Parasitol.* 48, 267
- Lightner L, Christensen B. M., Beran G. W.**, 1978. Epidemiologic findings on canine and feline intestinal nematode infections from records of the Iowa state University Veterinary Clinic. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 172, 564–567
- Liu Q, Wang Z-D, Huang S-Y, Zhu X-Q**, 2015. Diagnosis of toxoplasmosis and typing of *Toxoplasma gondii*. *Parasit. Vectors* 8
- Loge C.**, 2001. Ectoparasites et helminthes digestifs chez le chien et le chat : données actuelles en France à partir d'une enquête multicentrique. Oniris Nantes
- Lopes AP, Cardoso L, Rodrigues M**, 2008. Serological survey of *Toxoplasma gondii* infection in domestic cats from northeastern Portugal. *Vet. Parasitol.* 155, 184–189
- Lopez CM, Cardillo N, Sommerfelt I**, 2011. Risk factors and prevalence of IgG antibodies to *Toxoplasma gondii* in domestic cats. La Matanza, Buenos Aires, Argentina. *Rev. Ibero-Latinoam. Parasitol.* 70, 29–34
- Lorenzini G, Tasca T, De Carli GA**, 2007. Prevalence of intestinal parasites in dogs and cats under veterinary care in Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brazil. *Braz. J. Vet. Res. Anim. Sci.* 44, 137–141
- Loriaux M.**, 2006. *La toxoplasmose féline : enquête épidémiologique en région toulousaine*. Thèse de doctorat vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, 91 p
- Lucio-Forster A, Bowman DD**, 2011. Prevalence of fecal-borne parasites detected by centrifugal flotation in feline samples from two shelters in upstate New York. *J. Feline Med. Surg.* 13, 300–303
- Lucio-Forster A, Griffiths JK, Cama VA, Xiao L, Bowman DD**, 2010. Minimal zoonotic risk of cryptosporidiosis from pet dogs and cats. *Trends Parasitol.* 26, 174–179
- MagnaVal J-F, Glickman LT, Dorchie P, Morassin B**, 2001. Highlights of human toxocariasis. *Korean J. Parasitol.* 39, 1–11
- Maksimov P, Schares G, Press S, Fröhlich A, Basso W, Herzig M, Conraths FJ3**, 2017. Comparison of different commercial DNA extraction kits and PCR protocols for the detection of *Echinococcus multilocularis* eggs in faecal samples from foxes. *Vet. Parasitol.* 237, 83–9
- Malloy WF, Embil JA**. Prevalence of *Toxocara* spp. and other Parasites in Dogs and Cats in Halifax, Nova Scotia. *Can. J. Comp. Med.* 42, 29–31, 1978
- Mancianti F, Nardoni S, Ariti G, Parlanti D, Giuliani G, Papini RA**, 2010. Cross-sectional survey of *Toxoplasma gondii* infection in colony cats from urban Florence (Italy). *J. Feline Med. Surg.* 12, 351–354
- Mancianti F, Nardoni S, Mugnaini L, Zambenardi L, Guerrini A, Gazzola V, Papini RA**, 2015. A retrospective molecular study of select intestinal protozoa in healthy pet cats from Italy. *J. Feline Med. Surg.* 17, 163–167
- Manini MP, Marchioro AA, Colli CM, Nishi L, Falavigna-Guilherme AL**, 2012. Association between contamination of public squares and seropositivity for *Toxocara* spp. in children. *Vet. Parasitol.* 188, 48–52

