

Année 2019

ÉTUDE DU PARASITISME DIGESTIF DU CHATON EN ÉLEVAGE AUTOUR DU SEVRAGE

THÈSE

pour obtenir le grade de

DOCTEUR VÉTÉRINAIRE

présentée et soutenue publiquement devant

LA FACULTÉ DE MÉDECINE DE CRÉTEIL

le 19 décembre 2019

par

Lucine, Marie, Julie MARZLOFF

Née le 18 juin 1993 à Paris 13^{ème}

sous la direction de

Bruno POLACK

Président du jury : M. Vincent AUDARD

Professeur à la Faculté de Médecine de CRÉTEIL

1^{er} Assesseur : M. Bruno POLACK

Maître de Conférences à l'EnvA

2nd Assesseur : M. Dominique GRANDJEAN

Professeur à l'EnvA

Liste des membres du corps enseignant



Directeur : Pr Christophe Degueurce

Directeur des formations : Pr Henry Chateau

Directrice de la scolarité et de la vie étudiante : Dr Catherine Colmin

Directeurs honoraires : MM. les Professeurs C. Pilet, B. Toma, A.-L. Parodi, R. Moraillon, J.-P. Cotard, J.-P. Mialot & M. Gogny

Département d'Élevage et de Pathologie des Équidés et des Carnivores (DEPEC)

Chef du département : Pr Grandjean Dominique - Adjoint : Pr Blot Stéphane

<p>Unité pédagogique d'anesthésie, réanimation, urgences, soins intensifs</p> <ul style="list-style-type: none"> - Dr Fernandez Parra Rocio, Maître de conférences associée - Pr Verwaerde Patrick* <p>Unité pédagogique de clinique équine</p> <ul style="list-style-type: none"> - Pr Audigé Fabrice - Dr Bertoni Léila, Maître de conférences - Dr Bourzac Céline, Chargée d'enseignement contractuelle - Dr Coudry Virginie, Praticien hospitalier - Pr Denoix Jean-Marie - Dr Giraudet Aude, Praticien hospitalier - Dr Herout Valentin, Chargé d'enseignement contractuel - Dr Jacquet Sandrine, Praticien hospitalier - Dr Mespouthès-Rivière Céline, Praticien hospitalier* - Dr Moiroud Claire, Praticien hospitalier <p>Unité pédagogique de médecine et imagerie médicale</p> <ul style="list-style-type: none"> - Dr Benckroun Ghita, Maître de conférences - Pr Blot Stéphane* - Dr Canonne-Guibert Morgane, Maître de conférences - Dr Freiche-Legros Valérie, Praticien hospitalier - Dr Maurey-Guéneec Christelle, Maître de conférences 	<p>Unité pédagogique de médecine de l'élevage et du sport</p> <ul style="list-style-type: none"> - Dr Cléro Delphine, Maître de conférences - Dr Fontbonne Alain, Maître de conférences - Pr Grandjean Dominique* - Dr Maenhoudt Cindy, Praticien hospitalier - Dr Nudelmann Nicolas, Maître de conférences <p>Unité pédagogique de pathologie chirurgicale</p> <ul style="list-style-type: none"> - Pr Fayolle Pascal - Dr Manassero Mathieu, Maître de conférences - Pr Viateau-Duval Véronique* <p>Discipline : cardiologie</p> <ul style="list-style-type: none"> - Pr Chetboul Valérie <p>Discipline : ophtalmologie</p> <ul style="list-style-type: none"> - Dr Chahory Sabine, Maître de conférences <p>Discipline : nouveaux animaux de compagnie</p> <ul style="list-style-type: none"> - Dr Pignon Charly, Praticien hospitalier
----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------	----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------

Département des Productions Animales et de Santé Publique (DPASP)

Chef du département : Pr Millemann Yves - Adjoint : Pr Dufour Barbara

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

Département des Sciences Biologiques et Pharmaceutiques (DSBP)

Chef du département : Pr Desquilbet Loïc - Adjoint : Pr Pilot-Storck Fanny

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

* responsable d'unité pédagogique

Professeurs émérites :

Mmes et MM. : Combrisson Hélène, Enriquez Brigitte, Panthier Jean-Jacques, Paragon Bernard.

Remerciements

Au Président du Jury de cette thèse, Professeur à la Faculté de Médecine de Créteil.

À M. Bruno POLACK, Maître de Conférences à l'ENVA dans le service de parasitologie, pour avoir accepté de diriger cette thèse, ainsi que pour sa disponibilité et sa gentillesse.

À M. Dominique GRANDJEAN, Professeur à l'ENVA pour avoir accepté d'être mon assesseur.

Aux élèves qui ont accepté de participer à l'étude.

Au service technique de la Société Royal Canin et au Dr Catherine Boucher pour la contribution au recrutement des élèves.

À Enzo et Agnès, pour leur aide, ainsi qu'à Paul pour la relecture.

À ma famille et mes amis pour m'avoir apporté leur soutien tout le long de ma recherche.

Table des matières

TABLE DES MATIERES	1
LISTE DES FIGURES	4
LISTE DES TABLEAUX	5
LISTE DES ABREVIATIONS	7
INTRODUCTION	9
PREMIERE PARTIE : SYNTHESE DES CONNAISSANCES ACTUELLES SUR LES PARASITES DIGESTIFS FELINS D'INTERET EN ELEVAGE ET LEUR IMPACT SUR LE QUOTIDIEN DE L'ELEVEUR	11
1. BIOLOGIE DES DIFFERENTS PARASITES DIGESTIFS RENCONTRES CHEZ LE CHAT	11
A. <i>Biologie des protistes du chat</i>	11
a. <i>Giardia duodenalis</i>	11
b. <i>Trichomonas foetus</i>	12
c. Coccidies	12
B. <i>Biologie des nématodes du chat</i>	13
a. <i>Toxocara cati</i>	13
b. <i>Toxascaris leonina</i>	14
2. ÉPIDÉMIOLOGIE DES PARASITES DIGESTIFS FELINS	14
A. <i>Epidémiologie analytique</i>	14
B. <i>Epidémiologie descriptive</i>	16
3. PATHOGENICITE	22
A. <i>Pathogénie et expression clinique des protozooses digestives du chat</i>	22
B. <i>Pathogénie et expression clinique des nématodoses digestives du chat</i>	23
4. DIAGNOSTIC	24
A. <i>Diagnostic de la giardiose féline</i>	24
B. <i>Diagnostic de la trichomonose féline</i>	24
C. <i>Diagnostic des coccidioses félines</i>	25
D. <i>Diagnostic de l'ascaridose féline</i>	25
E. <i>Éléments de diagnose des parasites digestifs rencontrés chez le chat par analyse coproscopique</i>	25
5. MESURES DE LUTTE	27
A. <i>Mesures de lutte spécifiques contre les protistes</i>	27
a. Mesures de lutte contre la giardiose féline.....	27
b. Mesures de lutte contre la trichomonose féline	27
c. Mesures de lutte contre les coccidioses félines à <i>Isospora</i> spp.	27
B. <i>Mesures de lutte spécifiques contre les nématodes</i>	28
C. <i>Mesures de lutte générales contre les parasitoses en élevage félin</i>	29
D. <i>Mesures préventives contre les parasitoses digestives félines en élevage</i>	29
6. SANTÉ PUBLIQUE VÉTÉRINAIRE	30
DEUXIEME PARTIE : ETUDE EXPERIMENTALE DE L'EXCRETION PARASITAIRE CHEZ LE CHATON EN ELEVAGE	33
1. MATERIELS ET METHODES	33
A. <i>Echantillonnage</i>	33

a.	Critères des élevages.....	33
b.	Critères des portées.....	34
B.	<i>Prélèvements</i>	34
a.	Modalités des prélèvements.....	34
b.	Protocole de prélèvement des échantillons.....	35
c.	Prélèvements reçus.....	35
C.	<i>Questionnaires</i>	35
a.	Questionnaire sur la conduite de l'élevage.....	35
b.	Questionnaire sur les portées de l'étude.....	35
D.	<i>Protocole d'analyses</i>	36
a.	Flottation quantitative.....	36
b.	Flottation totale.....	36
c.	Sédimentation.....	36
d.	Aspect macroscopique des fèces.....	37
E.	<i>Traitement des données</i>	37
2.	RESULTATS.....	37
A.	<i>Réponses aux questionnaires</i>	37
B.	<i>Conduite d'élevage</i>	37
a.	Locaux.....	37
b.	Nombre de portées.....	38
c.	Races élevées.....	38
d.	Antécédents.....	38
e.	Alimentation.....	39
f.	Protocoles d'hygiène.....	39
g.	Protocoles de vermifugation.....	41
h.	Sevrage.....	42
C.	<i>Résultats des fiches de commémoratifs associées à chaque prélèvement</i>	42
a.	Caractéristiques des portées étudiées.....	42
b.	Vermifugation des portées de l'étude.....	45
c.	Traitements administrés aux chatons pendant l'étude.....	48
d.	Symptômes apparus durant l'étude.....	49
D.	<i>Résultats des analyses coproscopiques</i>	50
a.	Aspect macroscopique des fèces.....	50
b.	Résultats des lectures microscopiques.....	50
E.	<i>Etude de l'excrétion parasitaire dans les élevages</i>	51
a.	Prévalence dans les élevages.....	51
b.	Variation de la positivité à <i>Isospora felis</i> des portées en fonction de différents facteurs.....	53
c.	Variation de l'excrétion d' <i>Isospora felis</i> en fonction de l'âge.....	54
d.	Variation de l'excrétion d' <i>Isospora felis</i> par rapport au sevrage.....	57
3.	DISCUSSION.....	60
A.	<i>Réalisation de l'objectif</i>	60
B.	<i>Critiques du protocole</i>	60
a.	Critique de l'échantillonnage.....	60
b.	Critique du protocole de prélèvements.....	61
c.	Critique des questionnaires.....	61
C.	<i>Critique des résultats</i>	62
	CONCLUSION	63
	LISTE DES REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	65
	ANNEXES	71
	<i>Annexe 1a</i>	71

<i>Annexe 1b</i>	72
<i>Annexe 1c</i>	74
<i>Annexe 2a</i>	80
<i>Annexe 2b</i>	82
<i>Annexe 3 : Symptômes décrits dans les questionnaires par les éleveurs avant chaque prélèvement et aspects des prélèvements reçus</i>	85
<i>Annexe 4 : Positivité des prélèvements pour Isospora felis et Giardia duodenalis, aspect de ces prélèvements, symptômes apparus avant ces prélèvements, vermifugation avant ces prélèvements, âges des chatons prélevés, et date par rapport au sevrage de ces chatons</i>	88
<i>Annexe 5 : nombre d'ookystes d'Isospora felis (en opg) et de kystes de Giardia duodenalis dans les prélèvements, âge des chatons au moment du prélèvement, date par rapport au sevrage au moment des prélèvements</i>	91

Liste des figures

Figure 1 : Cycle biologique de <i>Giardia duodenalis</i> (Bussieras et Chermette, 1992).....	12
Figure 2 : Cycle biologique d' <i>Isospora rivolta</i> (Bussieras et Chermette, 1992)	13
Figure 3 : Répartition géographique des élevages de l'étude	34
Figure 4 : Nombre de portées naissantes en moyenne par an dans chaque élevage de l'étude....	38
Figure 5 : Administration des vermifuges pour les mères, du début de gestation au 3 ^e prélèvement de l'étude en fonction de la date de mise-bas (en jours).....	46
Figure 6 Administration des vermifuges pour les chatons, de la mise-bas au 3 ^e prélèvement de l'étude, en fonction de la date de mise-bas (en jours).....	48
Figure 7 : Variation des moyennes d'excrétion d' <i>Isospora felis</i> en $\log(\text{opg}+1)$ en fonction de l'âge des chatons.....	55
Figure 8 : Variation de l'excrétion d' <i>Isospora felis</i> (en opg) en fonction de l'âge des chatons en jours, avec intervalles de confiance à 95 %.....	56
Figure 9 : Répartition des prélèvements de l'étude en fonction de la date du sevrage des portées	58
Figure 10 : Variation de moyennes d'excrétion d' <i>Isospora felis</i> en $\log(\text{opg}+1)$ en fonction des jours par rapport au sevrage	58
Figure 11 : Variation de l'excrétion d' <i>Isospora felis</i> (en opg) en fonction des jours par rapport au sevrage des portées étudiées, avec intervalles de confiance à 95 %	59

Liste des tableaux

Tableau 1 : Prévalences de <i>Giardia duodenalis</i> dans des populations félines dans différents pays d'Europe.....	18
Tableau 2 : Prévalences de <i>Tritrichomonas foetus</i> dans des populations félines dans différents pays d'Europe.....	19
Tableau 3 : Prévalences d' <i>Isoospora</i> spp. dans les populations félines dans différents pays d'Europe	20
Tableau 4 : Prévalence des ascarides dans des populations félines dans différents pays d'Europe	21
Tableau 5 : éléments de diagnose coproscopique pour certains parasites d'intérêt chez le chat (Bussieras et Chermette, 1992 ; Bussieras et Chermette, 1995 ; Beugnet <i>et al.</i> , 2008 ; Beugnet <i>et al.</i> , 2018).....	26
Tableau 6 : Molécules utilisées dans le traitement des infestations à <i>Isoospora</i> spp. (Lappin, 2010)	28
Tableau 7 : Races produites par les élevages de l'étude.....	38
Tableau 8 : Antécédents de parasitoses digestives connues.....	39
Tableau 9 : Alimentation des chatons de la naissance à la période du sevrage dans les élevages étudiés	39
Tableau 10 : Protocoles d'hygiène mis en place dans les élevages participant à l'étude	40
Tableau 11 : Protocoles de vermifugation des mères et des chatons dans les élevages participant à l'étude	41
Tableau 12 : Moyenne de l'âge au sevrage pour chaque élevage participant à l'étude	42
Tableau 13 : Caractéristiques des portées de l'étude	43
Tableau 14 : Répartitions des races dans l'étude	44
Tableau 15 : Vermifugation des mères des portées de l'étude	45
Tableau 16 : Vermifugation des chatons des portées de l'étude entre la naissance et le dernier prélèvement	47
Tableau 17 : Traitements administrés aux portées participant à l'étude entre la naissance et le dernier prélèvement	49
Tableau 18 : Excrétion d'ookystes d' <i>Isoospora felis</i> (en opg) des différentes portées de l'étude à chaque prélèvement.....	51
Tableau 19 : Positivité des prélèvements de l'étude à au moins une espèce parasitaire	51

Tableau 20 : Positivité des prélèvements de l'étude à <i>Giardia duodenalis</i>	52
Tableau 21 : Positivité des prélèvements de l'étude à <i>Isospora felis</i>	52
Tableau 22 : Positivité des portées de l'étude à au moins une espèce parasitaire.....	52
Tableau 23 : Positivité des portées de l'étude à <i>Isospora felis</i>	53
Tableau 24 : Positivité des portées de l'étude à <i>Giardia duodenalis</i>	53
Tableau 25 : Nombre d'échantillons compris dans l'étude de la variation de l'excrétion d' <i>Isospora felis</i> en fonction de l'âge.....	55
Tableau 26 : Paramètres associés à la figure 8, calculés à l'aide du logiciel Prism-GraphPad	57
Tableau 27 : Paramètres associés à la figure 11, calculées à l'aide du logiciel Prism-GraphPad ..	60

Liste des abréviations

Ag : antigène

AMM : autorisation de mise sur le marché

ENVA : Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort

IC 95 % : intervalle de confiance à 95 %

opg : nombre d'œufs ou d'ookystes par gramme de fèces

PCR : réaction en chaîne par polymérase

PIF : péritonite infectieuse féline

RC : Royal Canin

RCP : résumé des caractéristiques du produit

UV : ultra-violets

Introduction

De nombreux parasites digestifs peuvent être rencontrés chez le chat, particulièrement en collectivité (Hill *et al.*, 2000 ; Spain *et al.*, 2001 ; Gookin *et al.*, 2004 ; Nutter *et al.*, 2004 ; De Santis-Kerr *et al.*, 2006 ; Vasilopoulos *et al.*, 2006 ; Tzannes *et al.*, 2008 ; Gow *et al.*, 2009 ; Epe *et al.*, 2010 ; Mircean *et al.*, 2010 ; Lucio-Forster et Bowman, 2011 ; Näreaho *et al.*, 2012 ; Capári *et al.*, 2013 ; Profizi *et al.*, 2013 ; Riggio *et al.*, 2013 ; Spada *et al.*, 2013 ; Xenoulis *et al.*, 2013 ; Knaus *et al.*, 2014 ; Manciatì *et al.*, 2015 ; Takeuchi-Storm *et al.*, 2015 ; Arranz-Solís *et al.*, 2016 ; Korkmaz *et al.*, 2016 ; Raue *et al.*, 2017 ; Zottler *et al.*, 2019). Ces parasites peuvent avoir un impact sur la santé des animaux d'un élevage, provoquer des pertes économiques et avoir des conséquences affectives pour les éleveurs. Ils peuvent également être responsables de zoonoses chez l'homme. En élevage, des analyses coproscopiques ne sont pas systématiquement réalisées et les protocoles de vermifugation et de lutte ne sont pas toujours bien adaptés au statut de l'élevage. Une enquête réalisée en 2000 a montré que la prévalence des parasites digestifs des chats de particuliers atteignait 20,6 % en région d'Ile-de-France (Beugnet *et al.*, 2000), cependant aucune étude ne porte sur la prévalence de ces parasites dans les élevages félines en France.

Certains auteurs parlent d'une réceptivité accrue des chatons aux parasites au moment du sevrage (Beugnet *et al.*, 2018) et une étude a déjà montré que cette période favorisait l'apparition de certaines coccidioses chez le chien en élevage (André, 2001). Il s'agit en effet d'une période où le chaton va perdre progressivement l'immunité acquise par la lactation (Salmon, 1999).

Nous avons souhaité réaliser une étude portant sur les parasites digestifs du chaton en élevage, notamment autour de la période du sevrage, car il est connu que cette période engendre un stress important chez le chaton. En outre, il y a peu d'études sur ce sujet en élevage félin. Pour cela, nous avons mis en place une étude dans des élevages félines avec des analyses coproscopiques sur les chatons autour du sevrage et également, pour chaque élevage, un questionnaire permettant de caractériser la conduite de l'élevage.

Une première partie synthétise les connaissances actuelles sur les parasites digestifs félines que l'on rencontre communément ou qui ont un intérêt médical ou en santé publique, ainsi que l'approche de ces parasitoses en élevage félin. La deuxième partie porte sur notre étude expérimentale sur le parasitisme digestif du chaton en élevage autour du sevrage.

Première partie : Synthèse des connaissances actuelles sur les parasites digestifs félines d'intérêt en élevage et leur impact sur le quotidien de l'éleveur

Les parasites digestifs félines sur lesquels notre étude bibliographique portera sont :

- *Giardia duodenalis* (appelé aussi *G. intestinalis* ou *G. lamblia*) ;
- *Trichostrongylus axei* ;
- *Isospora felis* et *Isospora rivolta*, les autres coccidies étant rarement observées en élevage ;
- les ascarides et principalement *Toxocara cati*, *Toxascaris leonina* étant rencontré plutôt chez les individus adultes ;

En effet, ces parasites peuvent être, fréquemment, responsables de troubles digestifs chez le chaton et peuvent être rencontrés en élevage.

1. Biologie des différents parasites digestifs rencontrés chez le chat

A. Biologie des protistes du chat

Les protistes retrouvés communément chez le chaton sont les agents responsables de la giardiose, de la trichomonose, et des coccidioses.

a. *Giardia duodenalis*

Le cycle biologique de *Giardia duodenalis* est homoxène, c'est-à-dire que les parasites infectent un seul hôte dit « hôte définitif » durant leur développement. Ces hôtes définitifs sont de nombreux mammifères.

Les parasites infectent la première partie de l'intestin, le plus souvent dans les deux tiers de l'intestin grêle (duodénum, jéjunum et iléon antérieur) : les trophozoïtes (forme végétative) se fixent à la bordure en brosse des entérocytes et la nutrition se fait par pinocytose. Ils se multiplient par bipartitions longitudinales. Les trophozoïtes s'enkystent ensuite dans la partie postérieure de l'intestin grêle et forment des kystes qui sont rejetés avec les fèces dans l'environnement, et directement infectants. Un nouvel hôte s'infecte par ingestion de kystes. La dose infectante est faible, de l'ordre d'une dizaine de kystes chez l'homme. Deux trophozoïtes sont libérés par le kyste dans le duodénum. La période prépatente, c'est-à-dire la période entre l'ingestion des formes infestantes et l'excrétion du parasite, est de 3 à 4 jours. L'élimination des kystes est intermittente pendant plusieurs semaines à plusieurs mois (Bussieras et Chermette, 1992 ; Ballweber *et al.*, 2010 ; Beugnet *et al.*, 2018).

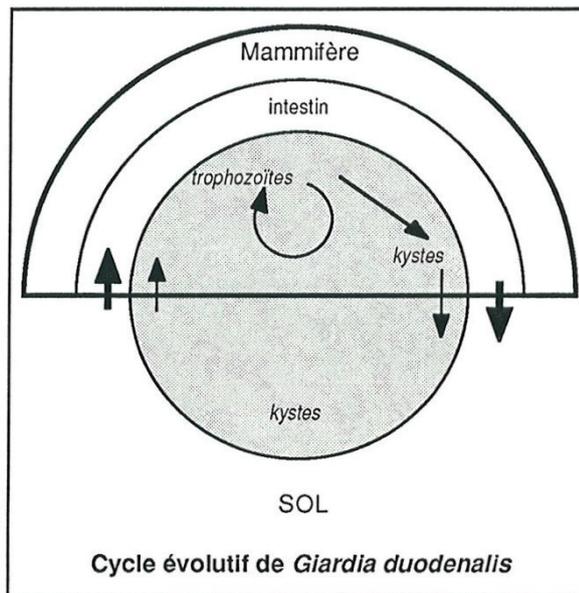


Figure 1 : Cycle biologique de *Giardia duodenalis* (Bussieras et Chermette, 1992)

Il existe huit génotypes rencontrés chez *Giardia duodenalis* appelés assemblages et allant de A à H. Les assemblages A, retrouvé chez de nombreuses espèces de mammifères, et F, spécifique des Felidae, sont retrouvés chez le chat domestique (Cacciò *et al.*, 2018).

b. *Tritrichomonas foetus*

Il s'agit d'un protiste parasite ou commensal du tube digestif et des organes reproducteurs chez certains mammifères. Il a d'abord été isolé sur l'appareil génital des bovins, puis plus récemment dans le tube digestif du chat, cependant les souches infectant les bovins et le chat seraient proches mais différentes. La multiplication des trophozoïtes se fait par scission binaire, sans phase kystique (Bussieras et Chermette, 1992 ; ESCCAP, 2013 ; Beugnet *et al.*, 2018).

Il a été identifié dans les années 90 comme agent responsable d'une diarrhée chronique du gros intestin (Gookin *et al.*, 2002 ; Gookin *et al.*, 2003). Il colonise l'iléon distal, le caecum et le colon chez le chat (Gookin *et al.*, 2001). La période prépatente est de 2 à 7 jours, et l'infestation est persistante (ESCCAP, 2013 ; Beugnet *et al.*, 2018).

c. Coccidies

- *Isospora* spp.

Isospora felis est la coccidie la plus fréquemment rencontrée chez le chat (Dubey, 2014). Avec *Isospora rivolta*, elles appartiennent à la même sous-famille des Isosporinae et sont spécifiques du chat, hôte définitif, chez lequel elles envahissent l'intestin grêle (Bussieras et Chermette, 1992). Il n'y a pas de transmission croisée avec le chien (Shah, 1970). La souris peut intervenir comme hôte paraténique après infestation expérimentale où elle héberge alors une forme de sporozoïtes à vie prolongée appelé "hypnozoïtes" qui n'a pas été observé en division dans les études (Dubey et Frenkel, 1972 ; Lindsay *et al.*, 2014 ; Beugnet *et al.*, 2018). Le parasite migre dans les nœuds lymphatiques mésentériques (Dubey et Frenkel, 1972 ; Dubey, 2014).

Le cycle est homoxène contrairement aux autres coccidies rencontrées chez le chat. *Isospora felis* va se multiplier, avec la formation de schizontes, dans les entérocytes des chatons infectés par ingestion d'ookystes. Il y a deux générations (Ferguson *et al.*, 1980) ou trois générations de schizontes (Shah, 1970). Ensuite, la gamétogonie se déroule avec la formation d'ookystes. Ceux-ci sont libérés dans l'environnement, puis sporulent en au moins 24 heures, en fonction de l'humidité et de la température de l'environnement. Les ookystes sporulés ont deux sporocystes contenant chacun quatre sporocystes, qui sont les formes infectantes du parasite (Bussieras et Chermette, 1992). L'excrétion d'ookystes débute 168 heures après l'infection (période prépatente) (Shah, 1970).

Une étude a montré que des formes asexuées d'*Isospora felis* migrent vers des localisations extra-intestinales chez le chaton : dans les nœuds lymphatiques mésentériques, le foie, la rate, le cerveau et les muscles (Dubey et Frenkel, 1972). Pour *Isospora rivolta* la migration se fait vers le nœud lymphatique mésentérique (Dubey et Frenkel, 1972a ; Dubey, 1979).

La période prépatente varie en fonction du mode de transmission pour *Isospora felis* entre 4 jours à une dizaine de jours (Shah, 1971 ; Dubey et Streitel, 1976 ; ESCCAP, 2013), elle est réduite en cas d'ingestion d'ookystes (Bussieras et Chermette, 1992). En revanche, la période prépatente ne varie pas pour *Isospora rivolta* (Dubey et Frenkel, 1972).

