



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

This is an author's version published in: <http://oatao.univ-toulouse.fr/> 27304

**To cite this version:**

Abel, Sofia . *Influence de la gestion sanitaire en élevage sur la présence des parasites digestifs chez le chat*. Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse – ENVT, 2020, 112 p.

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

ANNÉE 2020 THÈSE : 2020 – TOU 3 – 4054

---

# INFLUENCE DE LA GESTION SANITAIRE EN ELEVAGE SUR LA PRESENCE DES PARASITES DIGESTIFS CHEZ LE CHAT

---

THESE  
pour obtenir le grade de  
DOCTEUR VÉTÉRINAIRE

DIPLOME D'ÉTAT

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

par

**ABEL Sofia**

Née, le 15/12/1994 à CAEN (14)

---

**Directrice de thèse : Mme BOUHSIRA Emilie**

---

## JURY

PRÉSIDENT :

**M. Alexis VALENTIN**

Professeur à l'Université Paul-Sabatier de TOULOUSE

ASSESEURS :

**Mme Emilie BOUHSIRA**

**Mme Hanna MILA**

Maître de Conférences à l'École Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

Maître de Conférences à l'École Nationale Vétérinaire de TOULOUSE



Ministère de l'Agriculture et de l'Alimentation  
**ÉCOLE NATIONALE VÉTÉRINAIRE DE TOULOUSE**

**Directeur**: Professeur Pierre SANS

**PROFESSEURS CLASSE EXCEPTIONNELLE**

- M. **BERTAGNOLI Stéphane**, *Pathologie infectieuse*
- M. **BOUSQUET-MELOU Alain**, *Pharmacologie – Thérapeutique*
- Mme **CHASTANT-MAILLARD Sylvie**, *Pathologie de la Reproduction*
- Mme **CLAUW Martine**, *Pharmacie-Toxicologie*
- M. **CONCORDET Didier**, *Mathématiques, Statistiques, Modélisation*
- M. **DELVERDIER Maxence**, *Anatomie Pathologique*
- M. **ENJALBERT Francis**, *Alimentation*
- Mme **GAYRARD-TROY Véronique**, *Physiologie de la Reproduction, Endocrinologie*
- M. **PETIT Claude**, (Emérite) - *Pharmacie et Toxicologie*
- M. **SHELCHER François**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de Basse-cour*

**PROFESSEURS 1° CLASSE**

- M. **BAILLY Jean-Denis**, *Hygiène et Industrie des aliments*
- Mme **BOURGES-ABELLA Nathalie**, *Histologie, Anatomie pathologique*
- M. **BRUGERE Hubert**, *Hygiène et Industrie des aliments d'Origine animale*
- Mme **CADIERGUES Marie-Christine**, *Dermatologie Vétérinaire*
- M. **DUCOS Alain**, *Zootéchnie*
- M. **FOUCRAS Gilles**, *Pathologie des ruminants*
- M. **GUERIN Jean-Luc**, *Aviculture et pathologie aviaire*
- Mme **HAGEN-PICARD Nicole**, *Pathologie de la reproduction*
- M. **JACQUIET Philippe**, *Parasitologie et Maladies Parasitaires*
- M. **LEFEBVRE Hervé**, *Physiologie et Thérapeutique*
- M. **MEYER Gilles**, *Pathologie des ruminants*
- Mme **TRUMEL Catherine**, *Biologie Médicale Animale et Comparée*

**PROFESSEURS 2° CLASSE**

- Mme **BOULLIER Séverine**, *Immunologie générale et médicale*
- Mme **DIQUELOU Armelle**, *Pathologie médicale des Equidés et des Carnivores*
- M. **GUERRE Philippe**, *Pharmacie et Toxicologie*
- Mme **LACROUX Caroline**, *Anatomie Pathologique, animaux d'élevage*
- Mme **LETRON-RAYMOND Isabelle**, *Anatomie pathologique*
- M. **MAILLARD Renaud**, *Pathologie des Ruminants*
- M. **MOGICATO Giovanni**, *Anatomie, Imagerie médicale*
- Mme **PAUL Mathilde**, *Epidémiologie, gestion de la santé des élevages avicoles et porcins*
- M. **RABOISSON Didier**, *Médecine de population et Economie de la santé animale*

**PROFESSEURS CERTIFIÉS DE L'ENSEIGNEMENT AGRICOLE**

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

**MAITRES DE CONFERENCES HORS CLASSE**

- M. **BERGONIER Dominique**, *Pathologie de la Reproduction*

- Mme **CAMUS Christelle**, *Biologie cellulaire et moléculaire*
- M. **JAEG Jean-Philippe**, *Pharmacie et Toxicologie*
- M. **LYAZRHI Faouzi**, *Statistiques biologiques et Mathématiques*
- M. **MATHON Didier**, *Pathologie chirurgicale*
- Mme **PRIYENKO Nathalie**, *Alimentation*
- M. **VOLMER Romain**, *Microbiologie et Infectiologie*