- Martínez-Barbabosa I, Vázquez Tsuji O, Cabello RR, Cárdenas EMG, Chasin OA**, 2003. The prevalence of *Toxocara cati* in domestic cats in Mexico City. *Vet. Parasitol.* 114, 43–49
- McGlade T., Robertson I., Elliot A., Read C, Thompson RC**, 2003a. Gastrointestinal parasites of domestic cats in Perth, Western Australia. *Vet. Parasitol.* 117, 251–262
- McGlade TR, Robertson I., Elliot A., Thompson RCA**, 2003b. High Prevalence of *Giardia* detected in cats by PCR. *Vet. Parasitol.* 110, 197–205
- Mekaru SR, Marks SL, Felley AJ, Chouicha N, Kass PH**, 2007. Comparison of direct immunofluorescence, immunoassays, and fecal flotation for detection of *Cryptosporidium* spp. and *Giardia* spp. in naturally exposed cats in 4 Northern California animal shelters. *J. Vet. Intern. Med.* 21, 959–965
- Memon AH, Gadahi JA, Bhutto B, Arijio AG, Akhter N, Memon M ur R**, 2013. Prevalence of gastrointestinal parasites in *Felis catus*. *Veterinaria* 1, 21–23
- Météo France. Climat France par Météo-France** [en ligne]. Disponible sur : <http://www.meteofrance.com/climat/france> (consulté le 5/04/2017)
- Michalski MM, Platt-Samoraj A, Mikulska-Skupień E**, 2010. *Toxoplasma gondii* antibodies in domestic cats in Olsztyn urban area, Poland. *Wiadomooci Parazytol.* 56, 277–279
- Mikaeili F, Mirhendi H, Hosseini M, Asgari Q, Kia EB**, 2013. *Toxocara* nematodes in stray cats from shiraz, southern iran: intensity of infection and molecular identification of the isolates. *Iran. J. Parasitol.* 8, 593
- Millán J, Casanova JC**, 2009. High prevalence of helminth parasites in feral cats in Majorca Island (Spain). *Parasitol. Res.* 106, 183–188
- Milstein TC, Goldsmid JM**, 1997. Parasites of feral cats from southern Tasmania and their potential significance. *Aust. Vet. J.* 75, 218–219
- Mircean V, Györke A, Jarca A, Cozma V**, 2011. Prevalence of *Giardia* species in stool samples by ELISA in household cats from Romania and risk factors. *J. Feline Med. Surg.* 13, 479–482
- Mircean V, Titilincu A, Vasile C**, 2010. Prevalence of endoparasites in household cat (*Felis catus*) populations from Transylvania (Romania) and association with risk factors. *Vet. Parasitol.* 171, 163–166
- Miró G, Montoya A, Jiménez S, Frisuelos C, Mateo M, Fuentes I**, 2004. Prevalence of antibodies to *Toxoplasma gondii* and intestinal parasites in stray, farm and household cats in Spain. *Vet. Parasitol.* 126, 249–255
- Mirzaghavami M, Sadraei J, Forouzandeh M**, 2016. Detection of *Cryptosporidium* spp. in free ranging animals of Tehran, Iran. *J. Parasit. Dis.* 40, 1528–1531
- Mohd Zain SN, Sahimin N, Pal P, Lewis JW**, 2013. Macroparasite communities in stray cat populations from urban cities in Peninsular Malaysia. *Vet. Parasitol.* 196, 469–477
- Mosallanejad B, Avizeh R, Jalali MR, Alborzi AR**, 2010. Prevalence of *Giardia duodenalis* infection in household cats of Ahvaz District, south-west of Iran. *Iran. J. Parasitol.* 5, 27
- Moskvina TV, Zheleznova LV**, 2015. A survey on endoparasites and ectoparasites in domestic dogs and cats in Vladivostok, Russia 2014. *Vet. Parasitol. Reg. Stud. Rep.* 1–2, 31–34
- Must K, Lassen B, Jokelainen P**, 2015. Seroprevalence of and Risk Factors for *Toxoplasma gondii* Infection in Cats in Estonia. *Vector-Borne Zoonotic Dis.* 15, 597–601
- Nareaho A, Puomio J, Saarinen K, Jokelainen P, Juselius T, Sukura A**, 2012. Feline intestinal parasites in Finland: prevalence, risk factors and anthelmintic treatment practices. *J. Feline Med. Surg.* 14, 378–383
- Nation PN, Allen JR**, 1976. Antibodies to *Toxoplasma gondii* in Saskatchewan cats, sheep and cattle. *Can. Vet. J.* 17, 308
- Ng B. K., Kelly J. D.**, 1975. Anthroozoonotic helminthiases in Australasia: Part 3: Studies on the prevalence and public health implications of helminth parasites of dogs and cats in urban environments. *Int. J. Zoonoses* 2, 76–91
- Nichol S., Ball SJ, Snow KR**, 1981. Prevalence of intestinal parasites in feral cats in some urban areas of England. *Vet. Parasitol.* 9, 107–110