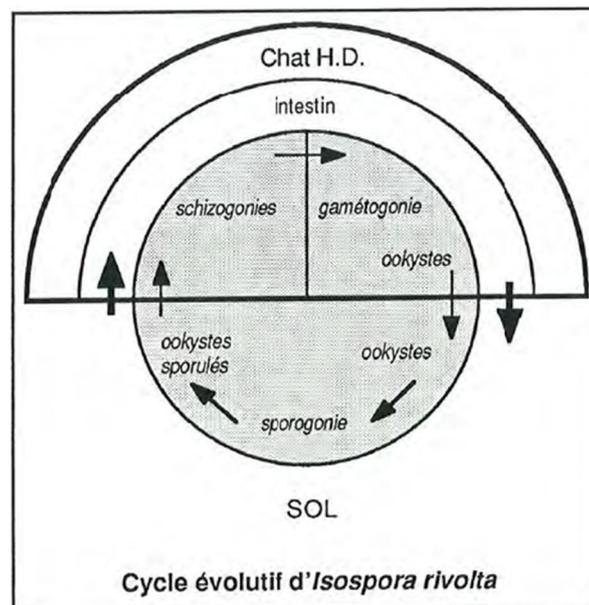


Figure 2 : Cycle biologique d'*Isospora rivolta* (Bussieras et Chermette, 1992)

B. Biologie des nématodes du chat

Les nématodes rencontrés chez le chaton sont *Toxascaris leonina* et *Toxocara cati*, ce dernier étant l'helminthe le plus commun chez le chat et particulièrement rencontré chez ceux vivant en extérieur (Spain *et al.*, 2001 ; Nutter *et al.*, 2004 ; Beugnet *et al.*, 2018).

a. *Toxocara cati*

Il s'agit d'un parasite de l'intestin grêle du chat à cycle homoxène. Son développement est endogène avec migration trachéale, digestive ou somatique. Chez les chatons de moins de 6 mois, l'œuf contenant une larve ingérée migre jusqu'aux intestins avant de se développer en adulte. La larve peut traverser la barrière intestinale et migrer jusqu'aux vaisseaux lymphatiques ou la

circulation sanguine, puis jusqu'au foie ou au cœur, également possible jusqu'aux poumons. Après le trajet à travers les bronches et la trachée, ils sont ravalés et retournent aux intestins pour devenir des adultes matures. La migration dure 3 à 4 semaines. Chez les animaux de plus de 6 mois, la larve peut migrer aux poumons mais ne pénètre pas les alvéoles. Un passage au cœur se fait à travers la veine pulmonaire puis on a une distribution du parasite à travers la circulation sanguine qui va s'enkyster dans divers organes. Les mâles meurent après environ 1 an, les larves de femelles enkystées restent infestantes plusieurs années (Beugnet *et al.*, 2018). Les œufs relargués dans l'environnement se développent durant 2 à 4 semaines avant de devenir infestant. La femelle est très prolifique et peut pondre en moyenne 200 000 œufs par jour (Beugnet *et al.*, 2018). Les rongeurs peuvent être un hôte paraténique avec une forme de larve quiescente dans les tissus (ESCCAP, 2013). La période prépatente est de 6 semaines après infection d'œufs larvés mais peut varier et en raison de la contamination par des L3 présentes dans le lait de leur mère des adultes matures peuvent être déjà présents dès l'âge de 4 à 5 semaines. La période patente dure de 4 à 6 mois (ESCCAP, 2013 ; Beugnet *et al.*, 2018)

b. *Toxascaris leonina*

Toxascaris leonina est un parasite de l'intestin grêle du chien et du chat à cycle homoxène également, avec un développement exogène rapide (2 à 5 jours) et un développement endogène ne comportant qu'une phase de migration digestive : une première mue a lieu dans la paroi de l'estomac, puis une autre dans la lumière intestinale (Bussieras et Chermette, 1995). Il n'y a pas de migration entéro-pneumo-trachéo-entérique (Beugnet *et al.*, 2018). La période prépatente est de 70 jours (Bussieras et Chermette, 1995). Le passage par un hôte paraténique est très fréquent et les carnivores infestés sont essentiellement des chasseurs de souris, si bien que certains auteurs suggèrent qu'il s'agit plutôt d'un cycle hétéroxène, les souris jouant quasiment un rôle d'hôte intermédiaire (Beugnet *et al.*, 2018).

2. Epidémiologie des parasites digestifs félines

A. Epidémiologie analytique

- *Giardia duodenalis*

Les sources du parasite sont les animaux et humains porteurs sains. La transmission se fait par voie oro-fécale et se fait par ingestion de kystes. (Bussieras et Chermette, 1992 ; Beugnet *et al.*, 2018). Les kystes résistent au froid et à l'humidité pendant plusieurs semaines et peuvent être véhiculés par les aliments et eaux souillés (Ballweber *et al.*, 2010 ; Beugnet *et al.*, 2018).

Une immunité contre le parasite peut être transmise par le lait maternel (Ballweber *et al.*, 2010) mais elle reste peu importante.

- *Tritrichomonas foetus*

Les sources de *Tritrichomonas foetus* sont les chats infestés par le parasite. La transmission se ferait par contact étroit entre individus (léchage). Les voies vénérienne et verticale ne semblent pas possibles chez le chat tandis que c'est un parasite génital chez les bovins. (Gookin *et al.*, 2001 ; Beugnet *et al.*, 2018). Les trophozoïtes survivent quelques heures à température ambiante, ce qui laisse entendre qu'un contact étroit entre deux individus ne serait pas la seule source de transmission (Hale *et al.*, 2009). Ils survivraient 24 heures dans les fèces (Hale *et al.*, 2009), 3 heures

dans l'urine, 30 minutes dans la nourriture sèche et dans l'eau du robinet, et 2 à 3 heures dans les conserves alimentaires d'après une étude (Rosypal *et al.*, 2012). Le parasite ne résiste pas à la réfrigération (Beugnet *et al.*, 2018).

- *Isospora* spp.

Les sources d'infections sont les fèces de chats porteurs du parasite. Le rongeur est un hôte paraténique possible pour le chat, et notamment la souris qui constitue un hôte paraténique, comme vu précédemment (Dubey et Frenkel, 1972 ; ESCCAP, 2013 ; Lindsay *et al.*, 2014 ; Beugnet *et al.*, 2018), ainsi que les ruminants et les porcs (Fayer et Frenkel, 1979 ; Wolters *et al.*, 1980). Les hypnozoïtes contenus dans les viscères de souris seraient infectants durant plusieurs semaines pour les chatons et les tissus de chats infestés sont également infectants pour les chatons (Dubey et Frenkel, 1972). La transmission se fait soit par ingestion de kystes tissulaires pour laquelle, soit par ingestion d'ookystes contenant les sporozoïtes infestants (Bussieras et Chermette, 1992).

D'après une étude en Allemagne, l'excrétion d'*Isospora* sp. débute chez les individus de plus de 3 semaines et est à son maximum à 10 semaines d'âge pour *Isospora rivolta*, à 15 semaines d'âge pour *Isospora felis* (Barutzki et Schaper, 2013). L'infestation est très importante pendant la période d'allaitement et de post-sevrage (de 3 à 10 semaines) par l'environnement car les ookystes sont très résistants dans le milieu extérieur et restent infestantes plusieurs mois dans l'environnement, voire jusqu'à 2 ans (ESCCAP, 2013 ; Beugnet *et al.*, 2018). Ils sont en revanche sensibles à la dessiccation, la chaleur (30 minutes à 60 °C), aux ultra-violets (UV), et au froid (3 mois à 0 °C, 7 jours à 25 °C). Seuls l'ammoniaque et le crésyl sont efficaces en tant que désinfectants (Bussieras et Chermette, 1992 ; Beugnet *et al.*, 2018). Le KENO™COX a une AMM comme coccidiocide (ANSES, 2013).

- *Toxocara cati*

Les sources de *Toxocara cati* sont l'environnement, le lait maternel contaminé, les chattes porteuses pour leurs petits (Beugnet *et al.*, 2018). Il n'y a pas de passage *in utero* pour *Toxocara cati* contrairement à *Toxocara canis* (parasite du chien), cependant les chatons peuvent s'infester par les larves L3 via le colostrum et le lait maternel pendant approximativement 10 jours (Beugnet *et al.*, 2018). La transmission oro-fécale est également possible par l'environnement à partir d'œufs larvés (Dubinsky *et al.*, 1995). La durée de vie du parasite est courte, il disparaît naturellement chez un hôte après 4 à 6 mois mais la réinfestation est fréquente.

D'après une étude faite en Allemagne, l'excrétion débute chez les individus de plus de 5 semaines, et est à son maximum à l'âge de 8 semaines (Barutzki et Schaper, 2013). La contamination de l'environnement se fait majoritairement par les chatons.

Les individus de moins de 6 mois sont plus réceptifs ainsi que les immunodéprimés. Un adulte jamais infesté à un jeune âge sera complètement naïf et réceptif au parasite. En revanche, une réponse immune incomplète se fait après une infestation à un jeune âge (Beugnet *et al.*, 2018).

Les œufs sont très résistants dans le milieu extérieur (entre -10 °C et +45 °C, résistant à la sécheresse, à l'humidité) et peuvent survivre jusqu'à plusieurs années (Beugnet *et al.*, 2018).

- *Toxascaris leonina*

Les sources sont l'environnement, les chattes et chiennes porteuses et les rongeurs. De même que pour *Toxocara cati*, il n'y a pas de passage *in utero*. Les jeunes adultes seraient plus réceptifs (Beugnet *et al.*, 2018).

L'infestation par *Toxascaris leonina* est possible par ingestion d'un hôte paraténique (rongeur) chez lequel la larve est au repos (forme quiescente) surtout chez l'adulte, il s'agirait du mode de contamination principal pour *Toxascaris leonina* chez les jeunes chats (Dubinský *et al.*, 1995 ; Beugnet *et al.*, 2018).

B. Epidémiologie descriptive

De façon générale, toute infestation parasitaire chez le chat varie en fonction de l'âge et est plus fréquente en zone rurale (Mircean *et al.*, 2010). Les jeunes sont plus fréquemment infestés (Barutzki et Schaper, 2011 ; Capári *et al.*, 2013), ainsi que les chats errants ou non stérilisés (Zottler *et al.*, 2019). L'utilisation de vermifuges régulièrement par les propriétaires diminue le risque d'infestation (Capári *et al.*, 2013).

- *Giardia duodenalis*

Le tableau 1 présente différentes études sur la prévalence de *Giardia duodenalis* menées en Europe dans des populations félines. Celle-ci varie de 0 à 37,4 % en fonction du type d'étude, de la méthode d'analyse utilisée, de la population féline et de la zone géographique. La prévalence dans les populations de chats a été peu étudiée en France, et cette parasitose serait probablement sous-diagnostiquée. Il s'agirait du parasite interne le plus fréquent chez les individus de moins de un an, retrouvé communément dans des populations de chats en Europe et aux Etats-Unis (Beugnet *et al.*, 2004).

Les jeunes chats sont plus susceptibles d'excréter des kystes de *Giardia* et plus particulièrement avant l'âge de 6 mois (De Santis-Kerr *et al.*, 2006 ; Tzannes *et al.*, 2008 ; Epe *et al.*, 2010 ; Mircean *et al.*, 2010 ; Barutzki et Schaper, 2011 ; ESCCAP, 2013 ; Beugnet *et al.*, 2018). Les autres facteurs de risque d'excrétion sont le fait de ne pas être stérilisé, de présenter une diarrhée chronique surtout, ou aiguë (De Santis-Kerr *et al.*, 2006 ; Epe *et al.*, 2010). L'augmentation d'excrétion de kystes chez les chats entiers n'est pas démontrée dans une autre étude (Capári *et al.*, 2013). Enfin, les chats semblent excréter plus souvent en hiver (De Santis-Kerr *et al.*, 2006, p. ; Barutzki et Schaper, 2011).

Les chats croisés semblent moins excréter de kystes que les chats de race (De Santis-Kerr *et al.*, 2006 ; Näreaho *et al.*, 2012), en revanche il n'y aurait pas de différence entre les races (De Santis-Kerr *et al.*, 2006, p. ; Tzannes *et al.*, 2008 ; Riggio *et al.*, 2013 ; Spada *et al.*, 2013) et les genres (Epe *et al.*, 2010 ; Capári *et al.*, 2013 ; Riggio *et al.*, 2013).

- *Tritrichomonas foetus*

Estimée entre 10 et 30 %, la trichomonose féline serait probablement sous-diagnostiquée également dans nos populations félines (ESCCAP, 2013). Elle a déjà été étudiée dans les chatteries françaises. Le tableau 2 regroupe différentes études menées en Europe dans des populations félines sur la prévalence de *Tritrichomonas foetus*, dont une récente en France. La prévalence varie de 5,2 à 32 % en fonction des populations étudiées et de la zone géographique. Une étude récente révèle une prévalence de 21,7 % dans les élevages français (Rémilien, 2014).

Le facteur de risque prépondérant serait la taille de la communauté (Gookin *et al.*, 2004). En effet, l'infestation serait plus fréquente chez les chats provenant d'élevage (Xenoulis *et al.*, 2013 ; Profizi *et al.*, 2013). L'infection par *Tritrichomonas foetus* est plus fréquente chez les chatons (moins de 1 an) (Gunn-Moore *et al.*, 2007 ; Profizi *et al.*, 2013 ; Xenoulis *et al.*, 2013 ; Rémilien, 2014 ; Arranz-Solís *et al.*, 2016). Il n'existerait pas de prédisposition raciale ou d'influence du sexe d'après certaines études (Xenoulis *et al.*, 2010 ; Profizi *et al.*, 2013 ; Arranz-Solís *et al.*, 2016). Cependant, une étude montre une réceptivité accrue chez les chats de races, notamment des races bengales et siamoises surreprésentées (Gunn-Moore *et al.*, 2007). Une autre étude montre les chats norvégiens comme étant les plus représentés (Kuehner *et al.*, 2011). Une autre étude révèle une influence de la race et d'une co-infection à *Giardia duodenalis* ou *Dipylidium caninum* (Veronesi *et al.*, 2016). Enfin, les chatons atteints de trichomonose montrent plus souvent des changements d'aspect des fèces (Rémilien, 2014).

- *Isospora* spp.

La répartition d'*Isospora* spp. est cosmopolite et le parasite se rencontre de façon très fréquente. La prévalence dans différentes populations félines varie entre 0,7 et 23,4 % pour toutes les espèces d'*Isospora* (cf. tableau 3). Il s'agit du genre coccidien le plus fréquemment retrouvé, les autres étant de plus très peu importantes en élevage.

Les jeunes chats âgés de moins d'un an sont plus fréquemment infestés par *Isospora* spp. (De Santis-Kerr *et al.*, 2006 ; Tzannes *et al.*, 2008 ; Mircean *et al.*, 2010 ; Barutzki et Schaper, 2011 ; Capári *et al.*, 2013 ; Knaus *et al.*, 2014) tandis qu'il ne semble pas être un facteur de risque pour les infestations par les autres coccidies (Barutzki et Schaper, 2011). Une infestation plus importante par *Isospora rivolta* est observée en zone rurale (Mircean *et al.*, 2010). Certaines études montrent une excrétion plus importante par les chats non stérilisés et pendant la période de l'été (De Santis-Kerr *et al.*, 2006 ; Barutzki et Schaper, 2011) tandis que d'autres auteurs n'ont pas trouvé de corrélation entre le fait d'être stérilisé et excréter des coccidies (Capári *et al.*, 2013) ou observent une prévalence plus élevée en hiver (Tzannes *et al.*, 2008). La race et le genre ne semblent pas jouer de rôle dans l'excrétion de coccidies (Tzannes *et al.*, 2008 ; Capári *et al.*, 2013 ; Spada *et al.*, 2013).

- Ascarides

Le tableau 4 montre les prévalences des ascarides félines trouvées d'après différentes études menées en Europe. La prévalence de *Toxocara cati* varie de 4,7 à 22,2 % dans les populations de chats domestiques en Europe. Celle de *Toxascaris leonina* est plus faible et varie entre 0 et 7,2 %.

Les facteurs de risque d'être infesté par *Toxocara cati* chez un chat sont d'après différentes études : un jeune âge (moins d'un an) (Mircean *et al.*, 2010 ; Barutzki et Schaper, 2011 ; Capári *et al.*, 2013 ; Knaus *et al.*, 2014 ; Nijssse *et al.*, 2016), avoir un accès extérieur (Mircean *et al.*, 2010 ; Näreaho *et al.*, 2012 ; Takeuchi-Storm *et al.*, 2015 ; Nijssse *et al.*, 2016). Le fait d'être infesté par un Taeniidés rendrait également plus susceptible (Näreaho *et al.*, 2012 ; Capári *et al.*, 2013). Une étude montre une prévalence plus élevée chez les chats de type européen (Capári *et al.*, 2013). L'infestation serait plus élevée en hiver d'après une étude (Barutzki et Schaper, 2011).

Les facteurs de risque pour une infestation à *Toxascaris leonina* sont un accès à l'extérieur (Näreaho *et al.*, 2012), être en zone rurale (Capári *et al.*, 2013) et avoir plus d'un an (Capári *et al.*, 2013).

Tableau 1 : Prévalences de *Giardia duodenalis* dans des populations félines dans différents pays d'Europe

Prévalence	Populations	Pays	Techniques d'identification	Date	Sources
0,80 %	299 chats domestiques, 197 chats de refuges, 168 chats errants	Suisse	examen coproscopique (sédimentation et flottation)	2019	Zottler et al.
29,30 %	58 chats dont le mode de vie est inconnu	Albanie	examen coproscopique (flottation) et dosage d'Ag spécifique (ELISA)	2014	Knaus et al.
2,90 %	139 chats errants	Italie	examen coproscopique et dosage d'Ag spécifique (ELISA)	2013	Spada et al.
37,40 %	115 chats domestiques provenant de zones rurales	Hongrie	examen coproscopique	2013	Capári et al.
1,20 %	81 chats domestiques	Italie	examen coproscopique et test immunologique rapide	2013	Riggio et al.
3,20 %	411 chats domestiques	Finlande	examen coproscopique (flottation) et dosage d'Ag spécifique (ELISA)	2012	Näreaho et al.
12,60 %	8560 chats domestiques présentés chez le vétérinaire	Allemagne	examen coproscopique (flottation) et dosage d'Ag spécifique	2011	Barutzki et Schapper
0,70 %	414 chats domestiques	Roumanie	examen coproscopique (flottation)	2010	Mircean et al.
0,00 %	57 chatons domestiques de 9 à 20 semaines	Royaume-Uni	examen coproscopique (flottation) et dosage d'Ag spécifique (ELISA)	2009	Gow et al.
31,00 %	117 chats de 89 chatteries lors d'expositions félines	international	dosage d'Ag spécifique (ELISA)	2004	Gookin et al.

Tableau 2 : Prévalences de *Tritrichomonas foetus* dans des populations félines dans différents pays d'Europe

Prévalence	Population	Zone géographique	Technique d'identification	Date	Source
5,20 %	267 chats domestiques, d'élevage, de ferme et de refuges	Italie	« Polymerase chain reaction » (PCR)	2016	Veronesi et al.
21,7 %	281 chats de 23 élevages	France	Microscopie après culture spécifique	2014	Rémilien
14,30 %	140 chats de 117 chatteries participants à des expositions internationales	France	Microscopie après culture spécifique et PCR pour confirmation	2013	Profizi et al.
21 %	52 chats participants à 3 expositions	Norvège	Culture spécifique et PCR	2011	Tysnes et al.
15,70 %	230 chats de race	Allemagne	Culture spécifique et PCR	2011	Kuehner et al.
20 %	26 chats domestiques, 2 chats de chatterie et 2 chats errants	Grèce	PCR	2010	Xenoulis et al.
32 %	74 chats de refuges atteints de diarrhée chronique du colon	Italie	Culture spécifique et PCR	2009	Holliday et al.
11 %	45 chats atteints de diarrhée chronique	Suisse	Culture spécifique et PCR	2009	Frey et al.
14,40 %	111 chats domestiques diarrhéiques	Royaume-Uni	PCR	2007	Gunn-Moore et al.

Tableau 3 : Prévalences d'*Isospora* spp. dans les populations félines dans différents pays d'Europe

Prévalence	Population	Zone géographique	Technique d'identification	Date	Source
8,1 % <i>Isospora</i> sp.	299 chats domestiques, 197 chats de refuges, 168 chats errants	Suisse	examen coproscopique (sédimentation et flottation)	2019	Zottler et al.
23,4 % <i>Isospora</i> sp.	252 chats dont le mode de vie est inconnu	Albanie	examen coproscopique (flottation)	2014	Knaus et al.
4,3 % <i>Isospora</i> sp.	235 chats domestiques de zones rurales	Hongrie	examen coproscopique (flottation)	2013	Capári et al.
7,5 % <i>Isospora</i> sp.	81 chats domestiques	Italie	examen coproscopique (flottation)	2013	Riggio et al.
4,3 % <i>Isospora</i> sp.	139 chats errants	Italie	examen direct et examen coproscopique (sédimentation et flottation)	2013	Spada et al.
0,7 % <i>Isospora felis</i>	411 chats domestiques	Finlande	examen coproscopique (flottation)	2012	Näreaho et al.
6,0 % <i>Isospora</i> sp.	8560 chats domestiques présentés chez le vétérinaire	Allemagne	examen coproscopique (flottation)	2011	Barutzki et Schapper
5,3 % <i>Isospora felis</i> ; 8,9 % <i>Isospora rivolta</i>	414 chats domestiques	Roumanie	examen coproscopique (flottation)	2010	Mircean et al.
7 % <i>Isospora felis</i>	57 chatons domestiques de 9 à 20 semaines	Royaume-Uni	examen coproscopique (flottation)	2009	Gow et al.

Tableau 4 : Prévalence des ascarides dans des populations félines dans différents pays d'Europe

Prévalence	Population	Zone géographique	Technique d'identification	Date	Source
18,5 % <i>T. cati</i>	299 chats domestiques, 197 chats de refuges, 168 chats errants	Suisse	examen coproscopique (sédimentation et flottation)	2019	Zottler et al.
7,2 % <i>T. cati</i> , 0 % <i>T. leonina</i>	670 chats domestiques	Pays-Bas	examen coproscopique (sédimentation et flottation)	2016	Nijssse et al.
84,8 % <i>T. cati</i>	92 chats errants euthanasiés et 7 chats domestiques sans accès extérieur euthanasiés	Danemark	examen coproscopique (sédimentation et flottation)	2015	Takeuchi-Storm
48 % <i>T. cati</i>	252 chats dont le mode de vie est inconnu	Albanie	examen coproscopique (flottation)	2014	Knaus et al.
5,4 % <i>T. cati</i> , 0,2 % <i>T. leonina</i>	411 chats domestiques	Finlande	examen coproscopique (flottation)	2012	Näreaho et al.
17,4 % <i>T. cati</i> , 7,2 % <i>T. leonina</i>	235 chats domestiques de zones rurales	Hongrie	examen coproscopique (flottation)	2013	Capári et al.
22,2 % <i>T. cati</i>	81 chats domestiques	Italie	examen coproscopique (flottation)	2013	Riggio et al.
33,1 % <i>T. cati</i>	139 chats errants	Italie	examen direct et examen coproscopique (sédimentation et flottation)	2013	Spada et al.
4,7 % <i>T. cati</i> , 0,1 % <i>T. leonina</i>	8560 chats domestiques présentés chez le vétérinaire	Allemagne	examen coproscopique (flottation)	2011	Barutzki et Schapper
20,3 % <i>T. cati</i>	414 chats domestiques	Roumanie	examen coproscopique (flottation)	2010	Mircean et al.
15,7 % <i>T. cati</i>	57 chatons domestiques de 9 à 20 semaines	Royaume-Uni	examen coproscopique (flottation)	2009	Gow et al.

3. Pathogénicité

De nombreuses études suggèrent que la présence des parasites digestifs ne serait pas corrélée à la présence de signes digestifs. (Hill *et al.*, 2000 ; Spain *et al.*, 2001 ; Mekaru *et al.*, 2007 ; Gow *et al.*, 2009 ; Manciatì *et al.*, 2015). Néanmoins, les individus montrent la souvent des troubles digestifs et notamment de la diarrhée.

A. Pathogénie et expression clinique des protozooses digestives du chat

- *Giardia duodenalis*

Une altération de la bordure en brosse de l'intestin grêle par le parasite conduit à une malabsorption intestinale. D'autres mécanismes interviennent dans les lésions intestinales et conduisent à une altération des villosités intestinales. (Beugnet *et al.*, 2018).

Le plus souvent, les individus sont porteurs asymptomatiques (Beugnet *et al.*, 2018). L'expression clinique serait favorisée par une immunodépression (De Santis-Kerr *et al.*, 2006). La forme chronique, la plus fréquente, provoque une diarrhée par malabsorption d'aspect mucoïde, pâteuse, intermittente ou persistante, avec stéatorrhée. Celle-ci peut être aggravée par une co-infestation par *Tritrichomonas foetus* (Zanzani *et al.*, 2016 ; Beugnet *et al.*, 2018). Elle peut être accompagnée de vomissements et de douleurs ressenties à la palpation abdominale. Des signes plus généraux tels qu'altération progressive de l'état général, dysorexie, amaigrissement, abattement, polydipsie peuvent être rencontrés. Les phases de diarrhée évoluent plusieurs jours à plusieurs semaines avec phases de rémission (Beugnet *et al.*, 2018). La forme aiguë, plus rare, provoque une diarrhée liquide ne répondant pas aux traitements symptomatiques, coliques, ballonnements, altération de l'état général sans fièvre (Beugnet *et al.*, 2018).

- *Tritrichomonas foetus*

Le mécanisme en cause de la diarrhée est mal connu à ce jour. On suspecte une colonisation de la muqueuse superficielle à la surface de l'épithélium du gros intestin. La colonisation de la muqueuse colique provoque une colite lymphoplasmocytaire et neutrophilique (dans la lamina propria). (Gookin *et al.*, 2001 ; Yaeger et Gookin, 2005 ; Tolbert *et al.*, 2013 ; Beugnet *et al.*, 2018). Il aurait été retrouvé une seule fois dans un utérus de chatte associé à un pyomètre, tandis qu'il était également retrouvé dans les fèces des congénères (Dahlgren *et al.*, 2007).