#### MAITRES DE CONFERENCES (Classe normale)

- M. **ASIMUS Erik**, *Pathologie chirurgicale*
- Mme **BENNIS-BRET Lydie**, *Physique et Chimie biologiques et médicales*
- Mme **BIBBAL Delphine**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*
- Mme **BOUHSIRA Emilie**, *Parasitologie, maladies parasitaires*
- M. **CONCHOU Fabrice**, *Imagerie médicale*
- M. **CORBIERE Fabien**, *Pathologie des ruminants*
- Mme **DANIELS Hélène**, *Immunologie-Bactériologie-Pathologie infectieuse*
- Mme **DAVID Laure**, *Hygiène et Industrie des aliments*
- Mme **DEVIERS Alexandra**, *Anatomie-Imagerie*
- M. **DIDIMO IMAZAKI Pedro**, *Hygiène et Industrie des aliments*
- M. **DOUET Jean-Yves**, *Ophthalmologie vétérinaire et comparée*
- Mme **FERRAN Aude**, *Physiologie*
- Mme **GRANAT Fanny**, *Biologie médicale animale*
- Mme **JOURDAN Géraldine**, *Anesthésie – Analgésie*
- Mme **LALLEMAND Elodie**, *Chirurgie des Equidés*
- Mme **LAVOUE Rachel**, *Médecine Interne*
- M. **LE LOC'H Guillaume**, *Médecine zoologique et santé de la faune sauvage*
- M. **LHERMIE Guillaume**, *Economie de la santé animale*
- M. **LIENARD Emmanuel**, *Parasitologie et maladies parasitaires*
- Mme **MEYNAUD-COLLARD Patricia**, *Pathologie Chirurgicale*
- Mme **MILA Hanna**, *Elevage des carnivores domestiques*
- M. **NOUVEL Laurent**, *Pathologie de la reproduction*
- Mme **PALIERNE Sophie**, *Chirurgie des animaux de compagnie*
- M. **VERGNE Timothée**, *Santé publique vétérinaire – Maladies animales réglementées*
- Mme **WASET-SZKUTA Agnès**, *Production et pathologie porcine*

#### CHARGES D'ENSEIGNEMENT CONTRACTUELS

- M. **BOLON Pierrick**, *Production et pathologie aviaire*
- M. **LEYNAUD Vincent**, *Médecine interne*
- Mme **ROBIN Marie-Claire**, *Ophthalmologie*
- Mme **TOUSSAIN Marion**, *Pathologie des équidés*

#### ENSEIGNANT DE PREMIERE ANNEE COMMUNE AUX ETUDES VETERINAIRES

- Mme **GAUCHARD Cécile**, *Biologie-écologie-santé*

#### ASSISTANTS D'ENSEIGNEMENT ET DE RECHERCHE CONTRACTUELS

- Mme **BLONDEL Margaux**, *Chirurgie des animaux de compagnie*
- M. **CARTIAUX Benjamin**, *Anatomie-Imagerie médicale*
- M. **COMBARROS-GARCIA Daniel**, *Dermatologie vétérinaire*
- M. **GAIDE Nicolas**, *Histologie, Anatomie Pathologique*
- M. **JOUSSERAND Nicolas**, *Médecine interne des animaux de compagnie*
- M. **LESUEUR Jérémy**, *Gestion de la santé des ruminants – Médecine collective de précision*
- M. **TOUITOU Florian**, *Alimentation animale*

# REMERCIEMENTS

## **À Monsieur le Professeur Alexis VALENTIN**

Professeur des Universités, Zoologie et Parasitologie,  
Université Paul Sabatier de Toulouse

Qui nous fait l'honneur d'accepter la présidence de notre jury de thèse,  
Mes hommages respectueux et mes sincères remerciements.

## **À Madame le Docteur Emilie BOUHSIRA**

Maître de Conférences à l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse,  
Parasitologie et Maladies Parasitaires,

Pour m'avoir fait l'honneur de diriger cette thèse, pour vos conseils, vos encouragements tout au long de ce travail ainsi que votre bienveillance.

Toute l'expression de ma reconnaissance et de mes plus sincères remerciements.

## **À Madame le Docteur Hanna MILA**

Maître de Conférences à l'École Nationale Vétérinaire de TOULOUSE,  
Pathologie de la reproduction,

Pour m'avoir fait l'honneur d'être assesseur de cette thèse, pour m'avoir accompagné à chaque élevage et pour vos conseils.

Toute l'expression de ma reconnaissance et de mes plus sincères remerciements.

## **A Monsieur le Docteur Emmanuel LIENARD**

Maître de Conférences à l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse,  
Parasitologie et Maladies Parasitaires,

Pour m'avoir aidé de nombreuses fois dans la diagnose de parasites.

Mes sincères remerciements.

## **A Madame le Docteur Barbarra HINNEY**

Université Vétérinaire de Vienne, en Autriche,

Pour nous avoir gracieusement fourni un échantillon de culture de *Tritrichomonas foetus*.

Mes sincères remerciements.