- Nolan TJ, Smith G**, 1995. Time series analysis of the prevalence of endoparasitic infections in cats and dogs presented to a veterinary teaching hospital. *Vet. Parasitol.* 59, 87–96
- Nutter F. B., Dubey J. P., Levine J. F.**, 2004. Seroprevalences of antibodies against *Bartonella henselae* and *Toxoplasma gondii* and fecal shedding of *Cryptosporidium* spp, *Giardia* spp, and *Toxocara cati* in feral and pet domestic cats. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 225, 1394–1398
- O’Callaghan M., Reddin J., Lehmann D.**, 2005. Helminth and protozoan parasites of feral cats from Kangaroo Island. *Trans. R. Soc. S. Aust. Inc.* 129, 81–83
- Okaeme A. N.**, 1985. Zoonotic helminths of dogs and cats at New Bussa, Kainji Lake area, Nigeria. *Int. J. Zoonoses* 12, 238–240
- O’Lorcain P**, 1994. Epidemiology of *Toxocara* spp. in stray dogs and cats in Dublin, Ireland. *J. Helminthol.* 68, 331–336
- Olsen CS, Willesen JL, Pipper CB, Mejer H**, 2015. Occurrence of *Aelurostrongylus abstrusus* (Railliet, 1898) in Danish cats: A modified lung digestion method for isolating adult worms. *Vet. Parasitol.* 210, 32–39
- Opsteegh M, Haveman R, Swart AN, Mensink-Beerepoot ME, Hofhuis A, Langelaar MFM, van der Giessen JWB**, 2012. Seroprevalence and risk factors for *Toxoplasma gondii* infection in domestic cats in The Netherlands. *Prev. Vet. Med.* 104, 317–326
- Overgaauw PAM**, 1997. Prevalence of intestinal nematodes of dogs and cats in the Netherlands. *Vet. Q.* 19, 14–17
- Overgaauw PAM, Boersema JH**, 1998. A survey of *Toxocara* infections in cat breeding colonies in the Netherlands. *Vet. Q.* 20, 9–11
- Overgaauw PAM, Van Knapen F**, 2013. Veterinary and public health aspects of *Toxocara* spp. *Vet. Parasitol.* 193, 398–403
- Overgaauw PAM, van Zutphen L, Hoek D, Yaya FO, Roelfsema J, Pinelli E, van Knapen F, Kortbeek LM**, 2009. Zoonotic parasites in fecal samples and fur from dogs and cats in The Netherlands. *Vet. Parasitol.* 163, 115–122
- Özkan AT, Çelebi B, Babür C, Lucio-Forster A, Bowman DD, Lindsay DS**, 2008. Investigation of Anti-*Toxoplasma gondii* Antibodies in Cats of the Ankara Region of Turkey Using the Sabin-Feldman Dye Test and an Indirect Fluorescent Antibody Test. *J. Parasitol.* 94, 817–820
- Palmer CS, Thompson RCA, Traub RJ, Rees R, Robertson ID**, 2008. National study of the gastrointestinal parasites of dogs and cats in Australia. *Vet. Parasitol.* 151, 181–190
- Paquet-Durand I, Hernández J, Dolz G, Zuñiga JJR, Schnieder T, Epe C**, 2007. Prevalence of *Toxocara* spp., *Toxascaris leonina* and ancylostomidae in public parks and beaches in different climate zones of Costa Rica. *Acta Trop.* 104, 30–37
- Payne PA, Artzer M**, 2009. The Biology and Control of *Giardia* spp and *Tritrichomonas foetus*. *Vet. Clin. North Am. Small Anim. Pract.* 39, 993–1007
- Payopuente P, Botelhodinis M, Carvajauruena A, Payopuente M, Gonzaloorden J, Rojovazquez F**, 2008. Prevalence study of the lungworm *Aelurostrongylus abstrusus* in stray cats of Portugal. *J. Feline Med. Surg.* 10, 242–246
- Pena HFJ, Soares RM, Amaku M, Dubey JP, Gennari SM**, 2006. *Toxoplasma gondii* infection in cats from São Paulo state, Brazil: Seroprevalence, oocyst shedding, isolation in mice, and biologic and molecular characterization. *Res. Vet. Sci.* 81, 58–67
- Pennisi MG, Hartmann K, Addie DD, Boucraut-Baralon C, Egberink H, Frymus T, Gruffydd-Jones T, Horzinek MC, Hosie MJ, Lloret A, Lutz H, Marsilio F, Radford AD, Thiry E, Truyen U, Möstl K, European Advisory Board on Cat Diseases**, 2015. Lungworm disease in cats: ABCD guidelines on prevention and management. *J. Feline Med. Surg.* 17, 626–636
- Pilarczyk B., Balicka-Ramisz A., Ramisz A**, 2005. Prevalence of parasites of the alimentary tract in dogs and cats from Szczecin. *Folia Univ. Agric. Stetin. Zootech.* 47, 131–136
- Pomroy WE**, 1999. A survey of helminth parasites of cats from Saskatoon. *Can. Vet. J.* 40, 339
- Queen EV, Marks SL, Farver TB**, 2012. Prevalence of Selected Bacterial and Parasitic Agents in Feces from Diarrheic and Healthy Control Cats from Northern California. *J. Vet. Intern. Med.* 26, 54–60