La majorité des chats infestés sont cliniques (Veronesi *et al.*, 2016). La trichomonose provoque une diarrhée chronique nauséabonde, mucoïde avec parfois du sang en nature, à consistance bouseuse. On rencontre parfois une incontinence fécale chez le chaton, et inflammation de la région périanale (anite). De l'hématochézie, du ténesme et la présence de mucus sont rapportés, ainsi que de l'abattement, de la dysorexie voire de l'anorexie, de la perte de poids et des vomissements dans certains cas, et rarement des douleurs abdominales et une polyphagie. L'état général est la plupart du temps conservé (Xenoulis *et al.*, 2013 ; Beugnet *et al.*, 2018). 61 % des chats infestés présentaient des signes cliniques

et 64 % un score fécal anormal (Kuehner *et al.*, 2011). Les adultes sont souvent asymptomatiques ou en diarrhée chronique depuis qu'ils sont chatons. La consistance des fèces est améliorée avec l'administration d'antimicrobiens. (Beugnet *et al.*, 2018).

- *Isospora* spp.

Isospora spp. provoque des entérites avec épaissement des muqueuses causant une malabsorption (Beugnet *et al.*, 2018).

Les signes cliniques apparaissent généralement à l'âge de 3 semaines, souvent suite à un stress, et sont plus sévères chez les animaux immunodéprimés (Beugnet *et al.*, 2018). Le portage est généralement asymptomatique chez les adultes. Dans certaines études, des ookystes d'*Isospora felis* ont été retrouvés chez des chatons sains (absence de symptômes digestifs) de 2 à 5 mois (Tzannes *et al.*, 2008 ; Gow *et al.*, 2009). La forme aiguë entraîne une diarrhée nauséabonde mucoïde, avec parfois des douleurs abdominales et une altération de l'état général. Une anémie est possible, ainsi que de la déshydratation, de l'anorexie et une perte de poids. On peut également rencontrer un syndrome fébrile chez les chats atteints, et des signes encéphaliques. Dans les cas graves, la mort peut survenir en 7 à 10 jours. Il existe une forme subclinique qui provoque un retard de croissance de la rate. La forme asymptomatique est la plus fréquente dans les élevages bien entretenus (Beugnet *et al.*, 2018).

B. Pathogénie et expression clinique des nématodoses digestives du chat

Les lésions observées lors d'ascaridose sont des entérites congestives hémorragiques ainsi que, uniquement avec *Toxocara cati*, des granulomes parasitaires dans de nombreux organes (intestins, poumons, etc.) (Beugnet *et al.*, 2018).

L'ascaridose à *Toxocara cati* peut affecter les jeunes de la naissance à l'âge de 1 an environ. Elle provoque des troubles respiratoires, avec notamment de la toux de type asthme en cas de réinfestation causant une hypersensibilité détruisant les larves pendant la migration pulmonaire. Elle provoque également des troubles digestifs avec une alternance diarrhée-constipation, des ballonnements, des vomissements. Des vers adultes peuvent être observés dans les vomissements ou dans les fèces. En cas d'infestation massive, il peut y avoir obstruction intestinale avec désordres bactériens, et même péritonites en cas de rupture intestinale. Enfin, des troubles généraux peuvent se rencontrer avec retard de croissance, dysorexie, émaciation, pelage terne avec plages d'alopecie, arthralgie, rachitisme, déformations osseuses (plutôt chez les grandes races de chien, qui pourraient s'expliquer par le fait que le parasite est très consommateur de minéraux comme le calcium et le phosphore). Le parasite provoque également un effet immunosuppresseur pouvant diminuer l'efficacité vaccinale. Une réaction allergique est possible (diarrhée, choc anaphylactique, détresse respiratoire) en cas de traitement si infestation massive avec lyse brutale des parasites (Beugnet *et al.*, 2018). Il s'agirait du premier parasite responsable de retards de croissance chez les jeunes chats. Des crises convulsives dues à une hypoglycémie sont possibles et pourraient s'expliquer par une consommation importante de glucose par le parasite (Beugnet *et al.*, 2018).

L'ascaridose à *Toxascaris leonina* est généralement asymptomatique. Seuls des signes digestifs peuvent être rencontrés, qui peuvent être fatals en cas d'infestation massive (Beugnet *et al.*, 2018).

4. Diagnostic

A. Diagnostic de la giardiose féline

Le diagnostic est difficile et repose sur la suspicion lors de diarrhée chronique et de stéatorrhée avec phases de rémission (Beugnet *et al.*, 2018).

L'immunofluorescence est à ce jour la technique la plus sensible dans la détection de *Giardia duodenalis* et est souvent considérée comme la méthode de référence (Mekaru *et al.*, 2007 ; Saleh *et al.*, 2019). Sa sensibilité a été estimée à 99,9 % dans la détection de la giardiose féline d'après une étude récente (Saleh *et al.*, 2019). La coproscopie après sédimentation est une technique moins sensible mais plus abordable pour les vétérinaires. Les analyses coproscopiques par la technique de flottation en sulfate de zinc ou de magnésium sont abordables mais présentent une sensibilité moindre. Un test ELISA rapide (SNAP test du laboratoire IDEXX) est disponible couramment utilisé dans le diagnostic de la giardiose (Gookin *et al.*, 2004 ; Gow *et al.*, 2009 ; Näreaho *et al.*, 2012 ; Spada *et al.*, 2013 ; Knaus *et al.*, 2014 ; Beugnet *et al.*, 2018). D'après l'étude américaine récente, la sensibilité de ces tests se vaudrait comparativement à la méthode d'immunofluorescence directe. Cette étude n'inclue pas la sédimentation.

Une endoscopie du duodénum est possible, mais il s'agit d'une technique peu précise dans le diagnostic de la giardiose et difficilement réalisable (Beugnet *et al.*, 2018). En médecine humaine, la recherche par immunofluorescence directe et la PCR sont utilisés et ont montré de meilleures sensibilités dans la détection du parasite (Gotfred-Rasmussen *et al.*, 2016). Enfin, des techniques d'hybridation fluorescente *in situ* et des techniques d'hybridation chromogéniques *in situ* ont été développées mais ne sont pas utilisées en clinique (Weissenböck *et al.*, 2011).

B. Diagnostic de la trichomonose féline

La détection du parasite se fait dans un échantillon de fèces fraîches ou sur un écouvillon rectal (plus sensible d'après une étude de Gookin *et al.* (2001). Les techniques de coproscopie classique ne permettent pas de détecter ce parasite (Beugnet *et al.*, 2018). Les deux examens de choix beaucoup plus sensibles sont la PCR sur ces échantillons ou bien la culture sur milieux spécifiques (Gookin *et al.*, 2001 ; Zanzani *et al.*, 2016 ; Beugnet *et al.*, 2018). Les milieux de culture disponibles sont le InPouch™ TF-Feline system de BioMed qui serait défavorable à la culture de *Pentatrichomonas hominis* et *Giardia duodenalis* bien qu'une étude semble le réfuter (Ceplecha *et al.*, 2013). La sensibilité de ce milieu dans la détection de *Tritrichomonas foetus* a été estimée entre 81 et 95 % (Rae et Crews, 2006), cependant le temps d'incubation reste long (environ 48 heures).

Un autre prélèvement possible est la biopsie de la muqueuse colique, mais il s'agit d'une technique invasive qui doit être réalisée à plusieurs endroits de la muqueuse colique et qui reste fragile (Beugnet *et al.*, 2018).

C. Diagnostic des coccidioses félines

Le diagnostic clinique de la coccidiose est impossible. La confirmation se fait par la mise en évidence des ookystes (pour les coccidioses à *Isospora* spp. et *Toxoplasma gondii*) ou des oocystes sporulés ou sporocystes (coccidioses à *Sarcocystis* spp.) par analyse coproscopique, à mettre en parallèle avec la clinique. En ce qui concerne les autres coccidies que l'on peut rencontrer chez le chat, *Hammondia hammondi* et *Toxoplasma gondii* ne sont pas distinguables par cette méthode et de plus, *Toxoplasma gondii* est difficile à mettre en évidence par sa petite taille, la courte durée de la période patente et les excréments récurrentes sont très rares.

D. Diagnostic de l'ascaridose féline

Le diagnostic clinique est aisé, confirmé par coproscopie (Beugnet *et al.*, 2018). Les techniques de flottation au sulfate de magnésium ou au chlorure de sodium peuvent être utilisées.

E. Eléments de diagnose des parasites digestifs rencontrés chez le chat par analyse coproscopique

La recherche d'éléments parasitaires dans les fèces demeure l'examen de choix en cas de suspicion d'une infestation par des parasites digestifs notamment pour le praticien vétérinaire, la coproscopie par flottation étant relativement disponible (Mekaru *et al.*, 2007). Les méthodes à disposition pour le vétérinaire sont les méthodes d'analyses coproscopiques de flottation (totale ou quantitative), de sédimentation diphasique, très sensible pour la recherche de kystes de protistes et de Baermann pour la recherche de larves. Des éléments de diagnoses sont regroupés dans le tableau 5 pour les parasites d'intérêt chez le chat.

Tableau 5 : éléments de diagnose coproscopique pour certains parasites d'intérêt chez le chat (Bussieras et Chermette, 1992 ; Bussieras et Chermette, 1995 ; Beugnet *et al.*, 2008 ; Beugnet *et al.*, 2018)

Nom du parasite	Dimensions des œufs	Caractéristiques morphologiques	Caractéristiques de la paroi
<i>Giardia duodenalis</i>	6-8 x 12-15 µm	Kyste ovale contenant 4 noyaux et 2 flagelles	Paroi fine et lisse
<i>Isospora felis</i>	30 x 40 µm	Ookyste ovale dont l'une des deux extrémités est plus pointue	Coque fine
<i>Isospora rivolta</i>	20 x 25 µm		
<i>Sarcocystis</i> spp.	11-20 x 8-16 µm	Sporocystes contenant 4 sporozoïtes en forme de banane	Paroi latérale très fine et lisse
<i>Hammondia hammondi</i>	10-13 x 12-15 µm	Ookyste ovoïde contenant 1 cellule granuleuse avant sporulation puis 2 sporocystes contenant chacun 4 sporozoïtes en forme de croissant après sporulation	Coque lisse et fine
<i>Toxoplasma gondii</i>			
<i>Cryptosporidium</i> spp.	4 x 5 µm	Corps résiduel d'ookyste visible contenant 4 sporozoïtes vermiformes difficilement visibles	Coque plus épaisse que les autres coccidies
<i>Toxocara cati</i>	65-75 x 70-90 µm	Œuf globulaire, contenant une cellule brune à noire occupant toute la coque	Coque striée brune et épaisse, dont la couche externe est alvéolée et la couche interne est lisse
<i>Toxascaris leonina</i>	65-75 x 75 85 µm	Œuf sub-globulaire contenant une cellule jaune-brune occupant une partie de la coque	Coque épaisse et lisse à l'extérieur à couches concentriques feuilletés à l'intérieur

5. Mesures de lutte

A. Mesures de lutte spécifiques contre les protistes

a. Mesures de lutte contre la giardiose féline

Le métronidazole à 25 mg/kg *per os* à raison de deux fois par jour pendant 7 jours a montré une efficacité de 100 % chez le chat dans la réduction de l'excrétion et des signes cliniques (Scorza et Lappin, 2004), sans effets secondaires bien qu'ils soient connus comme étant nombreux (troubles neurologiques, léthargie, nausées, vomissements, diarrhée). Il empêche l'adhésion des trophozoïtes à la muqueuse intestinale (Busatti *et al.*, 2007). Le METROBACTIN® est le seul traitement avec une AMM vétérinaire à ce jour contre la giardiose féline avec un traitement d'une durée de 5 à 7 jours. Certaines benzimidazoles ont montré une efficacité moyenne dans le traitement de la giardiose féline : le fenbendazole à 50 mg/kg *per os* à raison d'une fois par jour pendant 5 jours (Keith *et al.*, 2003), oxfendazole à 11,3 mg/kg, fébantel à 15 mg/kg pendant 5 jours (Scorza *et al.*, 2006 ; ESCCAP, 2013).

Le traitement de l'environnement est essentiel car de nombreux échecs de traitements sont dus à la réinfection immédiate, plus fréquente en élevage. (Beugnet *et al.*, 2018). Les ammoniums quaternaires sont considérés comme les désinfectants les plus efficaces mais sont désactivés par la matière organique (Zimmer *et al.*, 1988).

b. Mesures de lutte contre la trichomonose féline

Tritrichomonas foetus est sensible au 5-nitroimidazole, comme le tinidazole (Gookin *et al.*, 2007). Le seul traitement qui a présenté une efficacité réelle, à 84 % dans l'étude la plus récente, est le ronidazole (Gookin *et al.*, 2006 ; Xenoulis *et al.*, 2013 ; Grellet *et al.*, 2017) mais il ne dispose pas d'une AMM en France, recommandé à une dose de 30 mg/kg *per os* une fois par jour pendant 14 jours (ESCCAP, 2013). Une neurotoxicité réversible est constatée avec administration du ronidazole qui s'exprime par de la léthargie, de la dysorexie et de l'ataxie, et qui doit motiver l'arrêt du traitement si constatée, cependant ils seraient moindres avec l'administration de la forme pharmacologique sous forme de gélules enrobées de gomme de guar (ESCCAP, 2013 ; Grellet *et al.*, 2017). Les changements alimentaires réduiraient l'expression des signes cliniques (Cepelch *et al.*, 2013 ; ESCCAP, 2013).

Une rémission spontanée peut être observée, dans 18 % des cas selon une étude récente (Grellet *et al.*, 2017), 46 % selon une autre étude (Foster *et al.*, 2004). Dans 88 % des cas, la diarrhée ne persistera pas après 2 ans mais les chats restent positifs à la PCR (Foster *et al.*, 2004).

c. Mesures de lutte contre les coccidioses félines à *Isospora* spp.

Dans la lutte spécifique contre les coccidioses du chat, le traitement symptomatique prédomine. Le toltrazuril est un coccidiocide efficace contre les coccidioses à *Isospora* spp., à la dose de 20 mg/kg chez le chat, ce qui correspond au double de la dose administrée chez le chien, administré durant la période prépatente en administration unique. Il diminue également l'excrétion de 96,7 à 100 % sans effets secondaires selon une étude et diminue les signes cliniques (Petry *et al.*, 2011a ; ESCCAP, 2013). Le diclazuril à la dose de 2,5 à 5 mg/kg est également efficace. D'après une communication personnelle de Christophe Le Sueur, Bayer France, le PROCOX®, médicament

vétérinaire qui allie le toltrazuril à l'émodepside en administration *per os*, peut être utilisé à une dose double de celle de l'AMM pour le chien.

Des sulfamides (sulfamidéthoxine à la dose de 30 mg/kg par jour *per os* une fois par jour pendant 10 à 14 jours combiné ou non à du baquiloprim) peuvent être utilisés pour contrôler les signes mais pas l'excrétion parasitaire. Le triméthoprime-sulfaméthoxazole à la dose de 15 mg/kg par jour *per os* pendant 6 jours est également possible (ESCCAP, 2013). Le tableau 6 regroupe différents traitements possibles contre l'isospore du chien et du chat d'après une étude (Lappin, 2010).

Tableau 6 : Molécules utilisées dans le traitement des infestations à *Isospora* spp. (Lappin, 2010)

Table 2. Drugs Used for the Treatment of <i>Isospora</i> spp Infections	
	Drug Protocol
Cats	
Amprolium*	60 to 100 mg total dose, PO, every 24 hours for 5 days
Furazolidone	8 to 20 mg/kg, PO, every 12 to 24 hours for 5 days
Ponazuril†	20 mg/kg, PO, twice, 1 to 7 days apart
Ponazuril†	50 mg/kg, PO, once
Sulfadimethoxine‡	50 to 60 mg/kg, PO, every 24 hours for 5 to 20 days
Trimethoprim-sulfonamide§	15 to 30 mg/kg, PO, every 12 to 24 hours for 5 days
Dogs	
Amprolium*	300 to 400 mg total dose, PO, every 24 hours for 5 days
Amprolium-sulfadimethoxine	150 mg amprolium and 25 mg/kg sulfadimethoxine, PO, daily for 14 days
Furazolidone	8 to 20 mg/kg, PO, every 12 to 24 hours for 5 days
Ponazuril†	20 mg/kg, PO, twice, 1 to 7 days apart
Ponazuril†	50 mg/kg, PO, once
Sulfadimethoxine‡	50 to 60 mg/kg, PO, every 24 hours for 5 to 20 days
Trimethoprim-sulfonamide§	15 to 30 mg/kg, PO, every 12 to 24 hours for 5 days
*Amprolium can cause anorexia, diarrhea, depression, and central nervous system disease because of induction of thiamine deficiency.	
†Ponazuril and toltrazuril may be superior to the other drugs because they are coccidiocidal.	
‡Sulfadimethoxine is the only approved drug for the treatment of coccidiosis in the United States.	
§Trimethoprim-sulfonamide combinations can cause macrocytic anemia, keratoconjunctivitis sicca, type III hypersensitivity reactions (primarily Doberman pinschers), and acute hepatic necrosis.	

B. Mesures de lutte spécifiques contre les nématodes

En élevage, les chatons peuvent être vermifugés à l'âge de 3 semaines car il n'y a pas de transmission *in utero*, puis tous les 15 jours jusqu'à 2 semaines après le sevrage, puis une fois par mois jusqu'à l'âge de 6 mois. Les experts recommandent de traiter les femelles reproductrices en même temps que les chatons. En cas d'infestation très importante, pour éviter une réaction allergique, il est recommandé de diviser la dose par deux et de donner la dose complète 2 à 3 jours après (ESCCAP, 2013 ; Beugnet *et al.*, 2018). En cas d'absence d'historiques, il est possible de traiter des chatons à 8 semaines et 12 semaines en même temps que les vaccinations. La recommandation est de vermifuger 4 fois par an les adultes, mais cette échéance peut varier en fonction du mode de vie et de l'environnement (ESCCAP, 2013).

Les molécules disponibles sont le fenbendazole, le flubendazole, l'oxfendazole, le lévamisole, l'émodepside, la milbémycine oxime, la moxidectine, la sélamectine et l'éprinomectine. L'émodepside à 3 mg/kg a été testé en Europe et aux Etats-Unis et serait efficace contre les stades adultes matures et immatures (efficace à 100 %), larvaire L4 (efficace à 99,4 %) et larvaire L3 (efficace à 96,8 %). L'efficacité dans la réduction des œufs de *Toxocara cati* serait de 98,3 % à plus

de 99,9 % et de 100 % dans la réduction des œufs de *Toxascaris leonina* (Altreuther *et al.*, 2005 ; Reinemeyer *et al.*, 2005 ; Petry *et al.*, 2011b). La sélamectine a montré une efficacité de 100 % dans la réduction d'œufs de *Toxocara cati* mais pas d'activité sur les larves (McTier *et al.*, 2000). Une efficacité identique a été observée avec la moxidectine associée avec le fluralaner (Rohdich *et al.*, 2018). Aucun effet indésirable n'est rapporté pour ces trois formulations (Altreuther *et al.*, 2005 ; Schimmel *et al.*, 2009 ; Rohdich *et al.*, 2018). Sont rarement observés et de courte durée : prurit, salivation, alopecie au site d'administration, vomissements, irritation des yeux sans liens de cause à effet établis, et prurit pour la sélamectine (Altreuther *et al.*, 2005).

C. Mesures de lutte générales contre les parasitoses en élevage félin

Pour toutes les maladies parasitaires digestives du chat, un traitement symptomatique de la diarrhée peut être mis en place pour la réduction des signes clinique : protecteurs de la muqueuse intestinale, antispasmodiques, antidiarrhéiques, etc.

Les mesures hygiéniques en élevage pour toute infestation parasitaire sont les mêmes que les mesures hygiéniques de prévention décrites ci-dessous. Ces mesures permettent de diminuer la charge parasitaire mais l'éradication n'est pas envisageable pour les coccidies dans l'environnement (Paragon *et al.*, 2000 ; ESCCAP, 2013). Le recueil des matières fécales quotidiennement est important, notamment pour les élevages infestés par *Giardia duodenalis*, des coccidies, ou *Toxocara cati*, dont les kystes, les ookystes et les œufs sont très résistants dans l'environnement.

Les recommandations pour les élevages canins particulièrement infectés et qui peuvent être appliquées à l'élevage félin sont d'éviter la surpopulation, d'isoler les chattes après la mise-bas et de mettre en contact les chatons en contact avec la mère uniquement pour l'allaitement (Beugnet *et al.*, 2018). De plus, il est important de nettoyer et de désinfecter quotidiennement. Dans des cas d'infection très importante, il peut être recommandé de réaliser un vide sanitaire de 8 jours pour un petit local, 15 jours pour un bâtiment entier : démontage et sortie de tous les accessoires et ustensiles, ramassage et aspiration des déchets, nettoyage des sols et des murs avec un nettoyeur haute pression ou au jet vapeurs, décapage mécanique avec brosse et détergents, désinfection au moins 48 heures avant réintroduction des animaux (Paragon *et al.*, 2000).

En élevage infecté, la vermifugation des adultes se fait mensuellement (la période prépatente étant supérieur à 4 semaines) (Greco *et al.*, 2009 ; ESCCAP, 2013 ; Beugnet *et al.*, 2018).

D. Mesures préventives contre les parasitoses digestives félines en élevage

Les mesures hygiéniques en élevage passent par un retrait quotidien des matières fécales, des nettoyages et désinfections réguliers. La désinfection peut se faire avec de la vapeur d'eau haute pression (130 bars), ou bien avec des désinfectants à adapter en fonction des antécédents de parasitoses rencontrés par l'élevage (ESCCAP, 2013). Les kystes de *Giardia* sont résistants à l'eau de javel, mais sensibles aux ammoniums quaternaires (Beugnet *et al.*, 2018). Le KENO™COX possède une AMM contre les oocystes de coccidies de cryptosporidies, il est intéressant pour la désinfection en élevages rencontrant des coccidioses. Le VIRKON®, composé d'un sel de potassium, possède une AMM contre de nombreux virus, bactéries et champignons, et semble donc intéressant pour la désinfection en élevage. Son efficacité contre les parasites internes reste à démontrer. L'environnement doit rester sec et les ustensiles utilisés pour la nourriture et l'eau propres.

Les chiens peuvent être shampouinés notamment pour réduire la charge parasitaire de *Giardia duodenalis* mais cette mesure semble difficilement réalisable chez le chat surtout en élevage (ESCCAP, 2013).

Les mesures de prévention en élevage recommandées par le groupe d'experts européens (ESCCAP, 2013) sont :

- Le respect des règles d'hygiènes (décrites ci-dessus) ;
- Le contrôle de l'alimentation avec une alimentation industrielle de préférence ou suffisamment cuite, de l'eau potable ;
- Un programme de vermifugation adapté, passant par notamment une vermifugation des femelles reproductrices avant la mise-bas contre les nématodes, puis à 3 semaines chez les petits (pas de transmission *in utero*), puis toutes les deux semaines jusqu'à deux semaines après le sevrage, puis tous les mois jusqu'à l'âge de 6 mois. Pendant l'allaitement, la vermifugation de la mère et des chatons se fait simultanément. Les adultes non reproducteurs sont vermifugés tous les 3 mois préventivement, mais des analyses coproscopiques régulières peuvent être réalisées pour ne pas traiter systématiquement ;
- Des mesures de lutte spécifiques lorsqu'une infestation est avérée et la mise en place de mesures préventives pour éviter une recontamination ;
- La réalisation de coproscopies régulièrement pour les animaux à risque (surtout pour les animaux participants à des expositions) ;
- Des sols facilement nettoyables.

Il est conseillé d'alterner différents traitements anthelminthiques dans les élevages pour éviter les résistances.

Afin d'éviter l'introduction dans un élevage, les mesures suivantes sont intéressantes :

- Tests coproscopiques sur les animaux introduits dans l'élevage ;
- Port de sur-chaussures pour le personnel étranger à l'élevage ;
- Pédiluves à l'entrée de l'élevage ;
- Quarantaine pour les nouveaux arrivants et les animaux qui reviennent en élevage.

Concernant les vaccinations existantes, un vaccin contre la giardiose était commercialisé aux Etats-Unis et permettrait de réduire la charge kystique et de prévenir l'apparition de signes cliniques, mais il ne dispose pas d'AMM en France (Olson *et al.*, 1996 ; Olson *et al.*, 2000). Mais un manque d'efficacité démontré par certaines études a conduit à un arrêt de la commercialisation (Anderson *et al.*, 2004).

6. Santé publique vétérinaire

Les protistes du chat transmissibles à l'homme sont nombreux. Concernant *Giardia duodenalis*, si l'assemblage F est le plus fréquent chez le chat, il n'a pas fait preuve d'une transmission zoonotique contrairement à l'assemblage A qui peut se retrouver chez le chat et qui est très fréquent chez l'homme mais il ne s'agirait pas toujours du même allotype selon une étude (Monis *et al.*, 2003 ; Xiao et Fayer, 2008 ; Ballweber *et al.*, 2010). *Tritrichomonas foetus* aurait été observé dans des cas de pneumonie chez l'homme mais la transmission zoonotique n'est pas démontrée (ESCCAP, 2013). Les coccidioses à *Isospora* spp. ne sont pas zoonotiques car ces parasites sont spécifiques d'hôte. *Toxoplasma gondii* est le protiste rencontré chez le chat qui pose le plus de problèmes en santé publique mais n'est pas étudié ici en raison de sa faible prévalence en élevage.

Toxocara cati serait responsable d'un tiers des *larva migrans* viscérale ou oculaire chez l'Homme (contre deux tiers dues à *Toxocara canis*) d'après certains auteurs, avec migration au niveau de l'encéphale et des yeux. Il s'agit d'une zoonose qui provoque des atteintes oculaires et cérébrales graves, notamment chez les enfants ayant une forte proximité avec des chats. *Toxascaris leonina* n'est pas zoonotique (Dubinský *et al.*, 1995 ; Fisher, 2003 ; Beugnet *et al.*, 2018).

Deuxième partie : étude expérimentale de l'excrétion parasitaire chez le chaton en élevage

1. Matériels et méthodes

A. Echantillonnage

a. Critères des élevages

Les coordonnées des éleveurs participants à l'étude ont été trouvées à l'occasion d'expositions félines (une trentaine d'éleveurs concernés) et grâce à une liste fournie par la Société Royal Canin. Certains ont été appelés par téléphones, d'autres recrutés directement à l'oral, soit, pour la majorité, contactés par courrier électronique (53 éleveurs concernés). Les critères de sélection pour l'étude étaient : la limite géographique (France métropolitaine) et avoir au moins une portée à venir dans la limite du temps de l'étude (entre septembre 2018 et septembre 2019). Six éleveurs ont répondu positivement au recrutement et ont suivi l'étude jusqu'à la fin de celle-ci. Dix élevages supplémentaires avaient répondu positivement et ont été perdus de vue.