# TABLE DES MATIÈRES

INTRODUCTION.....	4
CHAPITRE 1. <i>Tritrichomonas foetus</i> .....	9
I. <i>Tritrichomonas foetus</i> , un parasite digestif .....	9
A. Historique .....	9
B. Classification et taxonomie .....	10
C. Structure et morphologie .....	13
D. Biologie .....	16
II. Épidémiologie de la Trichomonose féline.....	18
A. Répartition géographique de <i>T. foetus</i> chez le Chat et sa prévalence.....	18
B. Source et mode de transmission .....	19
C. Facteurs de risque.....	19
III. Expression clinique .....	21
A. Pathogénie .....	21
B. Symptômes .....	21
C. Lésions .....	23
IV. Diagnostic.....	23
A. Diagnostic différentiel .....	23
B. Diagnostic de laboratoire.....	25
C. Conclusion des différentes méthodes diagnostiques.....	30
V. Traitement, prophylaxie et pronostic.....	31
A. Traitements médicamenteux disponibles actuellement .....	31
B. Traitement hygiénique.....	32
C. Prophylaxie.....	32
D. Pronostic.....	33
Chapitre 2 : Les autres protozoaires digestifs communs du chat en élevage.....	34
I. Les coccidies .....	34
A. Présentation des principales espèces de coccidies parasitant le Chat.....	34
B. Particularités d' <i>Isospora</i> sp. ....	36
25 µm .....	37
C. Particularités de <i>Neospora caninum</i> , <i>Hammondia</i> sp., <i>Toxoplasma gondii</i> .....	39
II. La giardiose .....	42
A. Plusieurs génotypes .....	42
B. Cycle.....	43
C. Prévalence et pathogénie .....	44
D. Expression clinique .....	44
E. Diagnostic : détection et génotypage de <i>Giardia duodenalis</i> .....	44
F. Traitement et prévention à mettre en place en collectivité.....	46
III. La cryptosporidiose chez le Chat .....	47
Introduction .....	52
Chapitre 1 : Organisation légale d'un élevage .....	52

I.	Les Locaux .....	52
A.	Maternité .....	52
B.	Nurserie .....	53
C.	Locaux des adultes .....	53
D.	Infirmierie.....	54
E.	Quarantaine .....	54
II.	La marche en avant.....	55
III.	Surface nécessaire par animal .....	55
Chapitre 2 : Equipements et protocoles obligatoires dans l'élevage félin – aspect sanitaire .....		56
I.	Matériaux des sols et des murs.....	56
II.	Equipements des logements .....	57
III.	La litière .....	58
IV.	Plan de nettoyage et désinfection .....	58
Introduction .....		60
Chapitre 1 : Matériels et méthodes.....		60
I.	Echantillonnage .....	60
A.	Recrutement des éleveurs.....	60
B.	Elevages inclus dans l'étude.....	62
C.	Nombre d'échantillons récoltés.....	62
II.	Préparation de la visite d'élevage.....	63
A.	Appel téléphonique et envoi du kit.....	63
B.	Questionnaire.....	64
III.	Organisation des visites d'élevage .....	65
IV.	Recherche d'œufs de parasites par coproscopie par flottation .....	65
V.	Recherche de <i>Tritrichomonas foetus</i> .....	66
A.	Méthode de diagnostic par mise en culture .....	66
B.	Contrôles positifs.....	67
C.	Diagnostic par PCR.....	67
Chapitre 2: Résultats .....		68
I.	Présentation des élevages .....	68
A.	Organisation générale des élevages de notre étude .....	68
B.	Marche en avant .....	69
C.	Maternité/Nurserie.....	69
D.	Infirmierie et quarantaine .....	71
E.	Taille hébergement-densité de population.....	73
F.	Répartition-Organisation au sein de l'élevage .....	75
G.	Pratiques d'hygiènes.....	75
D.	Spécialités de vermifugation et fréquence d'utilisation .....	79
II.	Parasites digestifs trouvés dans les élevages.....	81
A.	Coproscopie.....	81
B.	Culture en milieu InPouch™ .....	82
Chapitre 3: Discussion.....		84
I.	Discussion du matériel et des méthodes .....	84

A.	Choix des élevages et des individus de l'étude .....	84
B.	Elaboration du questionnaire .....	85
C.	Recherche des parasites et choix du milieu de culture InPouch™ .....	86
II.	Corrélation entre questionnaires et résultats coprologiques .....	88
A.	Organisation des élevages de notre étude.....	88
B.	Surface minimale par animal.....	89
C.	Pratiques de nettoyage et désinfection .....	89
D.	Protocole de vermifugation .....	90
E.	Prévalences obtenues.....	91
F.	Profil des élevages positifs aux protozoaires digestifs dans notre étude .....	94
III.	Améliorations à proposer aux éleveurs pour diminuer la pression parasitaire au sein de leur élevage.....	96
	CONCLUSION .....	97
	BIBLIOGRAPHIE .....	98
	Annexes.....	106