- Raeghi S, Sedeghi S, Sedeghi S**, 2011. Prevalence of *Toxoplasma gondii* antibodies in cats in Urmia, Northwest of Iran. *J. Anim. Plant Sci.* 21, 132–134
- Rambozzi L, Menzano A, Mannelli A, Romano S, Isaia M**, 2007. Prevalence of cryptosporidian infection in cats in Turin and analysis of risk factors. *J. Feline Med. Surg.* 9, 392–396
- Ramos DG de S, Scheremeta RGA da C, Oliveira ACS de, Sinkoc AL, Pacheco R de C**, 2013. Survey of helminth parasites of cats from the metropolitan area of Cuiabá, Mato Grosso, Brazil. *Rev. Bras. Parasitol. Veterinária* 22, 201–206
- Riggio F, Mannella R, Ariti G, Perrucci S**, 2013. Intestinal and lung parasites in owned dogs and cats from central Italy. *Vet. Parasitol.* 193, 78–84
- Robben S. R., Le Nobel W. E., Dopfer D**, 2004. Infections with helminths and/or protozoa in cats in animal shelters in the Netherlands. *Tijdschr Diergeneeskde* 129, 2–6
- Rodríguez-Ponce E, González JF, de Felipe MC, Hernández JN, Raduan Jaber J**, 2016. Epidemiological survey of zoonotic helminths in feral cats in Gran Canaria island (Macaronesian archipelago-Spain). *Acta Parasitol.* 61
- Rojekittikhun W, Chaisiri K, Mahittikorn A, Pubampen S, Sa-nguankiat S, Kusolsuk T, Maipanich W, Udonsom R, Mori H**, 2014. Gastrointestinal parasites of dogs and cats in a refuge in Nakhon Nayok, Thailand. *Southeast Asian J. Trop. Med. Public Health* 45, 31–39
- Ryan G.E.**, 1976. Gastro-intestinal parasites of feral cats in New South Wales. *Aust. Vet. J.* 52, 224–227
- Santín M, Trout JM, Vecino JAC, Dubey JP, Fayer R**, 2006. *Cryptosporidium*, *Giardia* and *Enterocytozoon bieneusi* in cats from Bogota (Colombia) and genotyping of isolates. *Vet. Parasitol.* 141, 334–339
- Saravanan M, Sarma K, Mondal DB, Ranjith Kumar M, Vijayakumar H**, 2016. Concomitant infestation of *Toxocara cati* and *Ancylostoma tubaeforme* in a mongrel cat. *J. Parasit. Dis.* 40, 205–207
- Sargent KD, Morgan UM, Elliot A, Thompson RA**, 1998. Morphological and genetic characterisation of *Cryptosporidium* oocysts from domestic cats. *Vet. Parasitol.* 77, 221–227