Leur répartition géographique était la suivant : la Dordogne, l'Eure, le Vaucluse et les Yvelines (trois élevages) (*cf.* figure 3). Les élevages étaient de taille plus ou moins importante, variant de deux à une trentaine de portées par an.

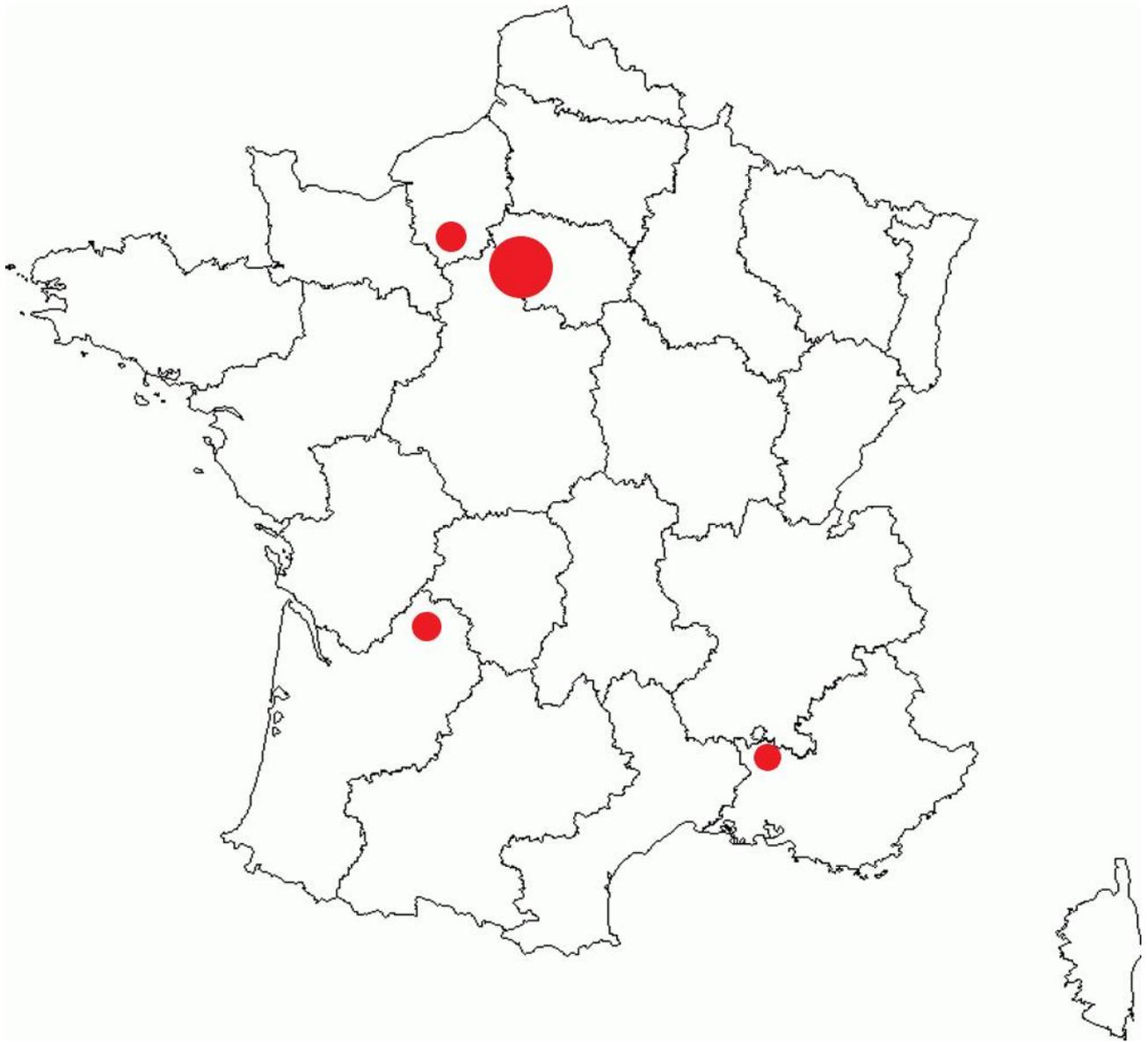


Figure 3 : Répartition géographique des élevages de l'étude

b. Critères des portées

Pour chaque élevage, une à cinq portées ont été incluses dans l'étude, en fonction de la possibilité des éleveurs de fournir des prélèvements dans le temps de l'étude.

B. Prélèvements

a. Modalités des prélèvements

Pour étudier la période du sevrage, il a été décidé que les prélèvements se feraient 7 jours avant la date du sevrage, 7 jours après la date du sevrage et 14 jours après la date du sevrage. Le sevrage étant défini comme le moment où cesse l'allaitement et le chaton passe à une alimentation entièrement solide. Certains élevages réalisaient un sevrage tardif et la date de la fin de l'allaitement correspondait à la date de vente. Il a été décidé pour ces élevages de réaliser un prélèvement 7

jours avant la date du sevrage (donc à 7 jours de la vente), ainsi que le jour de la vente, le suivi après l'achat n'étant malheureusement pas possible. Ce protocole concernait les élevages 5 et 6.

b. Protocole de prélèvement des échantillons

Des colis contenant tout le matériel nécessaire aux prélèvements ont été expédiés aux éleveurs. Chaque colis contenait le matériel nécessaire pour une portée, soit :

- un protocole pour la réalisation des prélèvements (*cf.* annexe 1a) ;
- un questionnaire général sur l'élevage (*cf.* annexe 1b) ;
- les trois fiches de commémoratifs associées à chaque prélèvement (*cf.* annexe 1c) ;
- trois pots à prélèvement étiquetés ;
- des abaisse-langues pour prélever les fèces ;
- trois papiers buvards en cas de fuite des pots à prélèvements ;
- trois pochettes plastiques pour les matières biologiques.

Pour des raisons pratiques, les prélèvements devaient être conservés au réfrigérateur jusqu'à la réalisation du dernier prélèvement de la portée avant retour du colis au secteur Parasitologie du BioPôle Alfort.

c. Prélèvements reçus

Au total, 14 colis de six élevages nous sont parvenus sur 60 colis fournis à 16 élevages ayant répondu positivement au début de l'étude. Pour les élevages 5 et 6, un sevrage tardif était réalisé au moment de la vente et deux prélèvements par portées ont donc été envoyés au lieu de trois pour les autres portées de l'étude. Un colis de l'élevage 5 contenait des prélèvements de deux portées fusionnées qui ont été considérées comme une seule et même portée. De même, une portée de l'élevage 4 contenait des prélèvements de trois portées vivant ensemble et donc non-distinguables et considérées comme une seule et même portée. Quarante prélèvements ont donc été analysés au total.

C. Questionnaires

a. Questionnaire sur la conduite de l'élevage

Ce questionnaire interrogeait les éleveurs sur leurs pratiques d'élevage : le nombre de portées par an en moyenne, les différentes races produites, les antécédents de parasitoses, les protocoles de vermifugation réalisés chez les chatons et chez les animaux reproducteurs, les protocoles d'hygiène, l'alimentation (*cf.* annexe 1b).

Certaines questions supplémentaires ont été posées aux éleveurs participant à l'étude par mails, telles que la spécificité des locaux de chatterie (appartenant au logement ou en dehors), la séparation des portées à la nurserie.

b. Questionnaire sur les portées de l'étude

Cette fiche de commémoratifs associée à chaque prélèvement s'intéressait à la mère de la portée étudiée (nom, race, rang de mise-bas, avortements rapportés) et à la portée en elle-même (date de la mise-bas, nombre de chatons dans la portée, nombre de décès dans la portée, apparition de troubles généraux, digestifs, respiratoires, oculaire, nerveux ou autres depuis le précédent prélèvement) (*cf.* annexe 1c).

D. Protocole d'analyses

Plusieurs techniques d'analyses coproscopiques ont été réalisées lors de l'étude afin d'augmenter la sensibilité. Ces analyses ont été réalisées au sein du secteur Parasitologie du BioPôle Alfort ; plate-forme d'analyses, de pharmacotechnie et d'autopsie de l'ENVA. Les techniques de flottations quantitative et qualitative nous ont été utiles dans la recherche d'œufs et d'ookystes parasites. La technique de sédimentation a été complémentaire aux techniques de flottations, et plus sensible dans la recherche de kystes de protistes. Ces techniques sont décrites brièvement ci-après, les modes opératoires de ces techniques sont présentés en annexe 2.

Une technique de PCR dans la recherche de *Tritrichomonas foetus* avait été discutée mais n'a pas pu être réalisée.

a. Flottation quantitative

Pour chaque prélèvement, 3 grammes de fèces ont été délités dans 45 mL d'une solution de sulfate de magnésium à saturation (lorsque cela était possible, sinon les fèces étaient délitées dans 15 mL de sulfate de magnésium par gramme de fèces). Le mélange obtenu a été filtré à l'aide d'une passoire à thé dans un verre à pied. Les deux chambres d'une cellule de McMaster étaient remplies à l'aide d'une pipette Pasteur en polyéthylène et lues au microscope optique à l'objectif x10 après 10 minutes d'attentes. Cette technique a permis de quantifier le nombre d'œufs par gramme de fèces (opg) à l'aide du calcul suivant :

$$N = \frac{(n1 + n2)}{100}$$

Avec N : nombre d'œufs par gramme de fèces (opg),
n1 : nombre d'œufs comptés dans la grille de la 1^{re} chambre,
n2 : nombre d'œufs comptés dans la grille de la 2^e chambre.

Dans le cas où les œufs étaient peu nombreux sur la cellule (1 à 5 œufs comptés sur les deux chambres), le calcul suivant était utilisé pour estimer le nombre d'œufs par gramme de fèces :

$$N = n \times 15$$

Avec N : nombre d'œufs par gramme de fèces (opg),
n : nombre d'œufs comptés sur les 2 chambre.

b. Flottation totale

Un tube à centrifuger en polypropylène de 15 mL a été rempli avec le filtrat obtenue lors de la méthode précédente jusqu'à obtention d'un ménisque bombant. Une lamelle a été déposée au sommet puis posée sur une lame après 10 minutes d'attente afin d'être lue à l'objectif x10 au microscope optique.

c. Sédimentation

Un gramme de fèces de chaque prélèvement a été délité dans 10 mL de formol à 10 % sous sorbonne. Le mélange a ensuite été filtré dans une passoire à thé additionnée d'une compresse de gaze (quatre épaisseurs de gaze). Le filtrat a été versé dans un tube à centrifuger en polypropylène de 15 mL auquel a été ajoutée une solution de diéthyl-éther à quantité suffisante pour 12 à 13 mL, puis agité très fortement. Chaque tube a ensuite été centrifugé à 500 g pendant 5 minutes. Le culot

a été récupéré après avoir jeté l'excédent et une goutte a été lue entre lame et lamelle avec et sans coloration de lugol, à l'objectif x20 au microscope optique.

d. Aspect macroscopique des fèces

L'aspect des fèces a été objectivé après réception des colis. Des variations selon la température ambiante lors du transport peuvent donc intervenir à ce niveau. La couleur, la consistance et l'odeur ont été notées de façon subjective. Les couleurs décrites étaient : noir, marron, marron clair, marron-jaunâtre, jaunâtre, jaune-grisâtre. Les consistances des fèces étaient par ordre croissant de dureté : « mou +++ », « mou ++ », « mou + », « pâteux », « dur » (se rapprochant d'un aspect de fèces normal pour un chaton), « sec ». L'odeur a été considérée comme étant « normale » ou « malodorante » pour un certain nombre de prélèvements.

E. Traitement des données

Les résultats ont été traités à l'aide du logiciel Microsoft Excel 2013, qui a servi à la réalisation de la plupart des graphiques et tableaux. Le logiciel Prism GraphPad a été utilisé afin de réaliser des graphiques faisant apparaître histogramme, nuages de points et intervalles de confiance à 95 %.

2. Résultats

A. Réponses aux questionnaires

Les questionnaires n'ont pas toujours été bien remplis. Il manquait notamment des dates de sevrage pour les portées 4, 5, 11 et 12 (les élevages 2 et 4 sont concernés), des dates de naissances pour les portées 12 et 13 (les élevages 4 et 5 sont concernés), des dates d'apparition de certains symptômes pour les portées de l'élevage 4, qui n'ont pas pu être obtenues ultérieurement à la réception des questionnaires.

B. Conduite d'élevage

a. Locaux

La majorité des élevages n'avait pas de locaux spécifiques et la nurserie faisait partie intégrante du domicile de l'éleveur. Seuls les élevages 3 et 5 possédaient des locaux en dehors du domicile. Les nurseries étaient toujours séparées pour les différentes portées, en revanche l'information manque pour l'élevage numéro 6.

Les femelles des élevages 3, 4 et 6 avait un accès à l'extérieur à un moment de l'année en dehors de la maternité.

b. Nombre de portées

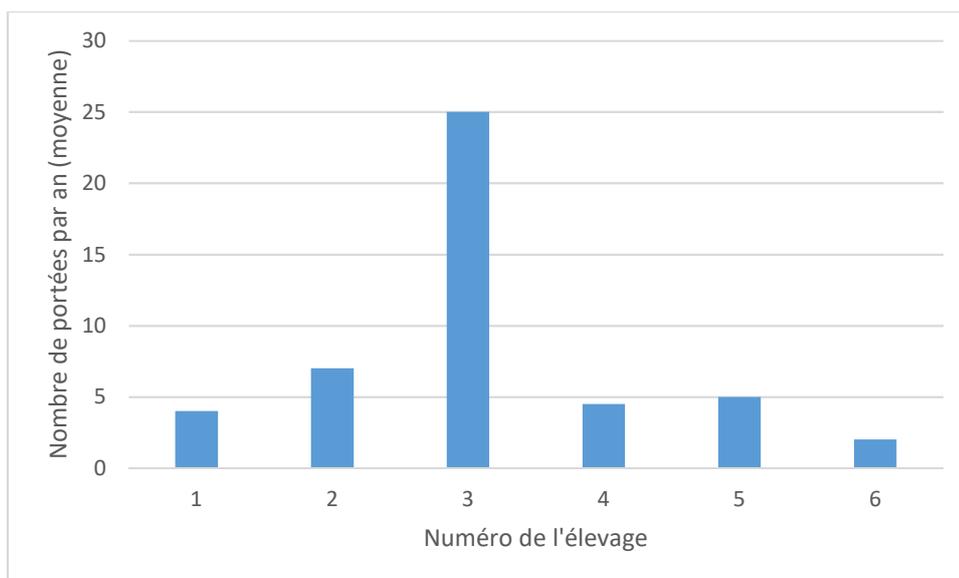


Figure 4 : Nombre de portées naissantes en moyenne par an dans chaque élevage de l'étude

La taille des élevages variait fortement allant de 2 à 25 portées produites en moyenne par an. L'élevage 3 est le seul élevage de grande envergure produisant plus de 20 portées par an dans l'étude. En général, les élevages ne produisant pas beaucoup de portées à l'année ne possédaient pas de locaux spécifiques pour la maternité, qui faisait partie intégrante du domicile de l'éleveur, mise à part pour l'élevage 5 (cf. figure 4).

c. Races élevées

Tableau 7 : Races produites par les élevages de l'étude

Numéro de l'élevage	Race produite
1	British Shorthair
2	Ragdoll, Persan, Exotic Shorthair
3	Maine Coon
4	British Shorthair, British Longhair
5	Sacré de Birmanie
6	Sibérien

Les races représentées étaient : British Shorthair, British Longhair, Ragdoll, Maine Coon, sacré de Birmanie et Sibérien. Deux élevages produisaient plusieurs races (élevages 2 et 4) et tous les autres produisaient exclusivement une race (cf. tableau 7).

d. Antécédents

Trois élevages ont connu des épisodes de giardiose (élevage 1, 3 et 4). Un élevage a déjà rencontré de la coccidiose, et un de la trichomonose. Des antécédents de clostridiose et de péritonite infectieuse féline (PIF) ont été signalés en plus des parasitoses pour les élevages 1 et 6 (cf. tableau 8).

Tableau 8 : Antécédents de parasitoses digestives connues

Numéro de l'élevage	Antécédents de parasitoses digestives connues	Autres antécédents
1	giardiose, coccidiose	Clostridies
2	non	-
3	giardiose	-
4	giardiose	-
5	non	-
6	trichomonose	PIF

e. Alimentation**Tableau 9 : Alimentation des chatons de la naissance à la période du sevrage dans les élevages étudiés**

Numéro de l'élevage	pendant sevrage	après sevrage
1	croquettes trempées dans du lait et pâté Babycat RC	croquettes et pâté Babycat RC, croquettes British RC, boîtes Cosma Nature poulet-thon, Almo Nature, Schesir®
2	Mousse Kitten RC, Almo Nature	Mousse Kitten RC, croquettes Kitten RC, Almo Nature
3	Natural Greatness, Maine Coon Kitten RC	Natural Greatness, Maine Coon Kitten RC
4	aliments Mother and Kitten RC	croquettes et pâté chatons RC
5	croquettes Babycat et Kitten RC, sauce Kitten RC	croquettes et sauce Kitten RC
6	croquettes et humide RC, poulet cru	croquettes et humide RC, poulet cru

Tous les élevages étudiés utilisaient une alimentation industrielle sèche et humide. L'élevage 6 donnait occasionnellement une alimentation à base de viande crue, ce qui est un facteur de risque de parasitoses digestives (van Bree *et al.*, 2018) (*cf.* tableau 10).

f. Protocoles d'hygiène

Tous les éleveurs retiraient les excréments au moins une fois par jour. Le nettoyage se faisait tous les jours pour la plupart des élevages et était hebdomadaire pour l'élevage 6. En ce qui concerne la désinfection, elle était hebdomadaire pour la plupart des élevages et quotidienne pour les élevages les plus grands (élevages 2 et 3). La plupart des éleveurs utilisait des ammoniums quaternaires pour la désinfection sauf l'éleveur de l'élevage 5 qui était le seul à utiliser de l'eau de javel. Deux éleveurs ne réalisaient jamais de vide sanitaire, un seul faisait un uniquement après chaque portée malade, un autre une fois par an, et deux après chaque portée (*cf.* tableau 10).

Tableau 10 : Protocoles d'hygiène mis en place dans les élevages participant à l'étude

Numéro de l'élevage	Produits utilisés	Type de détergent	Fréquence de nettoyage	Désinfection	Retrait des excréments	Vide sanitaire	Remarques
1	SANYTOL, ANIOS, VIRKON®	ammonium quaternaire, sel de potassium	1 fois par jour partiellement	1 fois par semaine	2 à 3 fois par jour	après chaque portée malade	aspirateur 1 fois par jour, nettoyage partiel 1 fois par jour
2	SANITERPEN, VIRKON®	dérivé terpénique, sel de potassium	1 fois par jour	1 fois par jour	2 fois par jour	1 fois par an	-
3	SANYTOL	ammonium quaternaire	1 fois par jour	1 fois par jour	1 fois par jour	après chaque portée	-
4	SANYTOL, vapeur	ammonium quaternaire, haute pression	1 fois par jour	1 fois par semaine	après chaque émission	non	matériel alimentaire nettoyé 2 fois par jour, autre matériel 1 fois par semaine
5	VIRKON®, eau de javel	sel de potassium, oxydant	1 fois par jour	1 fois par semaine	1 fois par jour	après chaque portée	matériel désinfecté 1 fois par semaine, gamelles 2 fois par jour
6	SANYTOL	ammonium quaternaire	1 fois par semaine	1 fois par semaine	2 fois par jour	non	-

g. Protocoles de vermifugation

Tableau 11 : Protocoles de vermifugation des mères et des chatons dans les élevages participant à l'étude

Numéro de l'élevage	Protocole de vermifugation			
	de la mère		des chatons	
	vermifuge	date	vermifuge	date
1	milbémycine oxime + praziquantel	avant la saillie, après la saillie, avant la mise-bas, après la mise bas, tous les 15 jours après naissance des chatons à partir de leurs 4 semaines d'âge ou si > 500g	milbémycine oxime + praziquantel	tous les 15 jours à partir de 4 semaines ou si > 500g
2	milbémycine oxime + praziquantel	12 jours avant la mise-bas, 2 jours post-mise bas	flubendazole	non renseigné
			milbémycine oxime + praziquantel	1 mois après le flubendazole
3	milbémycine oxime + praziquantel	mars, octobre, mise-bas	milbémycine oxime + praziquantel	8 semaines, 10 semaines, 12 semaines
4	milbémycine oxime + praziquantel	tous les 4 mois, avant la saillie, 7 jours avant la mise-bas	milbémycine oxime + praziquantel	tous les mois à partir de 2 mois
5	oxfendazole	tous les 6 mois, 45 jours de gestation	oxfendazole	2 mois
6	fenbendazole	2 semaines avant la mise-bas pendant 3 jours, 2 semaines post-mise bas pendant 3 jours	milbémycine oxime + praziquantel	2 mois et 3 mois
	milbémycine oxime + praziquantel	tous les 4 mois		

Tous les élevages vermifugeaient les mères juste avant la mise-bas sauf l'élevage 3. La plupart des élevages vermifugeaient après la mise-bas (de 0 à 15 jours après la mise-bas) mais pas les élevages 4 et 5. Seuls les élevages 3, 4, 5 et 6 ont indiqué les protocoles de vermifugation hors période de reproduction mais la question n'était pas clairement indiquée sur le questionnaire. Concernant cette vermifugation hors période de reproduction, seuls les élevages 4 et 6 vermifugeaient les adultes tous les 4 mois ce qui se rapprochait des recommandations des experts (ESCCAP, 2013) de vermifuger tous les 3 mois en absence d'analyse coproscopique. Pour la période de reproduction, seul l'élevage 1 suit les recommandations de vermifuger au moment de l'œstrus puis tous les 15 jours en même temps que les chatons. La plupart des élevages administraient de la milbémycine oxime associée à du praziquantel dans les protocoles de vermifugation de la mère. L'élevage 5 administrait de l'oxfendazole hors AMM. L'élevage 6 procédait avec une bithérapie en associant du fenbendazole autour de la mise-bas à l'administration de la milbémycine oxime/praziquantel quadrimestrielle.

Les chatons étaient la plupart traités avec de la milbémycine oxime également sauf dans l'élevage 5 où ils recevaient de l'oxfendazole comme les mères. L'élevage 2 associait également

une benzimidazole au traitement à la milbémycine oxime/praziquantel. La plupart des élevages commençait les vermifugations des chatons à partir de 8 semaines d'âge à part l'élevage 1 qui traitait plus précocement à partir de 4 semaines (ou en fonction du poids). Le début de la vermifugation n'était pas précisément indiqué pour l'élevage 2. Aucun élevage ne vermifugeait 21 jours après la mise-bas comme le recommandent les experts (ESCCAP, 2013) mais pratiquement tous utilisaient une formulation dont la RCP contre-indique de vermifuger avant 6 semaines d'âge ou avant que les chatons n'aient atteints un poids de 500 grammes (cf. tableau 11).

h. Sevrage

Les élevages 5 et 6 sevreraient leurs portées le jour de la vente. L'information de la date du sevrage était manquante pour l'élevage 4. La plupart des élevages effectuait un sevrage tardif (cf. tableau 12). La date de sevrage était la date de départ du premier chaton lorsqu'elles étaient différentes pour plusieurs chatons au sein d'une même portée.

Tableau 12 : Moyenne de l'âge au sevrage pour chaque élevage participant à l'étude

Numéro de l'élevage	Moyenne de l'âge au sevrage (jours)
n°1	81
n°2	37
n°3	60
n°5	88
n°6	86
Total général	67

C. Résultats des fiches de commémoratifs associées à chaque prélèvement

a. Caractéristiques des portées étudiées

Certaines portées provenant de mères différentes ont été « fusionnées » pour différentes raisons. Un décès dans la portée de Iura a conduit à inclure le chaton de la portée restant dans la portée de Lady Belle. Les portées de Ilove, Nefret et Osaka ont été considérées comme une seule et même portée car les chatons et les mères vivaient tous ensemble et les fèces étaient donc indifférenciables pour ces portées. Avant fusion, la taille des portées variait de 2 à 8 chatons. Le rang de mise-bas des mères variait de 1 à 7. Aucun avortement n'est rapporté pour aucune des chattes de l'étude (cf. tableau 13).

Les portées de l'étude étaient de six races différentes. La répartition des races est présentée dans le tableau 14.