## Liste des figures

Figure 1 : Différentes formes de Trichomonadidés, observées chez un chat (Brumpt, 1925)..	10
Figure 2 : <i>Tritrichomonas foetus</i> mis en évidence dans un prélèvement de selle d'un chat présentant de la diarrhée (Tolbert et Gookin, 2016).....	14
Figure 3 : <i>Tritrichomonas foetus</i> observés au microscope électronique (Parkinson <i>et al.</i> 2001).....	15
Figure 4 : Structure de <i>Tritrichomonas foetus</i> (Xenoulis <i>et al.</i> , 2010).....	15
Figure 5 : Cycle de reproduction de <i>Tritrichomonas foetus</i> (Xenoulis (Π.Γ. Ξενουλης), 2017).....	17
Figure 6 : Diarrhée issue d'un chat infecté par <i>T. foetus</i> (Tolbert et Gookin, 2009).....	22
Figure 7 : Récolte du contenu du côlon chez un chat par « flush » à l'aide d'un cathéter en caoutchouc (Tolbert, Gookin, 2009).....	26
Figure 8 : Flyer mise en culture poche InPouch TF-Feline (DIAGNOSTIK MEGACOR).....	28
Figure 9 : Oocyste de coccidie retrouvé dans des fèces de chat (Dubey <i>et al.</i> , 2009).....	34
Figure 10 : Cycle de vie des coccidies (D'après Bussiéras et Chermette, 1992).....	35
Figure 11 : Oocyste sporulé d' <i>Isospora felis</i> chez un chat (Skirnisson <i>et al.</i> , 2018).....	37
Figure 12 : Oocystes de <i>Neospora caninum</i> non sporulé à gauche et sporulé à droite avec présence de deux sporozoïtes (Dubey <i>et al.</i> , 2009).....	39
Figure 13 : Multiples oocystes de <i>Toxoplasma gondii</i> (Dubey <i>et al.</i> , 2009).....	39
Figure 14 : Oocystes sporulés observé dans des échantillons de selles de chat : <i>Hammondia sp.</i> à gauche et <i>Toxoplasma gondii</i> à droite (objectif x1000) (Frenkel et Dubey, 2004).....	41
Figure 15 : <i>Giardia duodenalis</i> sous ses deux formes d'après (Simpson et Čepička, 2009).....	43
Figure 16 : Kystes de <i>Giardia duodenalis</i> observés au microscope à fluorescence (CDC, 2013).....	45
Figure 17 : Oocystes de <i>Cryptosporidium sp.</i> observés dans des fèces au microscope à contraste interférentiel différentiel (CID) à l'objectif x 1000 (Cui <i>et al.</i> , 2018) .....	48
Figure 18 : Oocyste de <i>Cryptosporidium sp.</i> observé au microscope optique après coloration au Ziehl-Nielsen modifiée (Cui <i>et al.</i> , 2018).....	50
Figure 19 : Chat Sibérien femelle quelques jours avant la mise bas dans une maternité (Photo originale, NeoCare).....	53
Figure 20 : Aménagements d'un accès extérieur dans un élevage de Bengals (Photographie originale, Neocare).....	53
Figure 21 : Exemple de quarantaine dans un élevage de Maine Coon (Photographie originale, NeoCare).....	54
Figure 22 : Exemple de salle de quarantaine comportant des matériaux facilement lavables (Photographie originale, NeoCare).....	56
Figure 23 : Exemple de matériaux difficilement lavables dans un élevage félin (Photographie originale, NeoCare).....	57
Figure 24 : Exemple d'équipements retrouvés dans un élevage de Sphynx (Photographie originale, NeoCare).....	57
Figure 25 : Affichette adressée aux éleveurs pour participer à l'étude, réalisée en collaboration entre le service de Parasitologie de l'ENVT et de Neocare.....	61
Figure 26 : Localisation sur Google Maps des élevages ayant participé à l'étude.....	62
Figure 27 : Kit de prélèvement et questionnaire envoyé aux éleveurs en amont de la visite (Photographie originale).....	64

Figure 28 : Milieu In-Pouch (Photographie originale).....	66
Figure 29 : Trophozoïtes de <i>Tritrichomonas fetus</i> observés au grossissement 40 au MO au service de parasitologie de l'ENVV (Photographie originale) .....	82

## **Liste des tableaux**

Tableau 1 : Présentations des Eucaryotes en six « super groupes » (Adl <i>et al.</i> , 2005) .....	11
Tableau 2 : Comparaison Diarrhée de l'intestin grêle et du côlon (Washabau et Day, 2012) .	23
Tableau 3 : Causes inflammatoires de diarrhée féline (Stockdale <i>et al.</i> 2006 et Cook 2008) .....	24
Tableau 4 : Méthodes diagnostiques dans la recherche de <i>T. fetus</i> .....	30
Tableau 5 : Races de chat rencontrées pendant l'étude et effectif concerné.....	68
Tableau 6 : Proportion d'élevages en pourcentage en fonction de la durée de quarantaine mise en place.....	72
Tableau 7 : Densité d'animaux par mètre carré en fonction des élevages et de la salle concernée.....	74
Tableau 8 : Surfaces murales et du sol rencontrées dans les élevages de l'étude.....	76
Tableau 9 : Fréquence de vermifugation chez les adultes et les chatons des élevages de l'étude .....	80
Tableau 10 : Parasites gastro-intestinaux trouvés dans les échantillons prélevés chez les éleveurs.....	81
Tableau 11 : Proportion de prélèvements positifs après observation de l'InPouch au microscope optique.....	83
Tableau 12 : Présentation des élevages positifs à l'analyse coproscopique.....	94