- Scholz T, Garcia HH, Kuchta R, Wicht B**, 2009. Update on the Human Broad Tapeworm (Genus *Diphyllobothrium*), Including Clinical Relevance. *Clin. Microbiol. Rev.* 22, 146–160
- Scholz T, Uhlřřová M, Ditrich O**, 2003. Helminth parasites of cats from the Vientiane Province, Laos, as indicators of the occurrence of causative agents of human parasitoses. *Parasite* 10, 343–350
- Schuster RK, Thomas K, Sivakumar S, O'Donovan D**, 2009. The parasite fauna of stray domestic cats (*Felis catus*) in Dubai, United Arab Emirates. *Parasitol. Res.* 105, 125–134
- Scorza AV, Duncan C, Miles L, Lappin MR**, 2011. Prevalence of selected zoonotic and vector-borne agents in dogs and cats in Costa Rica. *Vet. Parasitol.* 183, 178–183
- Sharif M, Daryani A, Nasrolahei M, Ziapour SP**, 2009. Prevalence of *Toxoplasma gondii* antibodies in stray cats in Sari, northern Iran. *Trop. Anim. Health Prod.* 41, 183–187
- Shukla Rahul, Giraldo Patricia, Kraliz Andrea, Finnigan Michael, Sanchez Ana L**, 2006. *Cryptosporidium* spp and other enteric parasites in a sample of domestic dogs and cats in the Niagara region of Ontario. *Can Vet J* 47, 1179–1184
- Sommerfelt IE, Cardillo N, López C, Ribicich M, Gallo C, Franco A**, 2006. Prevalence of *Toxocara cati* and other parasites in cats' faeces collected from the open spaces of public institutions: Buenos Aires, Argentina. *Vet. Parasitol.* 140, 296–301
- Sowemimo OA**, 2012. Prevalence and intensity of gastrointestinal parasites of domestic cats in Ode – Irele and Oyo communities, Southwest Nigeria. *J. Parasitol. Vector Biol.* 4, 7–13
- Spada E, Proverbio D, Della Pepa A, Domenichini G, Bagnagatti De Giorgi G, Traldi G, Ferro E**, 2013. Prevalence of faecal-borne parasites in colony stray cats in northern Italy. *J. Feline Med. Surg.* 15, 672–677
- Spain CV, Scarlett JM, Wade SE, McDonough P**, 2001. Prevalence of Enteric Zoonotic Agents in Cats less than 1 Year Old in Central New York State. *J. Vet. Intern. Med.* 15, 33–38
- Swan JM, Thompson RCA**, 1986. The prevalence of *Giardia* in dogs and cats in Perth, Western Australia. *Aust. Vet. J.* 63, 110–112