Tableau 13 : Caractéristiques des portées de l'étude

Numéro de l'élevage	Nom de la mère	Numéro portée	Race	Statut	Numéro de mise bas	Taille de la portée	Décès	Taille des portées après décès et regroupements	Avortements	Accès extérieur pour les mères
1	Mela	1	British Shorthair	primipare	1	4	0	> 3	0	0
1	Yumi	2	British Shorthair	primipare	1	3	0	≤ 3	0	0
2	Leebee	3	Ragdoll	primipare	1	3	0	≤ 3	0	0
2	Persephone	4	Ragdoll	multipare	2	3	0	≤ 3	0	0
2	Indira	5	Ragdoll	multipare	6	8	0	> 3	0	0
3	Nita	6	Maine Coon	multipare	2	4	2	≤ 3	0	1
3	New Hope	7	Maine Coon	primipare	1	3	0	≤ 3	0	1
3	Ume	8	Maine Coon	primipare	1	7	1	> 3	0	1
3	Napo	9	Maine Coon	multipare	2	3	0	≤ 3	0	1
3	Head	10	Maine Coon	multipare	4	4	0	> 3	0	1
4	Harmonie	11	British Longhair	multipare	5	5	0	> 3	0	1
4	Ilove	12	British Longhair	multipare	7	2	0	> 3	0	1
4	Nefret	12	British Longhair	multipare	3	5	1	> 3	0	1
4	Osaka	12	British Longhair	multipare	2	3	0	> 3	0	1
5	Lady Belle	13	Sacré de Birmanie	multipare	3	2	0	≤ 3	0	0
5	Iura	13	Sacré de Birmanie	multipare	6	2	1	≤ 3	0	0
6	Kleopatra	14	Sibérien	multipare	2	3	0	≤ 3	0	1

Tableau 14 : Répartitions des races dans l'étude

Races	Représentation	Pourcentage de représentation
British Longhair	4	23,5 %
British Shorthair	2	11,8 %
Maine Coon	5	29,4 %
Ragdoll	3	17,6 %
Sacré de Birmanie	2	11,8 %
Sibérien	1	5,9 %
Total général	17	100,0 %

b. Vermifugation des portées de l'étude

Tableau 15 : Vermifugation des mères des portées de l'étude

Numéro de l'élevage	Portée	Nom de la mère	Nom déposé	Molécule	Date par rapport à la mise-bas (jours)
1	1	Mela	MILMEBAX®	milbémycine oxime + praziquantel	-12
1	1	Mela	MILMEBAX®	milbémycine oxime + praziquantel	4
1	1	Mela	MILMEBAX®	milbémycine oxime + praziquantel	15
1	1	Mela	MILMEBAX®	milbémycine oxime + praziquantel	27
1	2	Yumi	MILBEMAX®	milbémycine oxime + praziquantel	18
1	2	Yumi	MILBEMAX®	milbémycine oxime + praziquantel	35
1	2	Yumi	MILBEMAX®	milbémycine oxime + praziquantel	51
2	3	Leebee	MILBEMAX®	milbémycine oxime + praziquantel	2
2	4	Persephone	MILBEMAX®	milbémycine oxime + praziquantel	-15
2	4	Persephone	MILBEMAX®	milbémycine oxime + praziquantel	0
2	5	Indira	MILBEMAX®	milbémycine oxime + praziquantel	-15
2	5	Indira	MILBEMAX®	milbémycine oxime + praziquantel	0
2	5	Indira	MILBEMAX®	milbémycine oxime + praziquantel	15
3	6	New Hope	MILBEMAX®	milbémycine oxime + praziquantel	0
3	7	Nita	MILBEMAX®	milbémycine oxime + praziquantel	0
3	8	Ume	MILBEMAX®	milbémycine oxime + praziquantel	0
3	9	Napo	MILBEMAX®	milbémycine oxime + praziquantel	0
3	10	Head	MILBEMAX®	milbémycine oxime + praziquantel	0
4	11	Harmonie	MILBEMAX®	milbémycine oxime + praziquantel	-7
4	12	Ilove	MILBEMAX®	milbémycine oxime + praziquantel	-7
4	12	Nefret	MILBEMAX®	milbémycine oxime + praziquantel	-7
4	12	Osaka	MILBEMAX®	milbémycine oxime + praziquantel	-7
5	13	Lady Belle	DOLTHENE	oxfendazole	-18
5	13	Lady Belle	DOLTHENE	oxfendazole	33
5	13	Lady Belle	DOLTHENE	oxfendazole	34
5	13	Iura	DOLTHENE	oxfendazole	-18
5	13	Iura	DOLTHENE	oxfendazole	31
5	13	Iura	DOLTHENE	oxfendazole	32
6	14	Kleopatra	PANACUR® 250	fenbendazole	-17
6	14	Kleopatra	PANACUR® 250	fenbendazole	-18
6	14	Kleopatra	PANACUR® 250	fenbendazole	-19
6	14	Kleopatra	PANACUR® 250	fenbendazole	15
6	14	Kleopatra	PANACUR® 250	fenbendazole	16
6	14	Kleopatra	PANACUR® 250	fenbendazole	17

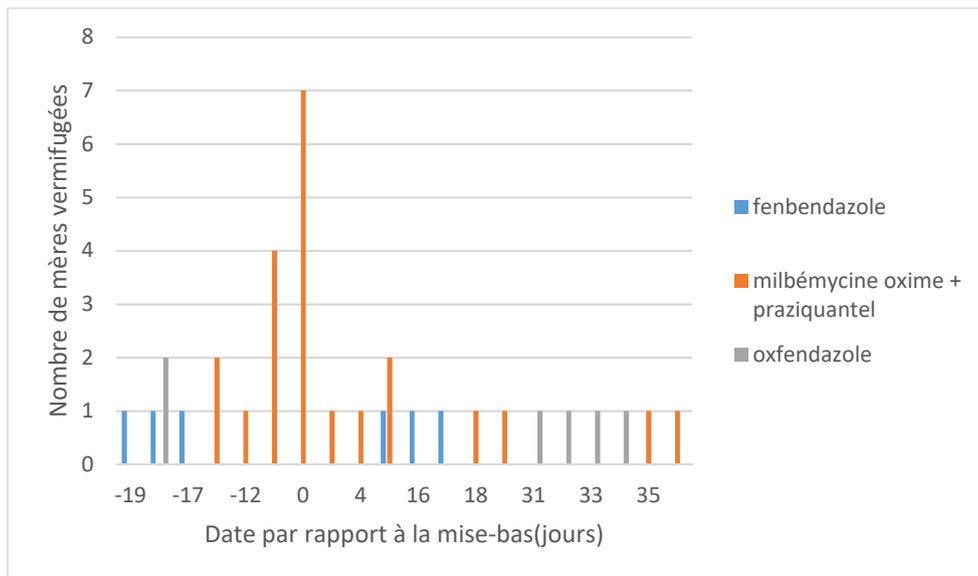


Figure 5 : Administration des vermifuges pour les mères, du début de gestation au 3^e prélèvement de l'étude en fonction de la date de mise-bas (en jours)

La vermifugation des mères dans les fiches de commémoratifs montre que les élevages 1, 3, 4 et 6 ont respecté le protocole de prophylaxie fixé dans le questionnaire général. Certaines vermifugations manquaient dans l'élevage 2 et certaines étaient supplémentaires pour l'élevage 5 par rapport à ce qui est indiqué dans le questionnaire. La majorité des élevages a utilisé de la milbémycine oxime associée à du praziquantel dans les protocoles de vermifugation des mères comme indiqué dans les questionnaires généraux (cf. tableau 15 et figure 5).

Tableau 16 : Vermifugation des chatons des portées de l'étude entre la naissance et le dernier prélèvement

Numéro de l'élevage	Portée	Nom déposé	Molécule	Période	Date (jours après la mise-bas)
1	1	MILBEMAX®	milbémycine oxime + praziquantel	P2	30
1	2	MILBEMAX®	milbémycine oxime + praziquantel	P1	35
1	2	MILBEMAX®	milbémycine oxime + praziquantel	P1	51
2	3	FLUBENOL	flubendazole	P1	30
2	4	FLUBENOL	flubendazole	P1	30
2	5	FLUBENOL	flubendazole	P1	15
2	5	MILBEMAX®	milbémycine oxime + praziquantel	P1	30
2	5	MILBEMAX®	milbémycine oxime + praziquantel	P2	40
3	6	MILBEMAX®	milbémycine oxime + praziquantel	P1	56
3	6	MILBEMAX®	milbémycine oxime + praziquantel	P2	70
3	7	MILBEMAX®	milbémycine oxime + praziquantel	P2	56
3	7	MILBEMAX®	milbémycine oxime + praziquantel	P3	70
3	8	MILBEMAX®	milbémycine oxime + praziquantel	P2	56
3	8	MILBEMAX®	milbémycine oxime + praziquantel	P3	70
3	9	MILBEMAX®	milbémycine oxime + praziquantel	P2	56
3	9	MILBEMAX®	milbémycine oxime + praziquantel	P3	70
3	10	MILBEMAX®	milbémycine oxime + praziquantel	P2	56
3	10	MILBEMAX®	milbémycine oxime + praziquantel	P3	70
4	11	-	-	-	-
4	12	-	-	-	-
5	13	DOLTHENE	oxfendazole	P1	33
5	13	DOLTHENE	oxfendazole	P1	34
5	13	DOLTHENE	oxfendazole	P1	35
5	13	DOLTHENE	oxfendazole	P1	36
6	14	MILPRO®	milbémycine oxime + praziquantel	P1	60
6	14	MILPRO®	milbémycine oxime + praziquantel	P1	81

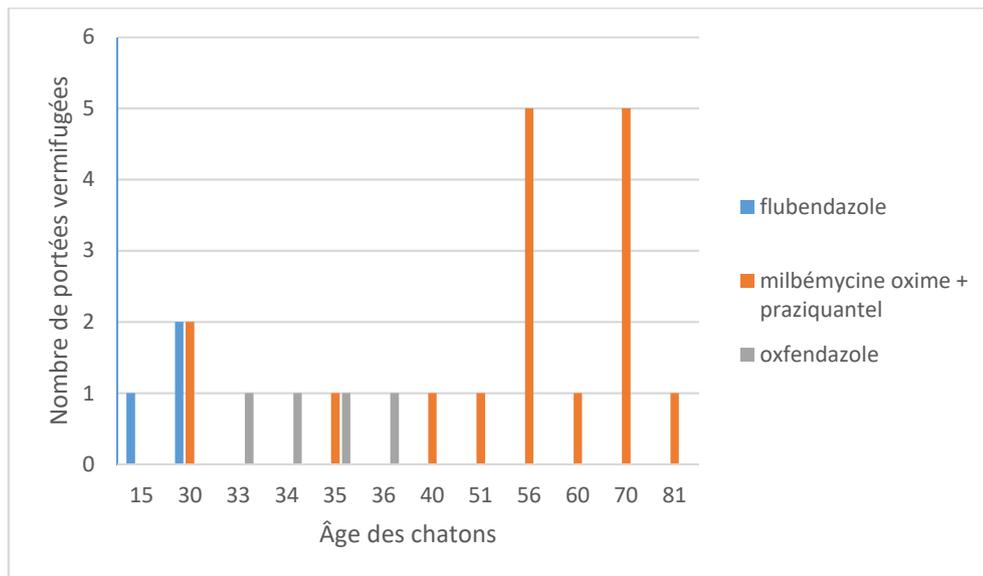


Figure 6 Administration des vermifuges pour les chatons, de la mise-bas au 3^e prélèvement de l'étude, en fonction de la date de mise-bas (en jours)

Les élevages 1, 2, 3 et 6 ont respecté les protocoles de prophylaxie décrits dans les questionnaires généraux. L'élevage 4 était en retard pour la portée de l'ove pour l'administration du premier vermifuge, et l'élevage 5 a vermifugé les chatons à l'âge de 1 mois alors qu'il était écrit que les chatons sont vermifugés à l'âge de 2 mois. De même que pour les mères, les molécules majoritairement utilisées dans les protocoles de vermifugation des chatons ont été la milbémécine oxime associée au praziquantel (*cf.* tableau 16 et figure 6).

c. Traitements administrés aux chatons pendant l'étude

Des traitements locaux ont été administrés à un chaton montrant une blépharite entre le deuxième et le troisième prélèvement et un autre ayant présenté un ulcère cornéen dans la première portée du premier élevage. Par ailleurs, plusieurs portées (8, 9 et 10) de l'élevage 3 ont reçu des traitements antibiotiques en raison de diarrhées à chacune des périodes. Les portées 8 et 9 ont reçu un traitement antiparasitaire à base de métronidazole, actif contre les protistes de l'espèce *Giardia duodenalis* entre le premier et le troisième prélèvement (*cf.* tableau 17).

Tableau 17 : Traitements administrés aux portées participant à l'étude entre la naissance et le dernier prélèvement

Numéro de l'élevage	Portée	Période	Nom déposé	Molécule	Type de traitement
1	1	P1	-	probiotiques	complément alimentaire
1	1	P3	VIRGAN	ganciclovir	collyre
1	1	P3	TEVEMYXINE	polymyxine + néomycine	collyre
1	1	P3	N.A.C.® Collyre	acétylcystéine	collyre
1	1	P3	HYALINE®	hyaluronate de sodium	collyre
1	1	P3	INDOBIOTIC®	indométacine + gentamicine	collyre
1	1	P3	-	argent colloïdal	collyre
1	1	P3	ENISYL-F®	L-lysine	complément alimentaire
1	1	P3	DOXYVAL®	doxycycline	antibiotique
3	8	P1	SYNULOX®	amoxicilline + acide clavulanique	antibiotique
3	8	P2	STOMORGYL®	spiramycine + métronidazole	antibiotique
3	8	P2	CANIDIARIX®	sulfaguanidine + framycétine	antibiotique
3	8	P3	STOMORGYL®	spiramycine + métronidazole	antibiotique
3	9	P1	SYNULOX®	amoxicilline + acide clavulanique	antibiotique
3	9	P1	STOMORGYL®	spiramycine + métronidazole	antibiotique
3	9	P2	STOMORGYL®	spiramycine + métronidazole	antibiotique
3	10	P3	FELIDIARIX®	sulfaguanidine + framycétine	antibiotique

d. Symptômes apparus durant l'étude

Les symptômes apparus durant l'étude ont été transmis via les fiches de commémoratifs associées à chaque prélèvement (cf. annexe 3). Onze portées sur les 14 ont présenté au moins un signe clinique durant la période des prélèvements.

- *Troubles digestifs*

Onze portées ont présenté au moins une fois de la diarrhée durant l'étude. Cinq élevages étaient concernés sur les 6 de l'étude. La portée 8 a présenté un épisode de diarrhée avant le 1^{er} et le 2^e prélèvement, ainsi qu'un épisode de ballonnement entre le 1^{er} et le 2^e prélèvement. Sept portées parmi les 11 ayant présenté de la diarrhée ont eu un épisode unique. Aucun vomissement n'a été observé durant la période de l'étude.

- *Troubles généraux*

Quatorze événements de troubles généraux ont été recensés durant l'étude parmi 7 portées sur les 14 participantes. Trois élevages étaient concernés. Ces troubles généraux rapportés étaient : des retards de croissance, de l'hyperthermie et de l'abattement. Les 4 épisodes d'hyperthermie ont concerné les portées 2, 7 et deux fois la portée 6 (élevages 1 et 3). Six portées ont rencontré au moins un retard de croissance : les portées 2, 6, 7, 8, 9 et 11. Les élevages 1, 3 et 4 étaient concernés. Le retard de croissance des portées 8 et 9 a persisté de la période avant le 1^{er} prélèvement à la période entre le 2^e et 3^e prélèvement. Le retard de croissance de la portée 7 a persisté de la période avant à après le 2^e prélèvement. L'épisode d'abattement n'a concerné que la portée 12 de l'élevage 4.

- *Troubles respiratoires*

Trois épisodes de symptômes respiratoires ont été rencontrés et concernaient les élevages 1 et 3. Des chatons de la portée 1 ont présenté des étternuements avant le 3^e prélèvement et deux chatons de la portée 8 ont présenté des troubles respiratoires non définis avant le 1^{er} prélèvement.

- *Troubles oculaires*

Des troubles oculaires n'ont été observés que dans l'élevage 1 avec des blépharites et ulcères cornéens dans la portée 1 avant le 3^e prélèvement, et de l'épiphora dans la portée 2 persistant avant et après le 2^e prélèvement.

- *Autres troubles*

Plusieurs épisodes d'ulcères linguaux ont été observés dans l'élevage 3 : dans la portée 7 entre le 2^e et le 3^e prélèvement, et un épisode persistant avant et après le 2^e prélèvement dans la portée 6. Un épisode de gingivite a également été noté pour la portée 7 avant le 1^{er} prélèvement. Un strabisme a été constaté chez 3 des 4 chatons de la portée 6 avant le 1^{er} prélèvement. Enfin, dans l'élevage 4, un chaton hydrocéphale a été euthanasié dans la portée 12, et un chaton de la portée 11 a subi une opération en raison d'une hernie diaphragmatique diagnostiquée avant le 1^{er} prélèvement (probable raison du retard de croissance observé dans cette portée).

Il faut également noter que la mère de la portée 3 a présenté des problèmes d'allaitement.

D. Résultats des analyses coproscopiques

a. Aspect macroscopique des fèces

Des changements de consistance des fèces ont été notés pour 8 des 14 portées de l'étude. Les portées 4, 5, 6, 7, 8, 10, 12 et 14 étaient concernées. Cinq portées présentaient une modification de couleur, c'est-à-dire une couleur autre que marron (l'administration de charbon étant probablement responsable de la couleur noire des fèces de la portée 2), il s'agit des portées 4, 6, 8, 10 et 12. Trois portées de l'étude étaient particulièrement malodorantes, il s'agit des portées 4, 8 et 10 qui présentaient également un changement de couleur et de consistance (*cf.* annexe 4). La portée 8 est la seule portée à avoir présenté un aspect très modifié avec une consistance presque liquide au 3^e prélèvement.

b. Résultats des lectures microscopiques

Seuls *Isoospora felis* et *Giardia duodenalis* ont été retrouvés dans les fèces des échantillons de l'étude. L'excrétion de *Giardia duodenalis* ne concernait que l'élevage 3 et n'a été observé que dans la portée 8 avec de rares kystes de *Giardia duodenalis* observés juste après le sevrage. Les résultats d'excrétion d'*Isoospora felis* (en ookystes par gramme de fèces) dans les portées de l'étude sont rapportés dans le tableau 18.

Tableau 18 : Excrétion d'ookystes d'*Isoospora felis* (en opg) des différentes portées de l'étude à chaque prélèvement

Numéro de la portée	1 ^{er} prélèvement	2 ^e prélèvement	3 ^e prélèvement
1	0	0	0
2	0	0	0
3	0	0	0
4	45	0	0
5	0	30	0
6	45	27 700	15
7	0	2 300	45
8	0	950	0
9	0	0	150
10	0	100	0
11	0	0	0
12	0	0	60
13	0	0	
14	0	0	

E. Etude de l'excrétion parasitaire dans les élevages

a. Prévalence dans les élevages

Tableau 19 : Positivité des prélèvements de l'étude à au moins une espèce parasitaire

Numéro de l'élevage	Prélèvements négatifs	Prélèvements positifs	Total général	Taux de prélèvements positifs
n°1	6		6	0/6
n°2	7	2	9	2/9
n°3	7	8	15	0,53
n°4	5	1	6	1/6
n°5	2		2	0/2
n°6	2		2	0/2
Total général	29	11	40	0,28

Tableau 20 : Positivité des prélèvements de l'étude à *Giardia duodenalis*

Numéro de l'élevage	Prélèvements négatifs à <i>G. duodenalis</i>	Prélèvements positifs à <i>G. duodenalis</i>	Total général	Taux d'échantillons positifs à <i>G. duodenalis</i>
n°1	6		6	0/6
n°2	9		9	0/9
n°3	14	1	15	0,07
n°4	6		6	0/6
n°5	2		2	0/2
n°6	2		2	0/2
Total général	39	1	40	0,03

Tableau 21 : Positivité des prélèvements de l'étude à *Isospora felis*

Numéro de l'élevage	Prélèvements négatifs à <i>I. felis</i>	Prélèvements positifs à <i>I. felis</i>	Total général	Taux de prélèvements positifs à <i>I. felis</i>
n°1	6		6	0/6
n°2	7	2	9	2/9
n°3	7	8	15	0,53
n°4	5	1	6	1/6
n°5	2		2	0/2
n°6	2		2	0/2
Total général	29	11	40	0,28

Tableau 22 : Positivité des portées de l'étude à au moins une espèce parasitaire

Numéro de l'élevage	Portées négatives	Portées positives	Total général	Taux de portées positives
n°1	2		2	0/2
n°2	2	1	3	1/3
n°3		5	5	5/5
n°4	1	1	2	1/2
n°5	1		1	0/1
n°6	1		1	0/1
Total général	5	9	14	0,64

Tableau 23 : Positivité des portées de l'étude à *Isospora felis*

Numéro de l'élevage	Portées négatives à <i>I.felis</i>	Portées positives à <i>I.felis</i>	Total général	Taux de portées positives à <i>I. felis</i>
n°1	2		2	0/2
n°2	2	1	3	1/3
n°3		5	5	5/5
n°4	1	1	2	1/2
n°5	1		1	0/1
n°6	1		1	0/1
Total général	5	9	14	0,64

Tableau 24 : Positivité des portées de l'étude à *Giardia duodenalis*

Numéro de l'élevage	Portées négatives à <i>G. duodenalis</i>	Portées positives à <i>G. duodenalis</i>	Total général	Taux de portées positives à <i>G. duodenalis</i>
n°1	2		2	0/2
n°2	3		3	0/3
n°3	4	1	5	1/5
n°4	2		2	0/2
n°5	1		1	0/1
n°6	1		1	0/1
Total général	13	1	14	0,07

28 % (11/40) des échantillons de l'étude étaient positifs à au moins une espèce parasitaire, et 3 % (1/40) des échantillons étaient positifs à deux espèces parasitaires (cf. tableau 19, 20 et 21).

64 % des portées de l'étude étaient positives à au moins une espèce parasitaire (cf. tableau 22). 100 % de ces portées positives étaient positives à *Isospora felis* (cf. tableau 23). Parmi les portées positives, une était positive à *Giardia duodenalis* et à *Isospora felis* (ce qui correspond à 7 % des portées de l'étude) (cf. tableau 23 et 24).

Trois élevages sur les 6 de l'étude étaient positifs à au moins une espèce parasitaire. Les 3 élevages positifs étaient positifs à *Isospora felis*. Un élevage sur les 6 de l'étude était positif à *Isospora felis* et *Giardia duodenalis*.

Etant donné qu'un faible pourcentage de l'échantillon était positif à *Giardia duodenalis* (3 %), ce parasite n'a pas été évoqué dans la suite des résultats.

b. Variation de la positivité à *Isospora felis* des portées en fonction de différents facteurs

Malheureusement, les effectifs de l'étude n'étaient pas suffisants (nombre de portées inférieur à 30) pour effectuer des tests statistiques sur les résultats dans le but de savoir si différents facteurs avaient une réelle incidence dans l'excrétion parasitaire des portées étudiées et s'il s'agissait donc de facteurs de risque ou non de la coccidiose à *Isospora felis* chez les chats.

Les portées issues de mères multipares étaient plus fréquemment positives à *Isospora felis* dans l'étude que celles issues de mères primipares. Les portées de plus de trois chatons ont été plus fréquemment positives à *Isospora felis*, de même que les portées issues de mères ayant un accès à l'extérieur à un moment dans l'année. Il a également été constaté qu'il y avait plus d'échantillons positifs à *Isospora felis* parmi les échantillons présentant un changement d'aspect des fèces (couleur et/ou consistance) que parmi ceux présentant un aspect « normal » et plus particulièrement les échantillons présentant un changement de consistance des fèces.

Seuls 3 parmi les 14 portées ayant présenté de la diarrhée avant le prélèvement ont présenté un échantillon positif à *Isospora felis*. L'échantillon de la portée ayant présenté de la diarrhée associée à des ballonnements était positif à *Isospora felis*. Cinq portées ayant présenté des troubles généraux ont été positives à *Isospora felis* au prélèvement qui suivait sur les 11 portées ayant présenté des troubles généraux.

Les portées ayant été vermifugées juste avant un prélèvement n'étaient pas moins fréquemment positives à *Isospora felis* que les portées n'ayant rien reçu (portées 11 et 12). Le métronidazole reçu par les portées 9 et 10 a été pris en compte.

Il est difficile d'observer une variation quelconque entre la positivité des résultats à l'isosporose et le type d'alimentation car toutes les portées de l'étude avaient le même type d'alimentation (industrielle), mise à part la portée de l'élevage 6 qui recevait occasionnellement du poulet cru. Il serait intéressant sur des effectifs plus importants d'étudier la positivité à *Isospora felis* des échantillons analysés en fonction de la présence d'aliments crus dans l'alimentation des chatons et/ou des mères. De même que pour les races des chatons qui sont différentes dans chaque élevage de l'étude, il n'est pas possible d'émettre une quelconque observation.

c. Variation de l'excrétion d'*Isospora felis* en fonction de l'âge

Les échantillons des portées 12 et 13 ont été exclus de cette partie en raison des âges différents des chatons au sein d'une même portée. Les échantillons ont été prélevés pour des chatons dont l'âge était compris entre la 4^e et la 14^e semaine d'âge. Trente-cinq échantillons sont compris dans cette partie (cf. tableau 25). Les résultats ont été exprimés en logarithme du nombre d'œufs d'*Isospora felis* excrétés en raison d'une grande variabilité dans les résultats (de 0 à 27 700 opg) pour pouvoir les visualiser aisément sur un histogramme (cf. figure 7). Une unité a été ajoutée pour les résultats nuls car ceux-ci ne pouvaient pas faire l'objet d'une application logarithmique.

Une excrétion plus importante est observée aux alentours des 9 semaines d'âge chez les chatons de l'étude (cf. figure 7) mais les effectifs ne permettent pas de conclure.

La figure 8 montre la variation de l'excrétion d'ookystes d'*Isospora felis* en fonction de tranches d'âge des portées, faisant apparaître les intervalles de confiance à 95 %. La grande variabilité des résultats entre chaque échantillon conduisent au calcul d'écart-type et d'intervalles de confiances (IC_{95 %}) grands pour l'intervalle [61-80] jours d'âge (cf. tableau 26).