## **Liste des graphiques :**

Graphique 1 : Répartition en pourcentage des élevages selon le type de salle accueillant la maternité.....	70
Graphique 2 : Répartition en pourcentage des élevages selon le type de salle accueillant la nurserie.....	70
Graphique 3 : Proportion d'élevage possédant une infirmerie.....	71
Graphique 4 : Proportion d'élevages réalisant une quarantaine.....	72
Graphique 5 : Proportion des groupes en fonction des élevages. 4 groupes : Mixtes, femelles, mâles, présence de chatons.....	75
Graphique 6 : Nombre de salles possédant des revêtements muraux facilement nettoyable en fonction de l'élevage.....	76
Graphique 7 : Nombre de salles possédant des revêtements des sols facilement nettoyable en fonction de l'élevage .....	77
Graphique 8 : Répartition des élevages selon la fréquence et l'utilisation de détergent.....	78
Graphique 9 : Répartition des élevages selon la fréquence et l'utilisation de désinfectant.....	78
Graphique 10 : Proportion des molécules antiparasitaires internes utilisées par les élevages..	79

# INTRODUCTION

Le Chat fait partie des animaux domestiques les plus fréquents, en France ou dans le monde. Actuellement 30,7% des foyers français possèdent un chat contre 20,5% un chien.

La domestication du chat est apparue dès 4000 ans avant J-C. Il incarnait alors un compagnon utile luttant contre les rongeurs nuisibles aux yeux de l'Homme. Mais dès l'Égypte antique, il fut considéré comme un animal de compagnie. Sa place n'a cessé d'évoluer au fil des siècles : il a pu être associé à une divinité possédant neuf vies (-3000 avant J-C) ou à la sorcellerie par l'Église chrétienne au XIII<sup>ème</sup> siècle. Du chat de ferme au chat d'appartement, l'espèce féline présente toujours aujourd'hui une grande diversité de modes de vie, dénotant une grande capacité d'adaptation. Le Chat est devenu le premier animal de compagnie avec 11,41 millions de chats dans les foyers français en 2012 et a continué son ascension avec près de 13,5 millions en 2016.

Cette augmentation du nombre de foyers possédant un chat est intimement liée à l'augmentation du nombre d'élevages de chats en France. Depuis l'arrêté du 1<sup>er</sup> janvier 2016, on définit un élevage comme une activité consistant à détenir au moins une femelle reproductrice dont au moins un chien ou un chat est cédé à titre onéreux.

Le maintien de chats en élevage pose des questions sur l'aspect sanitaire et sur la pression parasitaire associée à la densité de population. Effectivement, de nombreux parasites peuvent être retrouvés au sein de collectivités félines.

C'est le cas de *Tritrichomonas foetus* qui appartient à la famille des Trichomonadidés, protozoaires très anciens qui se sont différenciés très tôt au niveau de la phylogénétique. D'après, une étude de Müller et Frey datant de 2012, les dinosaures étaient déjà parasités par des protozoaires de la famille des Trichomonadidés. Les Trichomonadidés peuvent parasiter de nombreux hôtes que ce soit les hommes, les bovins, les porcs, les oiseaux ou les chats. Depuis une vingtaine d'années, de nombreuses études dans le monde s'intéressent à *T. foetus* et plus particulièrement à sa pathogénicité chez le Chat. Chez certains individus, ce parasite est notamment responsable de diarrhées chroniques intermittentes pouvant être très graves, notamment chez les jeunes animaux. En Allemagne, la prévalence du parasite dans les chatteries a été évaluée à 18,5% et les signes cliniques de selles anormales et/ou l'historique de diarrhée étaient associés à la présence de *T. foetus* dans 61% des cas (Kuehner *et al.*, 2011).

D'autres protozoaires sont fréquemment identifiés chez les chats d'élevages, comme *Giardia duodenalis*, *Toxoplasma gondii* ou encore de *Cryptosporidium* spp., tous par ailleurs zoonotiques (Gookin *et al.*, 2004).

La présence de parasites internes en élevage félin peut avoir des conséquences sur le bien-être des animaux, leur croissance, et également une importance en santé publique, lorsqu'il s'agit de parasites zoonotiques.

Ce travail de thèse a consisté en une recherche de parasites digestifs chez des chats d'élevage dans le sud-ouest de la France, au travers d'analyses coproscopiques et de mise en culture de matières fécales, entre Octobre 2019 et Février 2020. Le principal objectif de ce travail était de faire le lien entre parasitisme et conduite d'élevage, afin de donner par la suite des conseils adaptés aux éleveurs.