- Széll Z, Tolnai Z, Sréter T**, 2015. Environmental determinants of the spatial distribution of *Mesocestoides* spp. and sensitivity of flotation method for the diagnosis of mesocestoidosis. *Vet. Parasitol.* 212, 427–430
- Takeuchi-Storm N, Mejer H, Al-Sabi MNS, Olsen CS, Thamsborg SM, Enemark HL**, 2015. Gastrointestinal parasites of cats in Denmark assessed by necropsy and concentration McMaster technique. *Vet. Parasitol.* 214, 327–332
- Talbot**, 1970. Helminth and arthropod parasites of the domestic cat in Papua and New Guinea. *Aust. Vet. J.* 46
- Talvik H, Moks E, Mägi E, Järvis T, Miller I**, 2006. Distribution of *Toxocara* infection in the environment and in definitive and paratenic hosts in Estonia. *Acta Vet. Hung.* 54, 399–406
- Tamponi C, Varcasia A, Brianti E, Pipia AP, Frau V, Pinna Parpaglia ML, Sanna G, Garippa G, Otranto D, Scala A**, 2014. New insights on metastrongyloid lungworms infecting cats of Sardinia, Italy. *Vet. Parasitol.* 203, 222–226
- Tangtrongsup S, Scorza V**, 2010. Update on the Diagnosis and Management of *Giardia* spp Infections in Dogs and Cats. *Top. Companion Anim. Med.* 25, 155–162
- Tasawar Z, Lashari MH, Anwar S, Aziz F**. The Prevalence of Toxoplasmosis in Cats at Private Veterinary Hospital Multan, Pakistan. *Glob. Adv. Res. J. Microbiol.* 2, 086–088, 2013
- Thamsborg SM, Ketzis J, Horii Y, Matthews JB**, 2017. *Strongyloides* spp. infections of veterinary importance. *Parasitology* 144, 274–284
- Tian Y-M, Huang S-Y, Miao Q, Jiang H-H, Su C, Zhu X-Q, Zou F-C**, 2014. Genetic characterization of *Toxoplasma gondii* from cats in Yunnan Province, Southwestern China. *Parasit. Vectors* 7, 1–5
- Traversa D, Cesare AD, Milillo P, Iorio R, Otranto D**, 2009a. 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
- Traversa D, Di Cesare A, Lia RP, Castagna G, Meloni S, Heine J, Strube K, Milillo P, Otranto D, Meckes O, Schaper R**, 2011. New Insights into Morphological and Biological Features of *Capillaria aerophila* (Trichocephalida, Trichuridae). *Parasitol. Res.* 109, 97–104
- Traversa D, Di Cesare A, Milillo P, Lohr B, Iorio R, Pampurini F, Schaper R, Paoletti B, Heine J**, 2009b. Efficacy and Safety of Imidacloprid 10%/Moxidectin 1% Spot-on Formulation in the Treatment of Feline Aelurostrongylosis. *Parasitol. Res.* 105, 55–62
- Traversa D, Lia RP, Iorio R, Boari A, Paradies P, Capelli G, Avolio S, Otranto D**, 2008. Diagnosis and risk factors of *Aelurostrongylus abstrusus* (Nematoda, Strongylida) infection in cats from Italy. *Vet. Parasitol.* 153, 182–186
- Traversa D, Di Cesare A**, 2013. Feline lungworms : What a dilemma. *Trends in Parasitology.* 29, 423-430
- Tzannes S, Batchelor D, Graham P, Pinchbeck G, Wastling J, German A**, 2008. Prevalence of *Cryptosporidium*, *Giardia* and *Isospora* species infections in pet cats with clinical signs of gastrointestinal disease. *J. Feline Med. Surg.* 10, 1–8
- Umhang G, Forin-Wiart M-A, Hormaz V, Caillot C, Boucher J-M, Poulle M-L, Franck B**, 2015. *Echinococcus multilocularis* detection in the intestines and feces of free-ranging domestic cats (*Felis s. catus*) and European wildcats (*Felis s. silvestris*) from northeastern France. *Vet. Parasitol.* 214, 75–79
- Umhang G, Raton V, Comte S, Hormaz V, Boucher J-M, Combes B, Boué F**, 2012. *Echinococcus multilocularis* in dogs from two French endemic areas: No evidence of infection but hazardous deworming practices. *Vet. Parasitol.* 188, 301–305
- Vanparij OFJ, Thienpon DC**, 1973. Canine and feline helminth and protozoan infections in Belgium. *J. Parasitol.* 59, 327–330
- Vanparijs O, Hermans L, Van Der Flaes L**, 1991. Helminth and protozoan parasites in dogs and cats in Belgium. *Vet. Parasitol.* 38, 67–73
- Vasilopoulos RJ, Mackin AJ, Rickard LG, Pharr GT, Huston CL**, 2006. Prevalence and Factors Associated With Fecal Shedding of *Giardia* spp. in Domestic Cats. *J. Am. Anim. Hosp. Assoc.* 42, 424–429