Tableau 25 : Nombre d'échantillons compris dans l'étude de la variation de l'excrétion d'*Isospora felis* en fonction de l'âge

Âge des chatons (jours)	Nombre d'échantillons
21-40	5
41-60	17
61-80	10
81-100	3
Total général	35

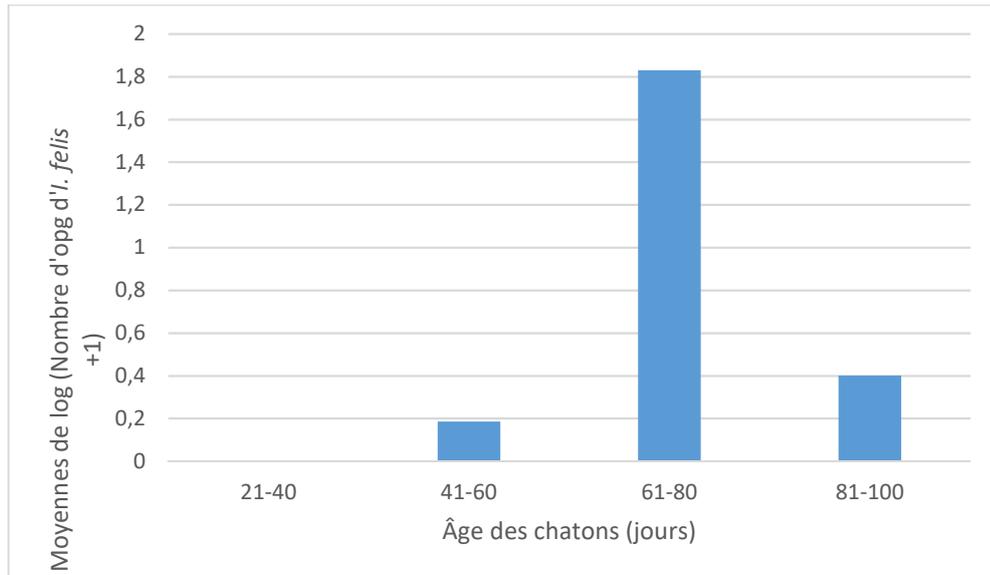


Figure 7 : Variation des moyennes d'excrétion d'*Isospora felis* en log(opg+1) en fonction de l'âge des chatons

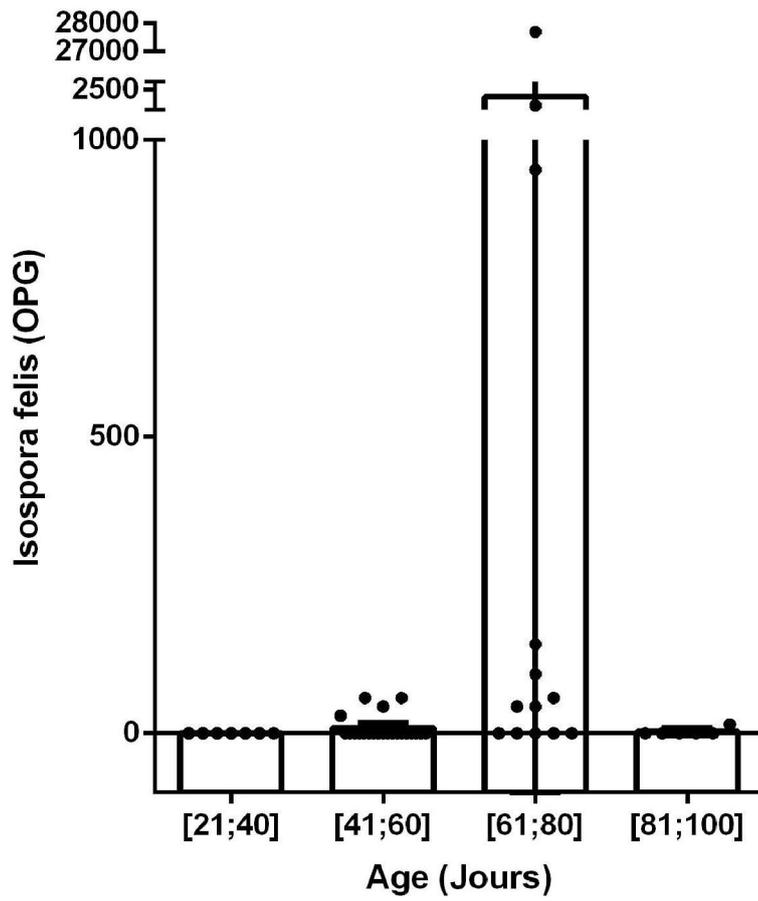


Figure 8 : Variation de l'excrétion d'*Isospora felis* (en opg) en fonction de l'âge des chatons en jours, avec intervalles de confiance à 95 %

Tableau 26 : Paramètres associés à la figure 8, calculés à l'aide du logiciel Prism-GraphPad

	[21-40]	[41-60]	[61-80]	[81-100]
Nombre d'échantillons	7	22	13	6
Minimum	0	0	0	0
1e quartile	0	0	0	0
Médiane	0	0	45	0
3e quartile	0	0	550	3,75
Maximum	0	60	27700	15
Moyenne	0	8,864	2412	2,5
Ecart-type	0	20	7626	6,124
Ecart-type de la moyenne	0	4,263	2115	2,5
Valeur basse de l'IC 95 %	0	-0,002095	-2197	-3,926
Valeur haute de l'IC 95 %	0	17,73	7020	8,926
Somme	0	195	31350	15

d. Variation de l'excrétion d'*Isoospora felis* par rapport au sevrage

Les données sur le sevrage des portées 4, 5 11 et 12 étant incomplètes (dates du sevrage manquantes), ces portées ont été exclues de cette partie. Vingt-huit échantillons analysés sont donc compris dans cette partie. Les prélèvements réalisés par les éleveurs montraient une grande variabilité dans les dates (*cf.* figure 9). Pour l'étude de l'excrétion autour du sevrage, il a été décidé de regrouper les prélèvements en fonction d'intervalles de dates. La figure 10 montre également les résultats de l'excrétion d'*Isoospora felis* ayant subi une application logarithmique pour pouvoir aisément visualiser les résultats. Un pic de l'excrétion d'*Isoospora felis* est observé juste après le sevrage pour les prélèvements compris entre 0 et 9 jours après le sevrage (*cf.* figure 10), cependant les effectifs ne permettent pas de conclure. Par ailleurs, la grande variabilité des résultats entre chaque échantillon conduit au calcul d'écarts-type et d'intervalles de confiances (IC_{95%}) grands pour l'intervalle [0-9] jours après sevrage (*cf.* tableau 27).

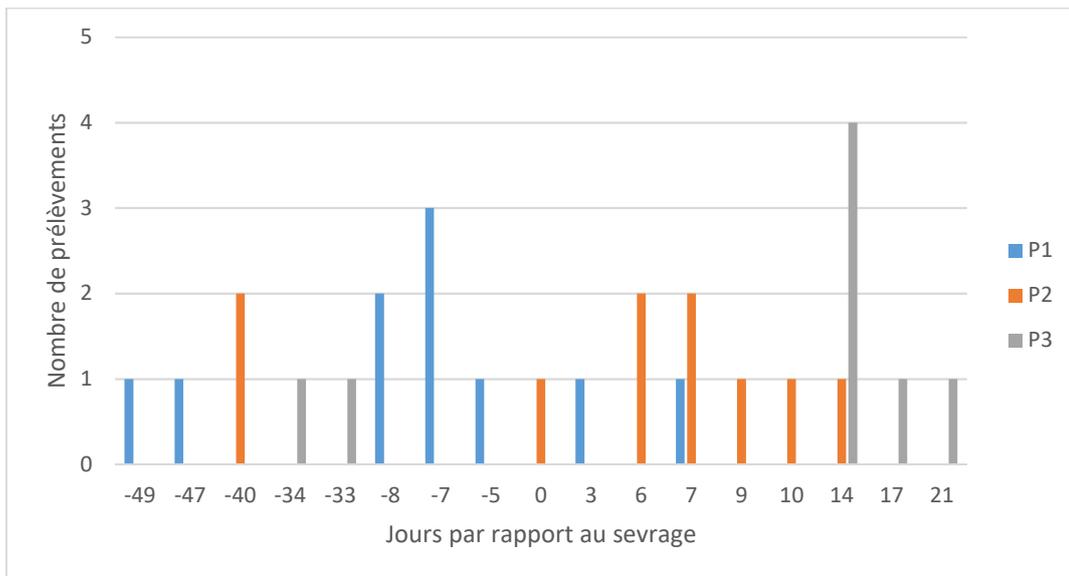


Figure 9 : Répartition des prélèvements de l'étude en fonction de la date du sevrage des portées

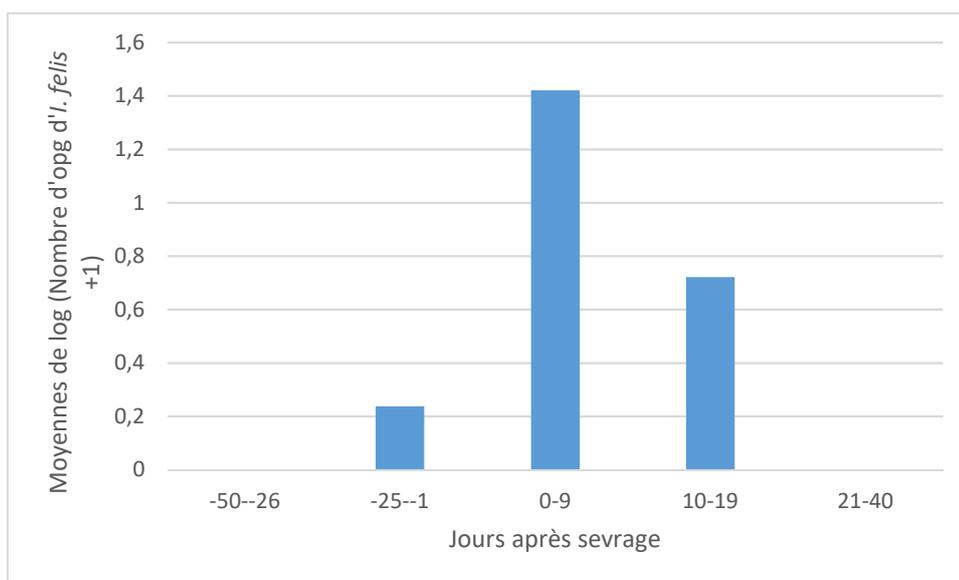


Figure 10 : Variation de moyennes d'excrétion d'*Isospora felis* en log(opg+1) en fonction des jours par rapport au sevrage

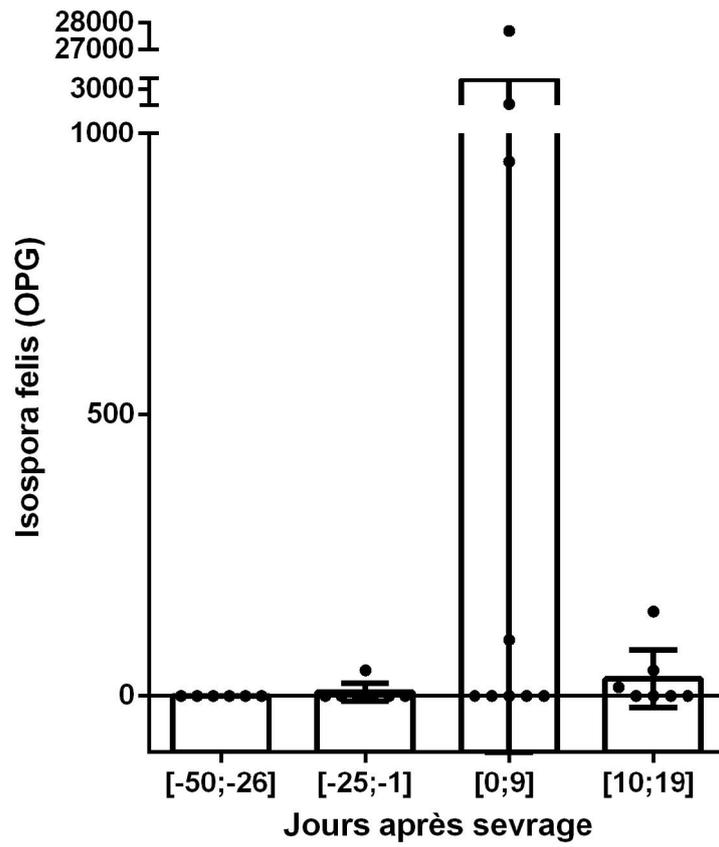


Figure 11 : Variation de l'excrétion d'*Isospora felis* (en opg) en fonction des jours par rapport au sevrage des portées étudiées, avec intervalles de confiance à 95 %

Tableau 27 : Paramètres associés à la figure 11, calculées à l'aide du logiciel Prism-GraphPad

	[-50;-26]	[-25;-1]	[0;9]	[10;19]
Nombre d'échantillons	6	7	9	7
Minimum	0	0	0	0
1e quartile	0	0	0	0
Médiane	0	0	0	0
3e quartile	0	0	1625	45
Maximum	0	45	27700	150
Moyenne	0	6,429	3450	30
Ecart-type	0	17,01	9127	55,45
Ecart-type de la moyenne	0	6,429	3042	20,96
Valeur basse de l'IC 95 % de la moyenne	0	-9,302	-3565	-21,29
Valeur haute de l'IC 95 % de la moyenne	0	22,16	10465	81,29
Somme	0	45	31050	210

3. Discussion

A. Réalisation de l'objectif

Si des observations ont pu être faites, aucune conclusion ne peut être tirée par le biais de cette étude en raison des effectifs insuffisants. L'étude a permis d'observer un pic d'excrétion d'*Isospora felis* dans les jours suivants le sevrage (de 0 à 9 jours post-sevrage). Ce pic est observé pour un âge d'environ 2 à 3 mois chez les chatons. Elle a également permis d'observer que 3 des 6 élevages de l'étude étaient infestés par *Isospora felis*. Enfin, cette étude apporte également des informations sur la conduite d'élevages félines en France.

B. Critiques du protocole

a. Critique de l'échantillonnage

Un biais de sélection dans les élevages peut être soupçonné en supposant que des élevages mal entretenus refuseraient de participer à une étude permettant de détecter les parasitoses, ce qui entraînerait une sous-estimation de la prévalence des parasitoses digestives. Inversement, le fait d'obtenir une analyse coproscopique en participant à ce type d'étude peut être motivant pour des éleveurs qui rencontrent par exemple des diarrhées persistantes dans leur élevage, ce qui entraîne également un biais de sélection par surestimation des parasitoses digestives. Par ailleurs, une partie de la population a été exclue par les refus de participation, notamment liés aux contraintes de prélèvement. Certains ont avoué ne pas vouloir participer car les mères n'étaient jamais séparées des chatons et/ou les portées vivaient mélangées.

Le fait de sélectionner plusieurs portées parmi un élevage dans l'échantillonnage permettait d'augmenter la sensibilité des analyses coproscopiques pour la détection de parasites dans un élevage, cependant cela a créé une non-indépendance entre les différents échantillons.

b. Critique du protocole de prélèvements

Un des problèmes principaux rencontré dans le protocole de prélèvement des échantillons était notre impuissance dans la réalisation de ces prélèvements. En effet, les prélèvements étant réalisés par les éleveurs, nous n'avions aucun contrôle quant à la bonne réalisation des prélèvements et cette contrainte a entraîné des fluctuations dans les dates de prélèvements. Par ailleurs, il serait possible de penser que le fait de prélever les échantillons directement dans la litière pourrait conduire à des faux négatifs par la poursuite du développement des parasites dans les milieux tels que la litière (œuf de strongle se transformant en larve non détecté par exemple) (Hendrix, 1998) cependant cet aspect est limité par le fait que tous les éleveurs ramassent les excréments quotidiennement.

D'autre part, la date des sevrages était très difficile à estimer pour beaucoup d'éleveurs car les chattes n'étaient pas séparées des chatons après la maternité. Pour ces élevages, le sevrage pouvait être tardif car la chatte allaitait les chatons jusqu'à ce qu'elle ne produise plus de lait, et la date du sevrage complet ne pouvait être qu'approximative pour l'éleveur. Certains séparaient le jour de la vente, ce qui fait que les prélèvements après sevrage étaient irréalisables. Effectuer des prélèvements par rapport à l'âge aurait également été difficile car le sevrage des chatons était réalisé à des âges très différents pour tous les élevages.

Les contraintes du transport sont également à prendre en compte et pouvaient former un biais dans l'aspect des fèces à la réception par exemple.

Enfin, les contraintes techniques n'ont pas permis la recherche de toutes les espèces de parasites digestifs rencontrées chez le chat comme *Tritrichomonas foetus* qui nécessitent la réalisation de PCR.

Il aurait été intéressant mais très contraignant pour les éleveurs de réaliser des prélèvements à des dates supplémentaires pour pouvoir étaler les résultats sur une plus grande période afin d'estimer plus précisément l'excrétion entre la naissance et la période suivant le sevrage. Il serait également intéressant de savoir si les chatons excrètent des parasites digestifs précocement après la naissance, cependant la récolte des fèces est impossible en raison de la quantité de matériel fécal produit par le chaton et le fait que la mère « nettoie » les fèces des chatons en les ingérant. En effet, une thèse montre qu'il est intéressant de traiter les chiots précocement après la naissance contre les parasites digestifs (Reichler, 1989).

c. Critique des questionnaires

Les questionnaires ont été rédigés avec un souhait d'être succincts dans les questions, dans le but de ne pas décourager les éleveurs à les remplir. Il aurait été intéressant d'être plus précis notamment dans les questions sur les symptômes présentés par les chatons et l'aspect de fèces mais les réponses auraient été subjectives et fluctuantes entre chaque éleveur. Une partie des questionnaires n'a pas été correctement remplie (cf. partie II. 2. C. c.).

Il aurait également été intéressant de rechercher l'incidence de la présence d'autres espèces animales dans les élevages sur l'excrétion parasitaire, sachant que certains parasites se

transmettent entre chiens et chats par exemple, tels que *Toxascaris leonina*, *Strongyloides* sp., certains assemblages de *Giardia duodenalis*, etc. En revanche, les coccidies retrouvées chez les carnivores domestiques sont spécifiques du chien ou du chat (Beugnet *et al.*, 2018).

C. Critique des résultats

La comparaison de la prévalence dans les élevages avec les prévalences de l'isosporose et de la giardiose de la première partie n'est pas réalisable car l'effectif des élevages est inférieur à 10 et donc l'expression des résultats en pourcentage ne peut pas se faire. D'autre part, les résultats trouvés dans les élevages de l'étude ne peuvent pas faire l'objet d'une inférence à la population des élevages français en raison des effectifs insuffisants. La prévalence de la giardiose varie de 0 % à 37,4 % dans les populations de chats domestiques en Europe (Gookin *et al.*, 2004 ; Gow *et al.*, 2009 ; Mircean *et al.*, 2010 ; Näreaho *et al.*, 2012 ; Barutzki et Schaper, 2013 ; Riggio *et al.*, 2013 ; Capári *et al.*, 2013), il n'est donc pas surprenant d'en retrouver en infime quantité dans nos élevages félines. Concernant la coccidiose à *Isospora felis*, il s'agit de la coccidie la plus fréquemment retrouvée chez le chat, et les études menées en Europe ont établi une prévalence de cette coccidiose allant de 0,7 % à 8,9 % dans les populations de chats domestiques en Europe (Gow *et al.*, 2009 ; Mircean *et al.*, 2010 ; Näreaho *et al.*, 2012 ; Capári *et al.*, 2013 ; Riggio *et al.*, 2013 ; Barutzki et Schaper, 2013), il n'est donc pas surprenant d'en retrouver dans les élevages de l'étude (3 élevages sur 6), d'autant plus qu'il s'agit d'un parasite dont les ookystes sont très résistants dans le milieu extérieur (Beugnet *et al.*, 2018) ce qui permet une persistance et une réinfestation possible au sein d'un élevage. Il aurait été intéressant d'avoir un effectif d'élevages plus important dans notre étude afin d'établir une valeur de la prévalence se rapprochant de la prévalence réelle de la coccidiose à *Isospora felis* dans les élevages félines français. Parmi les élevages pour lesquels nous avons retrouvé de la coccidiose à *Isospora felis*, aucun n'avait connaissance de la présence de coccidies dans leur élevage. Sur des effectifs plus importants et sur une plus longue durée d'étude nous aurions pu envisager l'observation d'une variation en fonction de la période de l'année car des auteurs ne sont pas en accord sur ce point (De Santis-Kerr *et al.*, 2006 ; Tzannes *et al.*, 2008 ; Barutzki et Schaper, 2011).

Comme énoncé dans la première partie, la prévalence de *Toxocara cati* varie de 4,7 à 22,2 % dans les populations de chats domestiques en Europe, et était de 15,7 % dans une population de chatons de 9 à 20 semaines au Royaume-Uni (Gow *et al.*, 2009), ce qui correspond à l'âge des chatons de certaines des portées de notre étude. Il pourrait donc être surprenant de n'avoir détecté aucun ascaride dans l'étude, cependant les protocoles de vermifugation faisant tous intervenir de la milbémycine oxime pouvaient permettre une bonne éradication de ces parasites. On peut également supposer qu'un plus grand échantillon aurait pu permettre d'en détecter.

Enfin, bien que l'échantillon soit insuffisant dans cette étude, le sevrage semble avoir un effet comme facteur de stress déclenchant de la coccidiose chez les chatons, mais cette hypothèse reste à confirmer.

Conclusion

Si cette étude ne nous a pas permis de démontrer un réel effet du sevrage sur l'excrétion de certains parasites, elle nous permet de constater une présence de coccidioses à *Isospora felis* dans les élevages félines français avec notamment 3 élevages sur les 6 participants infestés, et une excrétion chez plusieurs des portées plus importantes dans les jours suivants le sevrage (entre le 1^{er} et le 9^e jour suivant le sevrage) et dans la tranche d'âge de 2 à 3 mois chez les chatons. Elle fait également un état de certaines conduites d'élevage. Cette étude pourrait servir de prémices d'une étude du même type avec des effectifs plus importants afin de déterminer un réel lien entre l'excrétion de ces portées et le sevrage et l'âge des chatons. Une étude de plus grande envergure pourrait également permettre de mettre en évidence des facteurs de risque à certaines des parasitoses félines.

Par ailleurs, de nombreux éleveurs vivent au contact de leurs animaux reproducteurs (4 élevages sur les 6 de l'étude) et il pourrait être intéressant de séparer les locaux car si l'étude révèle la présence de parasites non zoonotiques parmi les portées sélectionnées, il n'est pas exclu que d'autres élevages en France soient infestés de souches zoonotiques au domicile même de l'éleveur. Il serait également intéressant de préparer les chatons à une séparation de la mère avant la vente pour de nombreux élevages (2 élevages sur 6 de l'étude, sans compter ceux qui ont refusé de participer pour cette contrainte par rapport à la date des prélèvements) car un stress plus important peut être soupçonné chez ces chatons après leur vente, double stress engendré par la séparation d'avec la mère et par l'arrivée dans la nouvelle famille. En effet, si ce stress pourrait favoriser l'excrétion de parasites, elle pourrait également conduire à l'apparition d'autres maladies infectieuses après l'achat ce qui n'est pas favorable aux relations cordiales entre le nouveau propriétaire et l'éleveur.

Liste des références bibliographiques

- ALTREUTHER G., BUCH J., CHARLES S.D., *et al.* (2005) Field evaluation of the efficacy and safety of emodepside/praziquantel spot-on solution against naturally acquired nematode and cestode infections in domestic cats. *Parasitol. Res.* 97 Suppl 1, S58-S64
- ANDERSON K.A., BROOKS A.S., MORRISON A.L., *et al.* (2004) Impact of Giardia vaccination on asymptomatic Giardia infections in dogs at a research facility. *Can. Vet. J. Rev. Veterinaire Can.* 45(11), 924-930
- ANDRÉ H. (2001) LA COCCIDIOSE A ISOSPORA spp. CHEZ LE CHIOT EN ELEVAGE : Enquête sur l'évolution de l'excrétion des parasites et de la clinique avant et après sevrage. Thèse Méd. Vét. Faculté de Médecine de Créteil, n°53
- ANSES (2013) Avis de l'Agence nationale de sécurité sanitaire de l'alimentation, de l'environnement et du travail relatif à la première demande d'autorisation transitoire de mise sur le marché du produit biocide KENOTM COX
- ARRANZ-SOLÍS D., PEDRAZA-DÍAZ S., MIRÓ G., *et al.* (2016) Tritrichomonas foetus infection in cats with diarrhea from densely housed origins. *Vet. Parasitol.* 221, 118-122
- BALLWEBER L.R., XIAO L., BOWMAN D.D., KAHN G., CAMA V.A. (2010) Giardiasis in dogs and cats: update on epidemiology and public health significance. *Trends Parasitol.* 26(4), 180-189
- BARUTZKI D., SCHAPER R. (2011) Results of parasitological examinations of faecal samples from cats and dogs in Germany between 2003 and 2010. *Parasitol. Res.* 109 Suppl 1, S45-60
- BARUTZKI D., SCHAPER R. (2013) Age-dependant prevalence of endoparasites in young dogs and cats up to one year of age. *Parasitol. Res.* 112 Suppl 1, 119-131
- 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. Méd Vét* 151(5), 4
- BEUGNET F., BOURDOISEAU G., DANG H. (2004) Abrégé de Parasitologie Clinique des Carnivores Domestiques. Kalianxis
- BEUGNET F., POLACK B., HOAN D. (2008) Atlas of coproscopy, Kalianxis. ed. Paris
- BEUGNET F., HALOS L., GUILLOT J. (2018) Textbook of Clinical Parasitology in dogs and cats
- BUSATTI H.G.N.O., VIEIRA A.E.D., VIANA J.C., *et al.* (2007) Effect of metronidazole analogues on Giardia lamblia cultures. *Parasitol. Res.* 102(1), 145-149
- BUSSIERAS J., CHERMETTE R. (1992) Abrégé de Parasitologie vétérinaire, fascicule II : Protozoologie vétérinaire. Service de Parasitologie de l'EnvA
- BUSSIERAS J., CHERMETTE R. (1995) Abrégé de Parasitologie vétérinaire, fascicule III : Helminthologie vétérinaire, 2^e ed. Service de Parasitologie de l'EnvA
- CACCIÒ S.M., LALLE M., SVÄRD S.G. (2018) Host specificity in the Giardia duodenalis species complex. *Infect. Genet. Evol.* 66, 335-345
- CAPÁRI B., HAMEL D., VISSER M., *et al.* (2013) Parasitic infections of domestic cats, Felis catus, in western Hungary. *Vet. Parasitol.* 192(1-3), 33-42
- CEPLECHA V., SVOBODA M., CEPIČKA I., *et al.* (2013) InPouch™ TF-Feline medium is not specific for Tritrichomonas foetus. *Vet. Parasitol.* 196(3-4), 503-505
- DAHLGREN S.S., GJERDE B., PETTERSEN H.Y. (2007) First record of natural Tritrichomonas foetus infection of the feline uterus. *J. Small Anim. Pract.* 48(11), 654-657
- DE SANTIS-KERR A.C., RAGHAVAN M., GLICKMAN N.W., *et al.* (2006) Prevalence and risk factors for Giardia and coccidia species of pet cats in 2003-2004. *J. Feline Med. Surg.* 8(5), 292-301
- DUBEY J.P. (2014) Life cycle of Cystoisospora felis (Coccidia: Apicomplexa) in cats and mice. *J. Eukaryot. Microbiol.* 61(6), 637-643
- DUBEY J.P., FRENKEL J.K. (1972) Extra-intestinal stages of Isospora felis and I. rivolta (Protozoa: Eimeriidae) in cats. *J. Protozool.* 19(1), 89-92