Nous avons initialement choisi de centrer exclusivement ce travail sur la recherche de *Tritrichomonas foetus* par mise en culture des matières fécales puis analyses par PCR. La mise en place de cette dernière au laboratoire de parasitologie de l'ENVT n'a pu être réalisée en lien avec la crise sanitaire et notamment la quarantaine imposée de mars à mai 2020. Ainsi les objectifs de ce travail ont été un peu modifiés.

Nous avons ainsi élargi notre synthèse bibliographique à l'ensemble des protozoaires digestifs trouvés communément chez le Chat en élevage. Ainsi, après une première partie bibliographique sur la Trichomonose féline et une seconde sur les autres protozoaires digestifs, nous présenterons les spécificités d'un élevage félin en France puis nous présenterons la partie expérimentale de ce travail.

# **PREMIERE PARTIE**

## **ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE DES PROTOZOAIRE DIGESTIFS COMMUNS CHEZ LES CHATS**

# CHAPITRE 1. *Tritrichomonas foetus*

## I. *Tritrichomonas foetus*, un parasite digestif

### A. Historique

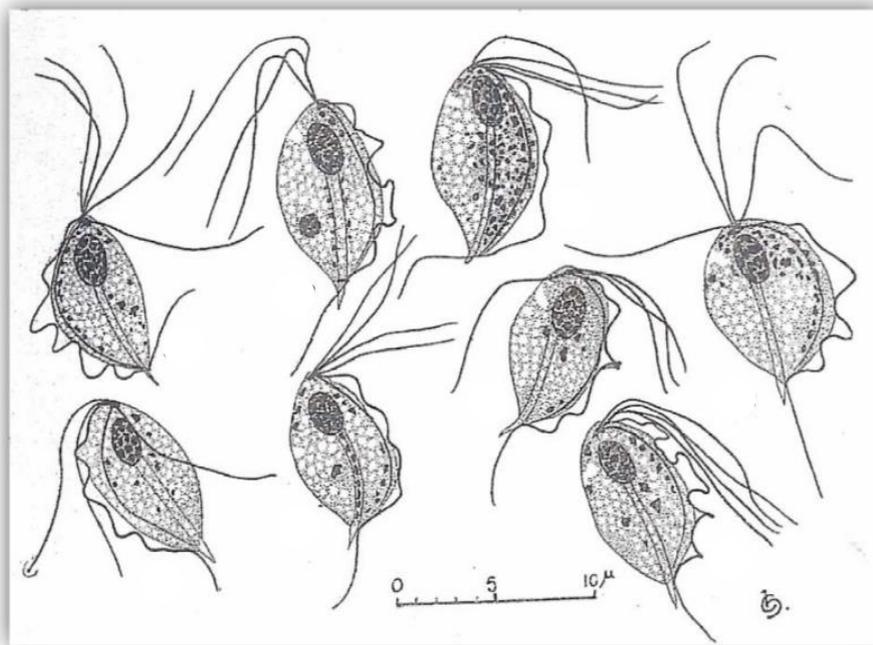
Au début des années 1900, des chercheurs Brésiliens, Français, Yougoslaves et Chinois ont mis en évidence *Tritrichomonas foetus* dans les selles des chats (Gookin, 1999). Auparavant, ce parasite était rarement mis en cause lors d'apparition de signes pathologiques gastro-intestinaux puisque souvent confondu avec *Giardia duodenalis*, fréquemment rencontré lors de diarrhées chez le Chat et chez le Chien.

En 1920, Kofoïd propose la création du genre *Tritrichomonas*. En 1922, le nom de «*Trichomonas felis*» est proposé, lorsque le parasite est observé pour la première fois par Da Cunha et Muniz dans le gros intestin d'un chat du Brésil, malade, et atteint de diarrhée. En 1925, Brumpt identifie de nouveau le parasite chez un chat de trois mois lors de ses travaux de recherche sur la dysenterie amibienne du chat (Brumpt, 1925) (Figure 1).

*Trichomonas felis* deviendra définitivement *Tritrichomonas foetus* en 1928 après sa découverte dans des fœtus avortés de bovins par Riedmuller. Pathogène vénérien des troupeaux, responsable de la trichomonose bovine et ayant des conséquences économiques très graves, le parasite a surtout été étudié chez cette espèce. Il entraîne une infertilité, des avortements, une mort embryonnaire précoce et parfois une stérilité permanente ou transitoire des vaches.

*Tritrichomonas foetus* fut pendant longtemps et encore aujourd'hui confondu avec *Giardia duodenalis*, un autre parasite digestif très connu des éleveurs. Il fut aussi confondu avec *Pentatrichomonas hominis* isolé en 1944 dans le côlon des chats, des chiens, et de primates. Mais contrairement à *T. foetus*, il fait partie de la flore commensale de toutes ces espèces (Crucitti *et al.*, 2004). Cependant, *P. hominis* fut très fréquemment retrouvé dans des selles diarrhéiques de chats et de chiens en co-infestation avec *T. foetus*, mais son rôle pathogène reste incertain. C'est seulement en 2003 que *T. foetus* fut reconnu comme étant l'un des agents responsables de diarrhées chroniques chez les chats domestiques.