- Villeneuve A, Polley L, Jenkins E, Schurer J, Gilleard J, Kutz S, Conboy G, Benoit D, Seewald W, Gagné F**, 2015. Parasite prevalence in fecal samples from shelter dogs and cats across the Canadian provinces. *Parasit. Vectors* 8
- Visco R. J., Corwin R. M., Selby L. A.**, 1978. Effect of age and sex on the prevalence of intestinal parasitism in cats. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 172, 797–800
- Waap H, Gomes J, Nunes T**, 2014. Parasite communities in stray cat populations from Lisbon, Portugal. *J. Helminthol.* 88, 389–395
- Wikipédia. Taenia taeniaeformis** [en ligne]. Disponible sur : https://fr.wikipedia.org/wiki/Taenia_taeniaeformis (consulté le 18/04/2017)
- Wikipédia. Montauban** [en ligne]. Disponible sur : <https://fr.wikipedia.org/wiki/Montauban> (consulté le 2/05/2017)
- Wikipédia. Pamiers** [en ligne]. Disponible sur : <https://fr.wikipedia.org/wiki/Pamiers> (consulté le 2/05/2017)
- Wikipédia. Toulouse** [en ligne]. Disponible sur : <https://fr.wikipedia.org/wiki/Toulouse> (consulté le 2/05/2017)
- Wu S-M, Zhu X-Q, Zhou D-H, Fu B-Q, Chen J, Yang J-F, Song H-Q, Weng Y-B, Ye D-H**, 2011. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* infection in household and stray cats in Lanzhou, northwest China. *Parasit. Vectors* 4, 214
- Yamaguchi N, Macdonald DW, Passanisi WC, Harbour DA, Hopper CD**, 1996. Parasite prevalence in free-ranging farm cats, *Felis silvestris catus*. *Epidemiol. Infect.* 116, 217–223
- Yamamoto N., Kon M., Saito T., Maeno N., Koyama M., Sunaoshi K., Yamagushi M., Morishima Y., Kawanaka M**, 2009. Prevalence of intestinal canine and feline parasites in Saitama prefecture, Japan. *Kansenshogaku Zasshi* 83, 223–228
- Yaman M, Ayaz E, Gül A, Muz MN**, 2006. Hatay ilinde bakısı yapılan kedi ve köpeklerde helmint enfeksiyonları. *Türkiye Parazitol Derg* 30, 200–204
- Yang Y, Liang H**, 2015. Prevalence and Risk Factors of Intestinal Parasites in Cats from China. *BioMed Res. Int.* 2015, 1–5
- Yoshiuchi R, Matsubayashi M, Kimata I, Furuya M, Tani H, Sasai K**, 2010. Survey and molecular characterization of *Cryptosporidium* and *Giardia* spp. in owned companion animal, dogs and cats, in Japan. *Vet. Parasitol.* 174, 313–316
- Zajac V, Wójcik-Fatla A, Sawczyn A, Cisak E, Sroka J, Kloc A, Zajac Z, Buczek A, Dutkiewicz J, Bartosik K**, 2017. Stray dogs and cats as potential sources of soil contamination with zoonotic parasites. *Ann. Agric. Environ. Med.* 24, 39–43
- Zanzani SA, Gazzonis AL, Scarpa P, Berrilli F, Manfredi MT**, 2014. 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
- Zibaei M, Sadjjadi SM, Bahador S**, 2007. Prevalence of *Toxocara cati* and other intestinal helminths in stray cats in Shiraz, Iran. *Trop. Biomed.* 24, 39–43