- DUBEY J.P., STREITEL R.H. (1976) *Isospora felis* and *I. rivolta* infections in cats induced by mouse tissue or oocysts. *Br. Vet. J.* 132(6), 649-651
- DUBINSKÝ P., HAVASIOVÁ-REITEROVÁ K., PETKO B., HOVORKA I., TOMASOVICOVÁ O. (1995) Role of small mammals in the epidemiology of toxocarasis. *Parasitology* 110 (Pt 2), 187-193
- EPE C., REHKTER G., SCHNIEDER T., LORENTZEN L., KREIENBROCK L. (2010) *Giardia* in symptomatic dogs and cats in Europe--results of a European study. *Vet. Parasitol.* 173(1-2), 32-38
- ESCCAP (2013) Traitement et prévention des parasitoses des carnivores domestiques
- FAYER R., FRENKEL J.K. (1979) Comparative infectivity for calves of oocysts of feline coccidia: *Besnoitia*, *Hammondia*, *Cystoisospora*, *Sarcocystis*, and *Toxoplasma*. *J. Parasitol.* 65(5), 756-762
- FERGUSON D.J., BIRCH-ANDERSEN A., HUTCHINSON W.M., SIIM J.C. (1980) Ultrastructural observations showing enteric multiplication of *Cystoisospora (Isospora) felis* by endodyogeny. *Z. Parasitenkd. Berl. Ger.* 63(3), 289-291
- FISHER M. (2003) *Toxocara cati*: an underestimated zoonotic agent. *Trends Parasitol.* 19(4), 167-170
- FOSTER D.M., GOOKIN J.L., POORE M.F., STEBBINS M.E., LEVY M.G. (2004) Outcome of cats with diarrhea and *Tritrichomonas foetus* infection. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 225(6), 888-892
- GOOKIN J.L., LEVY M.G., LAW J.M., et al. (2001) Experimental infection of cats with *Tritrichomonas foetus*. *Am. J. Vet. Res.* 62(11), 1690-1697
- GOOKIN J.L., BIRKENHEUER A.J., BREITSCHWERDT E.B., LEVY M.G. (2002) Single-tube nested PCR for detection of *tritrichomonas foetus* in feline feces. *J. Clin. Microbiol.* 40(11), 4126-4130
- GOOKIN J.L., FOSTER D.M., POORE M.F., STEBBINS M.E., LEVY M.G. (2003) Use of a commercially available culture system for diagnosis of *Tritrichomonas foetus* infection in cats. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 222(10), 1376-1379
- GOOKIN J.L., STEBBINS M.E., HUNT E., et al. (2004) Prevalence of and risk factors for feline *Tritrichomonas foetus* and *giardia* infection. *J. Clin. Microbiol.* 42(6), 2707-2710
- GOOKIN J.L., COPPLE C.N., PAPICH M.G., et al. (2006) Efficacy of ronidazole for treatment of feline *Tritrichomonas foetus* infection. *J. Vet. Intern. Med.* 20(3), 536-543
- GOOKIN J.L., STAUFFER S.H., COCCARO M.R., et al. (2007) Efficacy of tinidazole for treatment of cats experimentally infected with *Tritrichomonas foetus*. *Am. J. Vet. Res.* 68(10), 1085-1088
- GOTFRED-RASMUSSEN H., LUND M., ENEMARK H.L., ERLANDSEN M., PETERSEN E. (2016) Comparison of sensitivity and specificity of 4 methods for detection of *Giardia duodenalis* in feces: immunofluorescence and PCR are superior to microscopy of concentrated iodine-stained samples. *Diagn. Microbiol. Infect. Dis.* 84(3), 187-190
- GOW A.G., GOW D.J., HALL E.J., et al. (2009) Prevalence of potentially pathogenic enteric organisms in clinically healthy kittens in the UK. *J. Feline Med. Surg.* 11(8), 655-662
- GRECO D., BLANCHARD G., POCHEZ C., et al. (2009) Actualités sur « Le Chaton : de la naissance au sevrage ». *In Actualités sur : « Le Chaton : de la naissance au sevrage »*, Ecole Nationale Vétérinaire de Maisons-Alfort
- GRELLET A., MAKHLOUF S.E., DESQUILBET L., et al. (2017) Efficacy of guar gum-based ronidazole capsules as a treatment for *Tritrichomonas foetus* infection in cats. *J. Feline Med. Surg.* 19(2), 177-184
- GUNN-MOORE D.A., MCCANN T.M., REED N., SIMPSON K.E., TENNANT B. (2007) Prevalence of *Tritrichomonas foetus* infection in cats with diarrhoea in the UK. *J. Feline Med. Surg.* 9(3), 214-218
- HALE S., NORRIS J.M., SLAPETA J. (2009) Prolonged resilience of *Tritrichomonas foetus* in cat faeces at ambient temperature. *Vet. Parasitol.* 166(1-2), 60-65
- HENDRIX C.M. (1998) *Diagnostic Veterinary Parasitology*, 2nd ed. Mosby
- HILL S.L., CHENEY J.M., TATON-ALLEN G.F., et al. (2000) Prevalence of enteric zoonotic organisms in cats. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 216(5), 687-692
- KEITH C.L., RADECKI S.V., LAPPIN M.R. (2003) Evaluation of fenbendazole for treatment of *Giardia* infection in cats concurrently infected with *Cryptosporidium parvum*. *Am. J. Vet. Res.* 64(8), 1027-1029
- KNAUS M., RAPTİ D., SHUKULLARI E., et al. (2014) Characterisation of ecto- and endoparasites in domestic cats from Tirana, Albania. *Parasitol. Res.* 113(9), 3361-3371
- KORKMAZ U.F., GÖKPINAR S., YILDIZ K. (2016) Prevalence of Intestinal Parasites in Cats and Their Importance in Terms of Public Health. *Turk. Parazitoloji Derg.* 40(4), 194-198

- KUEHNER K.A., MARKS S.L., KASS P.H., *et al.* (2011) Tritrichomonas foetus infection in purebred cats in Germany: prevalence of clinical signs and the role of co-infection with other enteroparasites. *J. Feline Med. Surg.* 13(4), 251-258
- LAPPIN M.R. (2010) Update on the diagnosis and management of Isospora spp infections in dogs and cats. *Top. Companion Anim. Med.* 25(3), 133-135
- LINDSAY D.S., HOUK A.E., MITCHELL S.M., DUBEY J.P. (2014) Developmental biology of Cystoisospora (Apicomplexa: Sarcocystidae) monozoic tissue cysts. *J. Parasitol.* 100(4), 392-398
- LUCIO-FORSTER A., BOWMAN D.D. (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(4), 300-303
- MANCIATI F., NARDONI S., MUGNAINI L., *et al.* (2015) A retrospective molecular study of select intestinal protozoa in healthy pet cats from Italy. *J. Feline Med. Surg.*, 17(2), 163-167
- MCTIER T.L., SHANKS D.J., WREN J.A., *et al.* (2000) Efficacy of selamectin against experimentally induced and naturally acquired infections of Toxocara cati and Ancylostoma tubaeforme in cats. *Vet. Parasitol.* 91(3-4), 311-319
- MEKARU S.R., MARKS S.L., FELLE Y A.J., CHOUICHA N., KASS P.H. (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(5), 959-965
- 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(1-2), 163-166
- MONIS P.T., ANDREWS R.H., MAYRHOFER G., EY P.L. (2003) Genetic diversity within the morphological species Giardia intestinalis and its relationship to host origin. *Infect. Genet. Evol. J. Mol. Epidemiol. Evol. Genet. Infect. Dis.* 3(1), 29-38
- NÄREAHO A., PUOMIO J., SAARINEN K., *et al.* (2012) Feline intestinal parasites in Finland: prevalence, risk factors and anthelmintic treatment practices. *J. Feline Med. Surg.* 14(6), 378-383
- NIJSSE R., PLOEGER H.W., WAGENAAR J.A., MUGHINI-GRAS L. (2016) Prevalence and risk factors for patent Toxocara infections in cats and cat owners' attitude towards deworming. *Parasitol. Res.* 115(12), 4519-4525
- NUTTER F.B., DUBEY J.P., LEVINE J.F., *et al.* (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(9), 1394-1398
- OLSON M.E., MORCK D.W., CERI H. (1996) The efficacy of a Giardia lamblia vaccine in kittens. *Can. J. Vet. Res. Rev. Can. Rech. Veterinaire* 60(4), 249-256
- OLSON M.E., CERI H., MORCK D.W. (2000) Giardia vaccination. *Parasitol. Today Pers. Ed* 16(5), 213-217
- PARAGON B.-M., MALADAIN E., KRETZ C. (2000) Guide pratique de l'élevage félin. Paris, Royal Canin
- PETRY G., KRUEDEWAGEN E., KAMPKOETTER A., KRIEGER K. (2011a) Efficacy of emodepside/toltrazuril suspension (Procox® oral suspension for dogs) against mixed experimental Isospora felis/Isospora rivolta infection in cats. *Parasitol. Res.* 109 Suppl 1, S29-36
- PETRY G., KRUEDEWAGEN E., BACH T., GASDA N., KRIEGER K.J. (2011b) Efficacy of Procox® oral suspension for dogs (0.1% emodepside and 2% toltrazuril) against experimental nematode (Toxocara cati and Ancylostoma tubaeforme) infections in cats. *Parasitol. Res.* 109 Suppl 1, S37-43
- PROFIZI C., CIAN A., MELONI D., *et al.* (2013) Prevalence of Tritrichomonas foetus infections in French catteries. *Vet. Parasitol.* 196(1-2), 50-55
- RAE D.O., CREWS J.E. (2006) Tritrichomonas foetus. *Vet. Clin. North Am. Food Anim. Pract.* 22(3), 595-611
- RAUE K., HEUER L., BÖHM C., *et al.* (2017) 10-year parasitological examination results (2003 to 2012) of faecal samples from horses, ruminants, pigs, dogs, cats, rabbits and hedgehogs. *Parasitol. Res.* 116(12), 3315-3330
- REICHLER I. (1989) Endoparasiten bei Hundewelpen und ihren Müttern in Süddeutschland : Artenspektrum, Inzidenz und Epidemiologie

- REINEMEYER C.R., CHARLES S.D., BUCH J., *et al.* (2005) Evaluation of the efficacy of emodepside plus praziquantel topical solution against ascarid infections (*Toxocara cati* or *Toxascaris leonina*) in cats. *Parasitol. Res.* 97 Suppl 1, S41-S50
- RÉMILIEU C. (2014) Etude épidémiologique de la trichomonose en élevage félin en France
- RIGGIO F., MANNELLA R., ARITI G., PERRUCCI S. (2013) Intestinal and lung parasites in owned dogs and cats from central Italy. *Vet. Parasitol.* 193(1-3), 78-84
- ROHDICH N., ZSCHIESCHE E., WOLF O., *et al.* (2018) A randomized, blinded, controlled, multi-centered field study assessing the treatment of gastrointestinal nematode infections in cats with fluralaner plus moxidectin spot-on solution (Bravecto® Plus). *Parasit. Vectors* 11(1), 589
- ROSYPAL A.C., RIPLEY A., STOCKDALE WALDEN H.D., *et al.* (2012) Survival of a feline isolate of *Tritrichomonas foetus* in water, cat urine, cat food and cat litter. *Vet. Parasitol.* 185(2-4), 279-281
- SALEH M.N., HEPTINSTALL J.R., JOHNSON E.M., *et al.* (2019) Comparison of diagnostic techniques for detection of *Giardia duodenalis* in dogs and cats. *J. Vet. Intern. Med.* 33(3), 1272-1277
- SALMON H. (1999) The mammary gland and neonate mucosal immunity. *Vet. Immunol. Immunopathol.* 72(1-2), 143-155
- SCHIMMEL A., ALTREUTHER G., SCHROEDER I., *et al.* (2009) Efficacy of emodepside plus praziquantel tablets (Profender tablets for dogs) against mature and immature adult *Ancylostoma caninum* and *Uncinaria stenocephala* infections in dogs. *Parasitol. Res.* 105 Suppl 1, S9-16
- SCORZA A.V., RADECKI S.V., LAPPIN M.R. (2006) Efficacy of a combination of febantel, pyrantel, and praziquantel for the treatment of kittens experimentally infected with *Giardia* species. *J. Feline Med. Surg.* 8(1), 7-13
- SCORZA A.V., LAPPIN M.R. (2004) Metronidazole for the treatment of feline giardiasis. *J. Feline Med. Surg.* 6(3), 157-160
- SHAH H.L. (1970) Sporogony of the oocysts of *Isospora felis* Wenyon, 1923 from the cat. *J. Protozool.* 17(4), 609-614
- SHAH H.L. (1971) The life cycle of *Isospora felis* Wenyon, 1923, a coccidium of the cat. *J. Protozool.* 18(1), 3-17
- SPADA E., PROVERBIO D., DELLA PEPA A., *et al.* (2013) Prevalence of faecal-borne parasites in colony stray cats in northern Italy. *J. Feline Med. Surg.* 15(8), 672-677
- SPAIN C.V., SCARLETT J.M., WADE S.E., 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(1), 33-38
- TAKEUCHI-STORM N., MEJER H., AL-SABI M.N.S., *et al.* (2015) Gastrointestinal parasites of cats in Denmark assessed by necropsy and concentration McMaster technique. *Vet. Parasitol.* 214(3-4), 327-332
- TOLBERT M.K., STAUFFER S.H., GOOKIN J.L. (2013) Feline *Tritrichomonas foetus* adhere to intestinal epithelium by receptor-ligand-dependent mechanisms. *Vet. Parasitol.* 192(1-3), 75-82
- TZANNES S., BATCHELOR D.J., GRAHAM P.A., *et al.* (2008) Prevalence of *Cryptosporidium*, *Giardia* and *Isospora* species infections in pet cats with clinical signs of gastrointestinal disease. *J. Feline Med. Surg.* 10(1), 1-8
- VAN BREE F.P.J., BOKKEN G.C.A.M., MINEUR R., *et al.* (2018) Zoonotic bacteria and parasites found in raw meat-based diets for cats and dogs. *Vet. Rec.* 182(2), 50
- VASILOPULOS R.J., MACKIN A.J., RICKARD L.G., PHARR G.T., HUSTON C.L. (2006) Prevalence and factors associated with fecal shedding of *Giardia* spp. in domestic cats. *J. Am. Anim. Hosp. Assoc.* 42(6), 424-429
- VERONESI F., GAZZONIS A.L., NAPOLI E., *et al.* (2016) Cross-sectional survey on *Tritrichomonas foetus* infection in Italian cats. *Vet. Parasitol. Reg. Stud. Rep.* 6, 14-19
- WEISSENBOCK H., ONDROVICS M., GURTNER S., *et al.* (2011) Development of a chromogenic in situ hybridization for *Giardia duodenalis* and its application in canine, feline, and porcine intestinal tissues samples. *J. Vet. Diagn. Investig. Off. Publ. Am. Assoc. Vet. Lab. Diagn. Inc* 23(3), 486-491
- WOLTERS E., HEYDORN A.O., LAUDAHN C. (1980) [Cattle as intermediate hosts of *cystoisospora felis*]. *Berl. Munch. Tierarztl. Wochenschr.* 93(11), 207-210
- XENOULIS P.G., SARIDOMICHELAKIS M.N., READ S.A., SUCHODOLSKI J.S., STEINER J.M. (2010) Detection of *Tritrichomonas foetus* in cats in Greece. *J. Feline Med. Surg.* 12(10), 831-833

- XENOULIS P.G., LOPINSKI D.J., READ S.A., SUCHODOLSKI J.S., STEINER J.M. (2013) Intestinal *Tritrichomonas foetus* infection in cats: a retrospective study of 104 cases. *J. Feline Med. Surg.* 15(12), 1098-1103
- XIAO L., FAYER R. (2008) Molecular characterisation of species and genotypes of *Cryptosporidium* and *Giardia* and assessment of zoonotic transmission. *Int. J. Parasitol.* 38(11), 1239-1255
- YAEGER M.J., GOOKIN J.L. (2005) Histologic features associated with *tritrichomonas foetus*-induced colitis in domestic cats. *Vet. Pathol.* 42(6), 797-804
- ZANZANI S.A., GAZZONIZ A.L., SCARPA P., *et al.* (2016) Coinfection with *Tritrichomonas foetus* and *Giardia duodenalis* in Two Cats with Chronic Diarrhea. *Case Rep. Vet. Med.* 2016, 5705168
- ZIMMER J.F., MILLER J.J., LINDMARK D.G. (1988) Evaluation of the efficacy of selected commercial disinfectants in inactivating *Giardia muris* cysts. *J. Am. Anim. Hosp. Assoc.* 24
- ZOTTLER E.-M., BIERI M., BASSO W., SCHNYDER M. (2019) Intestinal parasites and lungworms in stray, shelter and privately owned cats of Switzerland. *Parasitol. Int.* 69, 75-81
-

Annexes

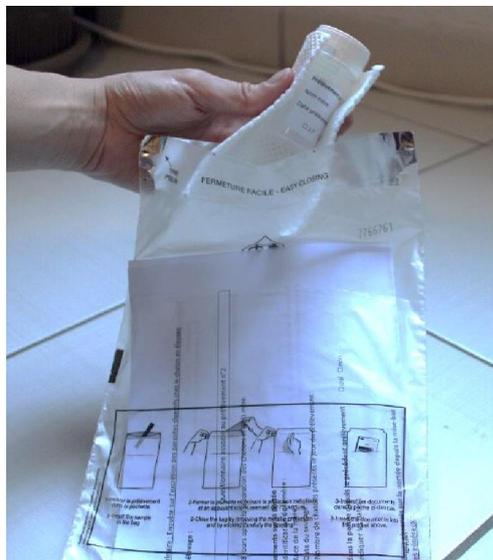
Annexe 1a

Modalités de réalisation des prélèvements fécaux

3 prélèvements sont à réaliser par portée :

- un 7 jours avant la date estimée de la séparation des chatons et de la mère
- un 7 jours après cette séparation
- un 14 jours après cette séparation

- 1) Recueillir différentes selles de chatons de la même portée à l'aide de la spatule en bois fournie avec le pot, les déposer dans le pot et fermer hermétiquement.
- 2) Ecrire sur l'étiquette du pot la date du prélèvement et l'identification de la mère, et cocher le moment du prélèvement par rapport à la date du sevrage (J-7, J+7 ou J+14).
- 3) Remplir la fiche de commémoratifs correspondant au prélèvement.
- 4) Mettre le pot à prélèvement entouré d'un papier buvard ainsi que la fiche de commémoratif dans la pochette en plastique en suivant les instructions sur la pochette, comme sur la photo. Refermer la pochette plastique hermétiquement en tirant sur le papier métallisé.



- 5) Les 3 prélèvements par portée seront à retourner dans le carton une fois le dernier prélèvement (J+14) réalisé. En attendant, les prélèvements se conservent au réfrigérateur (0-4°C).
- 6) Me prévenir le jour du dernier prélèvement ou un peu avant afin que je puisse vous faire parvenir un code permettant d'imprimer une étiquette colissimo (chez vous ou en bureau de poste) à coller sur le colis pour le renvoi, qui se fera de préférence entre le lundi et le mercredi.

Annexe 1b

Questionnaire général sur l'élevage

Nom/adresse de l'élevage :

Races produites :

Nombre de portées par an :

Antécédents de parasitoses digestives connus : oui non

Si parasite identifié, indiquer :

Protocole de vermifugation général (indiquer le nom commercial et le moment d'administration) :

- De la mère :

- Des chatons :

Annexe 1c

Fiche de commémoratifs associée au prélèvement réalisé **7 jours avant sevrage**

Nom/adresse de l'élevage :

Date du prélèvement :

Renseignements sur la portée :

- Nom de la mère :
- Race de la mère :
- Nombre de portées mises-bas par la mère précédemment :
- Date de la mise-bas :
- Nombre de chatons dans la portée :

Nombre de décès dans la portée :

Si décès, indiquer les dates :

Avortements rapportés chez la mère : oui non

Symptômes observés sur la portée depuis la mise-bas (préciser le moment d'apparition des signes) :

Troubles généraux (retard de croissance, diminution de la prise alimentaire, abattement, etc.) :

Troubles digestifs (diarrhées, vomissements, nausées, constipations, douleurs abdominales, ballonnements, pica, etc.) :

Troubles respiratoires :

Troubles oculaires :

Troubles nerveux (convulsions, diminution de la vigilance, etc.) :

Autres troubles rapportés :

Traitements administrés dont vermifuges (préciser le nom des médicaments, la dose, la date et la durée d'administration des différents traitements) :

- Chatons :

- Mère :

Nom/adresse de l'élevage :

Date du prélèvement :

Renseignements sur la portée :

- Nom de la mère :
- Date du sevrage :
- Nombre de chatons présents le jour du prélèvement :

Nombre de décès dans la portée depuis le précédent prélèvement :

Si décès, indiquer les dates :

Symptômes observés sur la portée depuis la mise-bas (préciser le moment d'apparition des signes) :

Troubles généraux (retard de croissance, diminution de la prise alimentaire, abattement, etc.) :

Troubles digestifs (diarrhées, vomissements, nausées, constipations, douleurs abdominales, ballonnements, pica, etc.) :

Troubles respiratoires :

Troubles oculaires :

Troubles nerveux (convulsions, diminution de la vigilance, etc.) :

Autres troubles rapportés :

Traitements administrés dont vermifuges depuis le dernier prélèvement (préciser le nom des médicaments, la dose, la date et la durée d'administration des différents traitements) :

- Chatons :

- Mère :

Nom/adresse de l'élevage :

Date du prélèvement :

Renseignements sur la portée :

- Nom de la mère :
- Nombre de chatons présents le jour du prélèvement :

Nombre de décès dans la portée depuis le précédent prélèvement :

Si décès, indiquer les dates :

Symptômes observés sur la portée depuis la mise-bas (préciser le moment d'apparition des signes) :

Troubles généraux (retard de croissance, diminution de la prise alimentaire, abattement, etc.) :

Troubles digestifs (diarrhées, vomissements, nausées, constipations, douleurs abdominales, ballonnements, pica, etc.) :

Troubles respiratoires :

Troubles oculaires :

Troubles nerveux (convulsions, diminution de la vigilance, etc.) :

Autres troubles rapportés :

Traitements administrés dont vermifuges depuis le dernier prélèvement (préciser le nom des médicaments, la dose, la date et la durée d'administration des différents traitements) :

- Chatons :

- Mère :

Annexe 2a

 R. GUÉCHI	PARASITOLOGIE Coproscopie par flottation	<i>Version : 001</i>
		<i>Création : 12/10/2016</i>
		<i>Révision : 11/05/2019</i>
		<i>Validation : 11/05/2019</i> <i>B. POLACK</i>

Produit corrosif et toxique pour l'environnement quand ZnSO₄, manipulation avec blouse et gants.

OBJECTIF

Rechercher, identifier et compter les œufs d'Helminthes et les oocystes de Coccidies présents dans les fèces après flottation dans une solution dense :

- Solution saturée de NaCl pour œufs de Nématodes et oocystes de Coccidies
- Solution saturée de MgSO₄ pour les œufs de Cestodes
- Solution saturée de ZnSO₄ pour les œufs de Trématodes

MANIPULATION

- Peser 5 g de fèces dans une éprouvette à l'aide d'un demi abaisse langue,
- Compléter à 75 ml de solution dense,
- Bien mélanger avec un agitateur,
- Mettre un tamis sur un verre à pied,
- Filtrer le mélange au travers d'un tamis,
- bien mélanger à l'aide d'une pipette Pasteur,
- Prélever avec la pipette Pasteur du liquide de la suspension mélangée,
- Remplir rapidement avec la pipette Pasteur horizontale, les 2 chambres d'une cellule de McMaster en évitant la formation de bulles,
- Attendre 10 minutes avant de faire la lecture.
- En même temps remplir complètement un tube à centrifuger de 15 ml avec un ménisque bombant
- Ajouter une lamelle et attendre au moins 20 mn avant de la transférer sur une lame pour faire la lecture.

La lecture se fait à l'objectif x10 en balayant les deux chambres de la McMaster et la lamelle de la flottation en tube. Une observation à l'objectif x20 est aussi possible pour identifier un élément parasitaire avec la cellule de McMaster. Une observation à l'objectif x20, x40 et x100 à l'immersion est possible pour identifier un élément parasitaire avec la lamelle de la flottation sur tube.

Comptage

- Si charge parasitaire élevée : $\text{opg} = 100 \times$ moyenne du nombre de chaque type d'élément parasitaire sous chaque grille des deux chambres de la cellule de McMaster
- Si charge parasitaire faible : $\text{opg} = 15 \times$ nombre total de chaque type d'élément parasitaire dans les deux chambres de la cellule de McMaster
- Quand un type d'élément parasitaire n'est observé que dans la flottation sur tube : moins de 15 opg.

MATÉRIEL

- Marqueur indélébile pour identification des prélèvements et le matériel à usage unique
- Marqueur bleu soluble à l'eau pour identification du matériel à laver
- Gants (obligatoire)
- Éprouvette en polypropylène de 100 ml
- Verre à pied (verre à expériences) en polypropylène de 100 ml
- Abaisse langue en bois (coupé en deux dans le sens de la longueur)
- Agitateur en verre
- Passoire à thé de petite taille (8 cm)
- Solution salée à saturation (NaCl / MgSO₄ / ZnSO₄)
- Tube à centrifuger en polypropylène de 15 ml
- Portoir pour tube de 15 ml
- Lame porte-objet
- Lamelle couvre-objet de 22x22 mm
- Pipette Pasteur en polyéthylène de 1 ml (Pasteurette)
- Cellules de McMaster
- Balance précision à 0,1 g
- Pastille d'eau de Javel pour désinfecter l'éprouvette, le verre à pied, l'agitateur et le portoir,
- Désinfectant non corrosif pour la passoire à thé (Vet'Anios C50)
- Teepol pour nettoyer le matériel
- Éthanol à 70 % pour désinfecter la cellule de McMaster

SOLUTIONS

Solution saturée de chlorure de sodium (NaCl)

Verser 1 400 ml d'eau du robinet dans une béccher de 2 000 ml et agiter avec un barreau magnétique sur un agitateur chauffant réglé entre 100 et 150 °C. Verser progressivement environ 550 g de cristaux de NaCl jusqu'à complète dissolution. Vérifier que la densité est au moins de 1,2. Si la densité est inférieure, rajouter des cristaux jusqu'à l'obtention de cette densité. Laisser refroidir une nuit, il doit se former un précipité au fond du béccher indiquant que la solution est à saturation.