Bien que la trichomonose féline fut d'abord reconnue en Europe, la première publication présentant *T. foetus* comme pathogène digestif félin émergent, vient des USA (Gookin, 1999 ; Gookin *et al.*, 2001 ; 2003).



**Figure 1** : Différentes formes de Trichomonadidés observées chez un chat (Brumpt, 1925)

## **B. Classification et taxonomie**

### **1. Place de *Tritrichomonas foetus***

*Tritrichomonas foetus* est un protozoaire de la famille des Trichomonadidés qui sont considérés comme faisant partie des Eucaryotes les plus primitifs. Ce sont des protistes anaérobies flagellés qui sont retrouvés à la fois chez les invertébrés et les vertébrés incluant les mammifères. *Tritrichomonas foetus* fait partie du genre *Tritrichomonas*.

L'ancienne classification était basée sur des éléments morphologiques observés au microscope photonique à savoir le corps parabasale, la membrane dorsale ondulante ou encore l'axostyle et différenciait les espèces en fonction de leur nombre de flagelles. Depuis 2005, Adl *et al.* (2005) ont proposé une nouvelle classification qui inclut les études de phylogénie moléculaire récentes principalement basées sur l'analyse de l'ARNr 16S. Cette classification regroupe les Eucaryotes en six « super-groupes » qui sont chacun divisés en rangs. Les super-groupes et deux premiers rangs de la nouvelle classification sont présentés dans la Figure 2 (Adl *et al.*, 2005).

En ce qui concerne *Tritrichomonas foetus*, il appartient au (Tableau 1) :

**Tableau 1 : Présentations des Eucaryotes en six « super groupes »**  
(Adl *et al.*, 2005)

Super-groups	First rank	Second rank, examples
Amoebozoa	Tubulinea	Leptomyxida, Testacealobosia, Tubulinida
	Flabellinea	<i>Cochliopodium</i> , Dactylopodia, Thecamoebida, Vanellida
	Stereomyxida	
	Acanthamoebidae	
	Entamoebida	
	Mastigamoebidae	
Opisthokonta	<i>Pelomyxa</i>	
	Eumycetozoa	Dictyostelia, Myxogastria, Protostelia
	Fungi	Ascomycota, Basidiomycota, Chytridiomycetes, Glomeromycota, Microsporidia, Urediniomycetes, Ustilaginomycetes, Zygomycota
	Mesomycetozoa	Aphelidea, <i>Capsaspora</i> , <i>Corallochytrium</i> , Ichthyosporica, <i>Ministeria</i> , Nucleariida
Rhizaria	Choanomonada	Acanthoocidae, Monosigidae, Salpingoecidae
	Metazoa*	Porifera, <i>Trichoplax</i> , Mesozoa, Animalia
	Cercozoa	Cercomonadida, Chlorarachniophyta, Nucleohelea, Phaeodarea, Phytomyxea, Silicofilosea
Archaeplastida	Haplosporidia	
	Foraminifera	Subdivisions uncertain
	<i>Gromia</i>	
	Radiolaria	Acantharia, Polycystinea, <i>Sticholonche</i>
Chromalveolata	Glaucophyta	
	Rhodophyceae	Subdivisions uncertain
	Chloroplastida	Charophyta*, Chlorodendrales, Chlorophyta, <i>Mesostigma</i> , Prasinophytæ
Excavata	Cryptophyceae	Cryptomonadales, Goniomonadales
	Haptophyta	Pavlovophyceae, Prymnesiophyceae
	Stramenopiles	Actinophryidae, Bacillariophyta, <i>Bolidomonas</i> , Bicosoecida, Chrysophyceae, Dictyochophyceae, Eustigmatales, Hypochytriales, Labyrinthulomycetes, Opalinata, Pelagophyceae, Peronosporomycetes, Phaeophyceae*, Phaeothamniophyceae, Pinguochrysidales, Raphidiophyceae, <i>Schizocladia</i> , Synurales, Xanthophyceae
	Alveolata	Apicomplexa, Ciliophora, Dinozoa
	Fornicata	<i>Carpediemonas</i> , Eopharyngia
	<i>Malawimonas</i>	
	Parabasalia	Cristamonadida, Spirotrichonymphida, <b>Trichomonadida</b> , Trichonymphida
	Preaxostyla	Oxymonadida, <i>Trimastix</i>
	Jakobida	Histionidae, <i>Jakoba</i>
	Heterolobosea	Acrasidae, Gruberellidae, Vahlkampfiidae
Euglenozoa	Euglenida, Diplonemea, Kinetoplastea	

\*Clades with multicellular groups.

**Super Groupe : Excavata ou Excavobionta:** Eucaryotes unicellulaires hétérotrophes généralement flagellés. Le type ancestral se caractérise par la présence d'un sillon d'alimentation appelé le cytostome, qui permet l'ingestion de fines particules alimentaires.