Annexes

Annexe 1 : Questionnaire épidémiologique

Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse

Laboratoire de Parasitologie et Maladies Parasitaires

Professeur M. Franc

Docteur E. Liénard

05.61.19.38.73

05.61.19.39.48



DATE :

Enquête « Parasitisme chat »

Thèses Vétérinaires Perrine Henry et Claire Huck

Formulaire d'accompagnement des prélèvements

Soit Etiquette ENVT	
Soit (hors ENVT)	Nom de l'animal :
Nom du propriétaire :	Date de naissance :
Téléphone :	Race :
Mail :	Sexe : <input type="checkbox"/> Mâle <input type="checkbox"/> Femelle
Adresse :	Identification (transpondeur électronique ou tatouage) :
.....	

Motif de la consultation :

(ou Numéro d'autopsie : Cause de la mort :

Date de la dernière vermifugation :

Vermifuge utilisé : Milbémax Strongold Drontal duo Ascatène
 Advocate Broadline Profender Autre : préciser

Mode de vie : Intérieur uniquement Extérieur uniquement Intérieur et extérieur
 Environnement urbain Campagne

Autres animaux du foyer : Aucun Chats : ... Chiens :

Régime alimentaire : Croquettes et/ou Pâtée exclusivement
 Croquettes/Pâtée + extras (restes de repas)
 Ration ménagère, composition

Le chat est-il chasseur ? Non Oui, types de proies :

Antécédents médicaux : FeLV : Positif Négatif Non testé
FIV : Positif Négatif Non testé

Prise de sang sur tube sec : Oui Non

TITRE : Etude de la prévalence des parasites gastro-intestinaux, pulmonaires et de *Toxoplasma gondii* chez le chat en région toulousaine.

RESUME : L'étude épidémiologique menée auprès de chats patients au Centre Hospitalier Universitaire de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse comprend l'analyse coproscopique et la recherche de larves pulmonaires dans les selles de 498 chats, l'analyse des contenus digestifs de 50 chats autopsiés, et la recherche d'anticorps dirigés contre *Toxoplasma gondii* dans des prélèvements sanguins issus de 139 chats. Plus d'un chat sur deux hébergeait au moins une espèce d'endoparasite. Les parasites les plus représentés sont *Giardia* spp. (prévalence de 49,6%) et *Toxocara cati* (9,2%). D'autres parasites digestifs ont été identifiés, mais leur prévalence est faible : *Cystoisospora* spp. (1%), *Strongyloides* spp (0,6%), *Dipylidium caninum* (0,4%), *Ancylostoma* spp. (0,2%) et *Toxascaris leonina* (0,2%). L'analyse des contenus digestifs de 50 chats a permis de mettre en évidence *Mesocestoides* spp. (4%) et *Taenia taeniaformis* (2%) dont la présence ne peut être objectivée avec les méthodes coproscopiques habituelles. Les parasites pulmonaires sont rares également, la prévalence d'*Aelurostrongylus abstrusus* étant de 1%. La séropositivité des chats à *Toxoplasma gondii* est estimée à 10,1%, soit un résultat qui s'avère inférieur aux prévalences précédemment établies.

MOTS-CLES : Chats, parasites, endoparasites, gastro-intestinaux, pulmonaires, coproscopie, méthode de Baermann, prévalence, séroprévalence, tube digestif, carnivores, helminthes, toxoplasmose

ENGLISH TITLE: Epidemiological survey on gastrointestinal and pulmonary parasites and *Toxoplasma gondii* in cat in the Toulouse area.

ABSTRACT: The epidemiological survey of patient cats at the University Hospital Center of the Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse includes coproscopic analysis and investigation of pulmonary larvae in the stools of 498 cats, analysis of the digestive contents of 50 autopsied cats and the detection of antibodies against *Toxoplasma gondii* in blood samples from 139 cats. More than one out of two cat had at least one species of endoparasite. The most common parasites found are *Giardia* spp. (prevalence of 49.6%) and *Toxocara cati* (9.2%). Other digestive parasites have been identified but their prevalence is lower: *Cystoisospora* spp. (1%), *Strongyloides* spp (0.6%), *Dipylidium caninum* (0.4%), *Ancylostoma* spp. (0.2%) and *Toxascaris leonina* (0.2%). The analysis of the digestive tract contents of 50 cats brought to light *Mesocestoides* spp. (4%) and *Taenia taeniaformis* (2%). The presence of these two parasites cannot be objectified with the usual coproscopic methods. Pulmonary parasites are also rare, with a prevalence of *Aelurostrongylus abstrusus* being 1%. *Toxoplasma gondii* seroprevalence is estimated at 10.1%, a result which turns out to be lower than previously established prevalences.

KEYWORDS : Cats, parasites, endoparasites, gastrointestinal, pulmonary, coproscopie Baermann's method, prevalence, seroprevalence, digestive tract, carnivores, helminth, toxoplasmosis