La solution doit être stockée dans un flacon en laissant toujours un peu de précipité pour pouvoir vérifier à chaque utilisation que la solution est à saturation.

Solution saturée de Sulfate de Magnésium (MgSO₄)

Verser 1 200 ml d'eau du robinet dans une béccher de 2 000 ml et agiter avec un barreau magnétique sur un agitateur chauffant réglé entre 100 et 150 °C. Verser progressivement environ 700 g de cristaux de **MgSO₄ heptahydrate** jusqu'à complète dissolution. Vérifier que la densité est au moins de 1,29. Si la densité est inférieure, rajouter des cristaux jusqu'à l'obtention de cette densité. Laisser refroidir une nuit, il doit se former un précipité au fond du béccher indiquant que la solution est à saturation.

Solution saturée de Sulfate de Zinc (ZnSO₄)

Verser 800 ml d'eau du robinet dans une béccher de 2 000 ml et agiter avec un barreau magnétique sur un agitateur chauffant réglé entre 100 et 150 °C. Verser progressivement environ 1 100 g de cristaux de **ZnSO₄ heptahydrate** jusqu'à complète dissolution. Vérifier que la densité est au moins de 1,45. Si la densité est inférieure, rajouter des cristaux jusqu'à l'obtention de cette densité. Laisser refroidir une nuit, il doit se former un précipité au fond du béccher indiquant que la solution est à saturation.

La solution doit être stockée à l'abris de la lumière (se colore en jaune à la lumière même si c'est lent) dans un flacon en laissant toujours un peu de précipité pour pouvoir vérifier à chaque utilisation que la solution est à saturation.

Les solutions de ZnSO₄ après utilisation doivent être jetées dans un bidon de récupération, correctement identifié, pour son élimination par la filière des déchets chimiques.

Annexe 2b

 <p>R. GUÉCHI</p>	<p>PARASITOLOGIE</p> <p>Coproscope par sédimentation formol-éther</p>	Version : 001
		Création : 12/10/2016
		Révision : 11/05/2019
		Validation : 11/05/2019 B. POLACK

Produits dangereux et toxique, manipulation sous hotte chimique, avec blouse et gants.

OBJECTIF

Rechercher et identifier les œufs et les larves d'Helminthes ainsi que les kystes et les oocystes de Protistes présents dans les fèces après sédimentation :

- Les lipides sont dissous dans la phase éther
- Les débris riches en lipides ou moins denses que le formol sont entre la phase éther et formol
- Le culot contient les éléments parasitaires

MANIPULATION

- Peser 1 g de fèces dans une éprouvette,
- Ajouter 10 ml de formol à 10 %,
- Bien mélanger avec l'agitateur,
- Sur un verre à pied, mettre un tamis dans lequel sont placés 4 épaisseurs de gaze (légèrement décalées pour augmenter la filtration),
- Filtrer le mélange au travers des 4 épaisseurs de gaze et du tamis,
- Mettre 7 ml dans un tube à centrifuger de 15 ml,
- Ajouter 4 à 5 ml d'éther,
- Agiter très fortement,
- centrifuger à 500 g pendant 5 minutes,
- Rejeter le surnageant (phase éther, l'anneau de débris et la phase formol), ne garder que le culot,
- Déposer deux gouttes du culot (une grosse et une petite goutte, éventuellement rajouter un peu de formol) sur une lame à l'aide d'une pipette Pasteur
- Ajouter une goutte de lugol sur la petite goutte,
- Mettre une lamelle sur chaque goutte,

La lecture se fait à l'objectif x20 en balayant pendant au moins 5 mn chacune des deux lamelles. Une observation à l'objectif x20, x40 et x100 à l'immersion est possible pour identifier un élément parasitaire.

Charge parasitaire

- Il est difficile à estimer la charge parasitaire des éléments parasitaires observés. Elle dépend de nombreux facteurs et notamment de l'importance du culot. Pour les kystes de *Giardia*, une comparaison (données du laboratoire) entre cette méthode et le comptage en immunofluorescence direct a montré que l'on peut séparer les charges en trois classes qui correspondent à moins de 50 000 kystes, 50 000 à 500 000 kystes et plus de 500 000 kystes par gramme de fèces.

MATÉRIEL

- Marqueur indélébile pour identification des prélèvements et le matériel à usage unique
- Marqueur bleu soluble à l'eau pour identification du matériel à laver
- Gants (obligatoire)
- Éprouvette en polypropylène de 100 ml
- Verre à pied (verre à expériences) en polypropylène de 100 ml
- Abaisse langue en bois (coupé en deux dans le sens de la longueur)
- Agitateur en verre
- Passoire à thé de petite taille (8 cm)
- Compresse de gaze hydrophile non stérile
- Tube à centrifuger en polypropylène de 15 ml
- Portoir pour tube de 15 ml
- Lame porte-objet
- Lamelle couvre-objet de 22x22 mm
- Pipette Pasteur en polyéthylène de 1 ml (Pasteurette)
- Balance précision à 0,1 g
- Centrifugeuse de paillasse pour tube de 15 ml
- Pastille d'eau de Javel pour désinfecter l'éprouvette, le verre à pied, l'agitateur et le portoir,
- Désinfectant non corrosif pour la passoire à thé (Vet'Anios C50)
- Teepol pour nettoyer le matériel

SOLUTIONS

Formol 10%

À manipuler sous hotte chimique à l'aide d'un distributeur calibré à 10 ml permettant de distribuer rapidement les 10 ml nécessaires à la sédimentation.

Éther diéthylique

À manipuler sous hotte chimique à l'aide d'un distributeur calibré à 5 ml permettant de distribuer rapidement les 4 à 5 ml nécessaires à la sédimentation.

Solution de Lugol

Pour colorer les larves de Nématodes, les kystes de protistes et les grains d'amidon

Après la centrifugation, les phases éther et formol doivent être jetées dans un bidon de récupération, correctement identifié, pour son élimination par la filière des déchets chimiques.

Annexe 3 : Symptômes décrits dans les questionnaires par les éleveurs avant chaque prélèvement et aspects des prélèvements reçus

Elevage	Portée	Période	Apparition d'un symptôme avant le prélèvement	Couleur	Consistance	Odeur
1	1	P1	aucun symptôme décrit	marron	dur	normale
1	1	P2	diarrhée	marron	dur	normale
1	1	P3	éternuements	marron	dur	normale
1	1	P3	blépharite	marron	dur	normale
1	1	P3	ulcère cornéen	marron	dur	normale
1	2	P1	hyperthermie	marron	dur	normale
1	2	P1	retard de croissance	marron	dur	normale
1	2	P2	diarrhée	noir	dur	normale
1	2	P2	épiphora	noir	dur	normale
1	2	P3	épiphora	marron	dur	normale
2	3	P1	diarrhée	marron	dur	normale
2	3	P2	aucun symptôme décrit	marron	dur	normale
2	3	P3	aucun symptôme décrit	marron	dur	normale
2	4	P1	aucun symptôme décrit	marron clair	pâteux	normale
2	4	P2	aucun symptôme décrit	marron	pâteux	malodorant
2	4	P3	aucun symptôme décrit	marron-jaunâtre	mou ++	normale
2	5	P1	aucun symptôme décrit	marron	pâteux	normale
2	5	P2	aucun symptôme décrit	marron	dur	normale
2	5	P3	aucun symptôme décrit	marron	dur	normale
3	6	P1	hyperthermie	jaunâtre	mou +	normale
3	6	P1	ulcères linguaux	jaunâtre	mou +	normale
3	6	P1	strabisme	jaunâtre	mou +	normale
3	6	P2	ulcères linguaux	marron	mou +	normale
3	6	P2	hyperthermie	marron	mou +	normale
3	6	P2	retard de croissance	marron	mou +	normale
3	6	P2	diarrhée	marron	mou +	normale

Elevage	Portée	Période	Apparition d'un symptôme avant le prélèvement	Couleur	Consistance	Odeur
3	6	P3	aucun symptôme décrit	marron	mou +	normale
3	7	P1	gingivite	marron	dur	normale
3	7	P1	diarrhée	marron	dur	normale
3	7	P2	retard de croissance	marron	mou +	normale
3	7	P2	hyperthermie	marron	mou +	normale
3	7	P2	ulcères linguaux	marron	mou +	normale
3	7	P2	diarrhée	marron	mou +	normale
3	7	P3	retard de croissance	marron	mou +	normale
3	8	P1	retard de croissance	jaunâtre	mou ++	malodorant
3	8	P1	diarrhée	jaunâtre	mou ++	malodorant
3	8	P1	trouble respiratoire	jaunâtre	mou ++	malodorant
3	8	P1	trouble respiratoire	jaunâtre	mou ++	malodorant
3	8	P2	retard de croissance	marron	dur	malodorant
3	8	P2	diarrhée	marron	dur	malodorant
3	8	P2	ballonnements	marron	dur	malodorant
3	8	P3	aucun symptôme décrit	marron	mou +++	malodorant
3	9	P1	retard de croissance	marron	dur	normale
3	9	P1	diarrhée	marron	dur	normale
3	9	P2	retard de croissance	marron	dur	normale
3	9	P2	diarrhée	marron	dur	normale
3	9	P3	aucun symptôme décrit	marron	dur	normale
3	10	P1	aucun symptôme décrit	jaune-grisâtre	pâteux	normale
3	10	P2	aucun symptôme décrit	marron	mou +	normale
3	10	P3	diarrhée	marron	dur	malodorant
4	11		retard de croissance	marron	dur	normale
4	11		hernie diaphragmatique	marron	dur	normale
4	11		aucun symptôme décrit	marron	dur	normale
4	11		aucun symptôme décrit	marron	dur	normale

Elevage	Portée	Période	Apparition d'un symptôme avant le prélèvement	Couleur	Consistance	Odeur
4	12		hydrocéphalie	marron	mou +	normale
4	12		abattement	marron	mou +	normale
4	12		diarrhée	marron	mou +	normale
4	12		aucun symptôme décrit	marron-jaunâtre	mou +	normale
4	12		aucun symptôme décrit	marron	mou +	normale
5	13	P1	aucun symptôme décrit	marron	sec	normale
5	13	P2	aucun symptôme décrit	marron	sec	normale
6	14	P1	diarrhée	marron	mou +	normale
6	14	P2	diarrhée	marron	mou +	normale

P1 : [naissance - 1e prélèvement]

P2 : [1e prélèvement - 2e prélèvement]

P3 : [2e - 3e prélèvement]

Annexe 4 : Positivité des prélèvements pour *Isospora felis* et *Giardia duodenalis*, aspect de ces prélèvements, symptômes apparus avant ces prélèvements, vermifugation avant ces prélèvements, âges des chatons prélevés, et date par rapport au sevrage de ces chatons

Elevage	Portée	Période	Symptôme digestif avant le prélèvement	Troubles généraux avant le prélèvement	Couleur	Changement de consistance	Consistance	Odeur	Parasite(s)	<i>I. felis</i>	<i>G. duodenalis</i>	Age des chatons	Date par rapport au sevrage	Vermifugation précédent le prélèvement
n°1	n°1	P1	aucun	aucun	marron	0	dur	normale	aucun parasite	négatif	négatif	26	-49	0
n°1	n°1	P2	diarrhée	aucun	marron	0	dur	normale	aucun parasite	négatif	négatif	35	-40	1
n°1	n°1	P3	aucun	aucun	marron	0	dur	normale	aucun parasite	négatif	négatif	41	-34	0
n°1	n°2	P1	aucun	hyperthermie + RDC	marron	0	dur	normale	aucun parasite	négatif	négatif	39	-47	1
n°1	n°2	P2	diarrhée	aucun	noir	0	dur	normale	aucun parasite	négatif	négatif	46	-40	0
n°1	n°2	P3	aucun	aucun	marron	0	dur	normale	aucun parasite	négatif	négatif	53	-33	0
n°2	n°3	P1	diarrhée	aucun	marron	0	dur	normale	aucun parasite	négatif	négatif	44	7	1
n°2	n°3	P2	aucun	aucun	marron	0	dur	normale	aucun parasite	négatif	négatif	51	14	0
n°2	n°3	P3	aucun	aucun	marron	0	dur	normale	aucun parasite	négatif	négatif	58	21	0
n°2	n°4	P1	aucun	aucun	marron clair	1	pâteux	normale	<i>Isospora felis</i>	positif	négatif	44	donnée manquante	1
n°2	n°4	P2	aucun	aucun	marron	1	pâteux	malodorant	aucun parasite	négatif	négatif	51	donnée manquante	0
n°2	n°4	P3	aucun	aucun	marron-jaunâtre	1	mou ++	normale	aucun parasite	négatif	négatif	58	donnée manquante	0
n°2	n°5	P1	aucun	aucun	marron	1	pâteux	normale	aucun parasite	négatif	négatif	34	donnée manquante	1
n°2	n°5	P2	aucun	aucun	marron	0	dur	normale	<i>Isospora felis</i>	positif	négatif	41	donnée manquante	1
n°2	n°5	P3	aucun	aucun	marron	0	dur	normale	aucun parasite	négatif	négatif	48	donnée manquante	0
n°3	n°6	P1	aucun	hyperthermie	jaunâtre	1	mou +	normale	<i>Isospora felis</i>	positif	négatif	61	-7	1
n°3	n°6	P2	diarrhée	hyperthermie + RDC	marron	1	mou +	normale	<i>Isospora felis</i>	positif	négatif	75	7	1
n°3	n°6	P3	aucun	aucun	marron	1	mou +	normale	<i>Isospora felis</i>	positif	négatif	82	14	0
n°3	n°7	P1	diarrhée	aucun	marron	0	dur	normale	aucun parasite	négatif	négatif	53	-7	0

Elevage	Portée	Période	Symptôme digestif avant le prélèvement	Troubles généraux avant le prélèvement	Couleur	Changement de consistance	Consistance	Odeur	Parasite(s)	<i>I. felis</i>	<i>G. duodenalis</i>	Age des chatons	Date par rapport au sevrage	Vermifugation précédent le prélèvement
n°3	n°7	P2	diarrhée	hyperthermie + RDC	marron	1	mou +	normale	<i>Isospora felis</i>	positif	négatif	67	7	1
n°3	n°7	P3	aucun	RDC	marron	1	mou +	normale	<i>Isospora felis</i>	positif	négatif	74	14	1
n°3	n°8	P1	diarrhée	RDC	jaunâtre	1	mou ++	malodorant	aucun parasite	négatif	négatif	50	-8	0
n°3	n°8	P2	diarrhée + ballonnements	RDC	marron	0	dur	malodorant	<i>Isospora felis</i> + <i>Giardia duodenalis</i>	positif	positif	64	6	1
n°3	n°8	P3	aucun	aucun	marron	1	mou +++	malodorant	aucun parasite	négatif	négatif	72	14	1
n°3	n°9	P1	diarrhée	RDC	marron	0	dur	normale	aucun parasite	négatif	négatif	52	-5	1
n°3	n°9	P2	diarrhée	RDC	marron	0	dur	normale	aucun parasite	négatif	négatif	66	9	1
n°3	n°9	P3	aucun	aucun	marron	0	dur	normale	<i>Isospora felis</i>	positif	négatif	74	17	1
n°3	n°10	P1	aucun	aucun	jaune-grisâtre	1	pâteux	normale	aucun parasite	négatif	négatif	50	-8	0
n°3	n°10	P2	aucun	aucun	marron	1	mou +	normale	<i>Isospora felis</i>	positif	négatif	64	6	1
n°3	n°10	P3	diarrhée	aucun	marron	0	dur	malodorant	aucun parasite	négatif	négatif	72	14	1
n°4	n°11	P1	aucun	RDC	marron	0	dur	normale	aucun parasite	négatif	négatif	non interprétable	donnée manquante	0
n°4	n°11	P2	aucun	aucun	marron	0	dur	normale	aucun parasite	négatif	négatif	non interprétable	donnée manquante	0
n°4	n°11	P3	aucun	aucun	marron	0	dur	normale	aucun parasite	négatif	négatif	non interprétable	donnée manquante	0
n°4	n°12	P1	diarrhée	abattement	marron	1	mou +	normale	aucun parasite	négatif	négatif	non interprétable	donnée manquante	0
n°4	n°12	P2	aucun	aucun	marron-jaunâtre	1	mou +	normale	aucun parasite	négatif	négatif	non interprétable	donnée manquante	0
n°4	n°12	P3	aucun	aucun	marron	1	mou +	normale	<i>Isospora felis</i>	positif	négatif	non interprétable	donnée manquante	0

Elevage	Portée	Période	Symptôme digestif avant le prélèvement	Troubles généraux avant le prélèvement	Couleur	Changement de consistance	Consistance	Odeur	Parasite(s)	<i>I. felis</i>	<i>G. duodenalis</i>	Age des chatons	Date par rapport au sevrage	Vermifugation précédent le prélèvement
n°5	n°13	P1	aucun	aucun	marron	0	sec	normale	aucun parasite	négatif	négatif	non interprétable	-7	1
n°5	n°13	P2	aucun	aucun	marron	0	sec	normale	aucun parasite	négatif	négatif	non interprétable	0	0
n°6	n°14	P1	diarrhée	aucun	marron	1	mou +	normale	aucun parasite	négatif	négatif	89	3	1
n°6	n°14	P2	diarrhée	aucun	marron	1	mou +	normale	aucun parasite	négatif	négatif	96	10	0

1 : [naissance - 1e prélèvement]

2 : [1e prélèvement - 2e prélèvement]

3 : [2e - 3e prélèvement] (après sevrage)

0 : oui

1 : non

0 : aucun
1 : vermifuge avant le prélèvement

Annexe 5 : nombre d'ookystes d'*Isospora felis* (en opg) et de kystes de *Giardia duodenalis* dans les prélèvements, âge des chatons au moment du prélèvement, date par rapport au sevrage au moment des prélèvements

Numéro de l'élevage	Numéro de la portée	Echantillon	Prélèvement	Age (jours)	Date par rapport au sevrage (jours)	Age au sevrage (jours)	<i>Giardia duodenalis</i> (opg)	<i>Isospora felis</i> (opg)	log <i>Isospora felis</i> (opg)	Remarques	Intervalle âge	Intervalle sevrage
n°1	1	1	P1	26	-49	75	0	0	0	quantité insuffisante pour flottation, sédimentation lue sur 3 lames pour compenser	21-40	-50--26
n°1	1	2	P2	35	-40	75	0	0	0	-	21-40	-50--26
n°1	1	3	P3	41	-34	75	0	0	0	-	41-60	-50--26
n°1	2	4	P1	39	-47	86	0	0	0	-	21-40	-50--26
n°1	2	5	P2	46	-40	86	0	0	0	charbon administré avant le prélèvement	41-60	-50--26
n°1	2	6	P3	53	-33	86	0	0	0	-	41-60	-50--26
n°2	3	7	P1	44	7	37	0	0	0	-	41-60	0-9
n°2	3	8	P2	51	14	37	0	0	0	-	41-60	10-19
n°2	3	9	P3	58	21	37	0	0	0	-	41-60	21-40
n°2	4	10	P1	44			0	45	1,66275783	-	41-60	
n°2	4	11	P2	51			0	0	0	-	41-60	
n°2	4	12	P3	58			0	0	0	-	41-60	
n°2	5	13	P1	34			0	0	0	-	21-40	
n°2	5	14	P2	41			0	30	1,49136169	-	41-60	
n°2	5	15	P3	48			0	0	0	-	41-60	
n°3	6	16	P1	61	-7	68	0	45	1,66275783	-	61-80	-25--1
n°3	6	17	P2	75	7	68	0	27700	4,44249545	-	61-80	0-9
n°3	6	18	P3	82	14	68	0	15	1,20411998	-	81-100	10-19
n°3	7	19	P1	53	-7	60	0	0	0	-	41-60	-25--1
n°3	7	20	P2	67	7	60	0	2300	3,36191662	-	61-80	0-9
n°3	7	21	P3	74	14	60	0	45	1,66275783	-	61-80	10-19
n°3	8	22	P1	50	-8	58	0	0	0	-	41-60	-25--1
n°3	8	23	P2	64	6	58	1	950	2,97818052	rare kystes de Giardia	61-80	0-9

Numéro de l'élevage	Numéro de la portée	Echantillon	Prélèvement	Age (jours)	Date par rapport au sevrage (jours)	Age au sevrage (jours)	<i>Giardia duodenalis</i> (opg)	<i>Isospora felis</i> (opg)	<i>log Isospora felis</i> (opg)	Remarques	Intervalle âge	Intervalle sevrage
n°3	8	24	P3	72	14	58	0	0	0	-	61-80	10-19
n°3	9	25	P1	52	-5	57	0	0	0	-	41-60	-25--1
n°3	9	26	P2	66	9	57	0	0	0	-	61-80	0-9
n°3	9	27	P3	74	17	57	0	150	2,17897695	-	61-80	10-19
n°3	10	28	P1	50	-8	58	0	0	0	très nombreux grains d'amidon, nombreux fragments de fibres musculaires	41-60	-25--1
n°3	10	29	P2	64	6	58	0	100	2,00432137	-	61-80	0-9
n°3	10	30	P3	72	14	58	0	0	0	-	61-80	10-19
n°4	11	31	P1	35			0	0	0	très nombreux petits grains d'amidon	21-40	
n°4	11	32	P2	42			0	0	0	très nombreux petits grains d'amidon	41-60	
n°4	11	33	P3	49			0	0	0	-	41-60	
n°4	12	34	P1	54			0	0	0	-	41-60	
n°4	12	35	P2	62			0	0	0	-	61-80	
n°4	12	36	P3	68			0	60	1,78532984	amidon	61-80	
n°4	12	37	P1	37			0	0	0	-	21-40	
n°4	12	38	P2	45			0	0	0	-	41-60	
n°4	12	39	P3	51			0	60	1,78532984	amidon	41-60	
n°4	12	40	P1	23			0	0	0	-	21-40	
n°4	12	41	P2	41			0	0	0	-	41-60	
n°4	12	42	P3	47			0	60	1,78532984	amidon	41-60	
n°5	13	43	P1	79	-7	86	0	0	0	nombreux petits grains d'amidon	61-80	-25--1
n°5	13	44		88	0	88	0	0	0	très nombreux petits grains d'amidon	81-100	0-9
n°5	13	45	P1	81	-7	88	0	0	0	-	81-100	-25--1

Numéro de l'élevage	Numéro de la portée	Echantillon	Prélèvement	Age (jours)	Date par rapport au sevrage (jours)	Age au sevrage (jours)	<i>Giardia duodenalis</i> (opg)	<i>Isospora felis</i> (opg)	<i>log Isospora felis</i> (opg)	Remarques	Intervalle âge	Intervalle sevrage
n°5	13	46	P2	90	0	90	0	0	0	-	81-100	0-9
n°6	14	47	P1	89	3	86	0	0	0	-	81-100	0-9
n°6	14	48	P2	96	10	86	0	0	0	-	81-100	10-19

ÉTUDE DU PARASITISME DIGESTIF DU CHATON EN ÉLEVAGE AUTOUR DU SEVRAGE

AUTEUR : Lucine MARZLOFF

RÉSUMÉ :

Les parasites digestifs du chaton sont variés et peuvent être responsables de troubles digestifs et généraux. Peu d'études portent sur ces parasites en élevage félin en France à ce jour. Nous avons mené une enquête sur ces parasitoses dans des élevages félins autour de la période du sevrage. Cette investigation a porté à la fois sur deux questionnaires pour appréhender les conditions d'élevages et les caractéristiques de chaque portée étudiée ainsi que sur des prélèvements de fèces faits sur les chatons avant et après le sevrage avec des analyses coproscopiques par flottation et sédimentation diphasique. Six élevages français ont participé à cette étude et quatorze portées ont pu être étudiées.

Les analyses coproscopiques ont révélé la présence de coccidies de l'espèce *Isospora felis* dans la moitié des élevages participants, notamment juste après le sevrage. Cependant les effectifs de l'étude n'ont pas permis de conclure. Des études complémentaires permettraient d'affiner la prévalence de la coccidiose à *Isospora felis* dans les élevages félins qui semble importante, et de confirmer que le sevrage a un impact sur l'excrétion de ces coccidies chez les chatons en élevage.

MOTS CLÉS : PARASITOLOGIE, PARASITISME DIGESTIF, COCCIDIE, ISOSPORE, ÉLEVAGE, SEVRAGE, PRÉVALENCE, CARNIVORE DOMESTIQUE, ANIMAUX JEUNES, CHATON.

JURY :

Président : Pr Vincent AUDARD

1^{er} Assesseur : Dr Bruno POLACK

2nd Assesseur : Pr Dominique GRANDJEAN

STUDY OF THE DIGESTIVE PARASITISM OF THE KITTEN IN BREEDING AROUND THE WEANING

AUTHOR: Lucine MARZLOFF

SUMMARY:

Digestive kitten's parasites are varied and can cause many digestive and general disorders. There is few studies concerning these parasites in French catteries so far. We conducted a survey on parasitosis in catteries during the weaning period. The survey was based on two written surveys to apprehend the breeding conditions and characteristics of each studied litters and faecal samples taken on kittens before and after weaning for coproscopic analysis by flotation and diphasic sedimentation. Six french catteries participated on this study, fourteen litters were studied.

The coproscopic analysis revealed coccidia *Isospora felis* in half of the participating catteries, most in the one made after weaning. However the low number of participant did not allowed us to conclude. Additional studies should attest of the prevalence of *Isospora felis* in French catteries, which seems high and confirm that weaning has an impact on the coccidia excretion in kitten's catteries.

KEYWORDS: PARASITOLOGY, DIGESTIVE PARASITISM, COCCIDIA, ISOSPORA, BREDDING, WEANING, PREVALENCE, DOMESTIC CARNIVORE, YOUNG ANIMALS, KITTEN.

JURY:

Chairperson: Pr Vincent AUDARD

1st Assessor: Dr Bruno POLACK

2nd Assessor: Pr Dominique GRANDJEAN