**Premier rang: Parabasalia :** Eucaryotes unicellulaires possédant un noyau. Dépourvus de mitochondries, ils présentent à la place des hydrogénosomes pour produire de l'énergie. Il existe différentes caractéristiques propres au groupe comme la cinétide qui comprend un axostyle, un corps parabasale, et plus ou moins trois flagelles antérieurs et un récurrent associé à une membrane ondulante. Le corps parabasale et le fuseau mitotique extranucléaire sont également caractéristiques.

**Deuxième rang: Trichomonadida** : Eucaryotes unicellulaires possédant généralement deux à huit flagelles, pas de kinétoplaste mais trois à cinq kinétoplastes antérieurs et un postérieur qui supportent généralement des flagelles. Un des flagelles est récurrent et borde une membrane ondulante. Il y a parfois un complexe pelta-axostyle (squelette axial micro-tubulaire).

Le deuxième rang Trichomonadida comprend plusieurs familles : *Cochlosoma*, *Dientamoeba*, *Monocercomonas*, *Pentatrichomonoides*, *Pseudotriconomoides*, *Pseudotriconomonas*, *Trichomitopsis*, *Trichomonas* et ***Tritrichomonas***.

Les membres de la famille des Trichomonadida et de la sous famille des Tritrichomonadida sont des protozoaires eucaryotes que l'on retrouve dans le tractus urogénital, gastro-intestinal et respiratoire de leurs hôtes respectifs.

## 2. Apports des études phylogénétiques récentes

### ***Tritrichomonas fetus* bovin et *Tritrichomonas suis* appartiennent à la même espèce**

*Tritrichomonas fetus* a été observé en premier par Kunstler (1888) et Mazzanti (1990).

Les trichomonadidés retrouvés dans les cavités nasales, l'estomac, le gros intestin et l'intestin grêle ainsi que dans le cæcum sont nommé *Tritrichomonas suis* depuis 1877 (nom donné par Davaine). Ils sont désormais considérés comme étant des parasites non pathogènes et faisant partie de la flore commensale du porc (Tachezy *et al.*, 2002).

Grâce à différentes études croisées entre bovin et porc ainsi que des études de virulence sur des souris et des études phylogénétiques, il a pu être mis en évidence une similitude totale entre *T. fetus* et *T. suis* permettant de conclure qu'ils appartiennent à la même espèce. Ceci est très important à savoir car la trichomonose bovine, considérée comme éradiquée dans la plupart des pays européens, pourrait être réintroduite par les porcs qui pourraient constituer un réservoir naturel de la trichomonose bovine. Ainsi, le risque de réintroduction de trichomonose bovine dans des élevages mixtes porcs-bovins ne doit pas être négligé (Tachezy *et al.*, 2002).

### ***Tritrichomonas fetus* bovin et *Tritrichomonas fetus* félin/ deux espèces différentes ?**

Il existe deux hypothèses au sujet des souches de *T. fetus* bovine et féline.

La première, la plus courante, part du principe que les deux souches sont issues de la même espèce de trichomonas mais représenteraient deux génotypes différents. Cette hypothèse est basée sur des travaux ayant identifiés des groupes d'isolats de bovins et de félins 100% similaires entre eux. Néanmoins, ces travaux ont également mis en évidence des régions de transcription différentes entre les deux espèces (Šlapeta *et al.*, 2010 ; 2012). Il y aurait donc deux génotypes différents : le génotype bovin responsable d'une maladie vénérienne et

l'origine d'épidémies d'avortements chez les bovins ; le génotype félin responsable d'une diarrhée chronique intermittente du gros intestin chez les chats domestiques.

La deuxième hypothèse suppose que les deux souches sont totalement différentes. La souche féline ne devrait donc pas posséder le même nom que la souche bovine et deviendrait *Tritrichomonas blagburri* spp. Ce courant de pensée est basé sur la comparaison des séquences de gènes de l'ADN ribosomal hautement conservées de ces deux souches. Ces séquences sont à 97-100% similaires pour les isolats bovins et félins mais aussi entre *T. foetus*, *T. suis* et *Tritrichomonas mobilensis*, retrouvé chez les Saïmiri commun ou singe-écureuil. L'argument principal est donc que si *T. foetus* bovin est classé comme une espèce séparée de *T. suis* alors la souche féline de *T. foetus* devrait aussi être considérée comme une espèce séparée de la souche bovine de *T. foetus*. De plus, les trichomonas félins présentent une plus grande tolérance en milieu acide que les trichomonas bovins, suggérant que la différence des phénotypes dépend de la localisation chez l'hôte. Enfin, la souche féline de *T. foetus* semble être moins pathogène que la souche bovine quand elle est utilisée expérimentalement pour infecter l'utérus des vaches et ne provoque pas le même type de pathologie (Tolbert et Gookin, 2016).

Ces deux organismes seraient donc génétiquement distincts et il ne semble pas y avoir d'association entre l'infection par *T. foetus* chez les chats et l'exposition déclarée au bétail (Gookin *et al.*, 2004), et inversement, les chats ne semblent pas être des réservoirs du parasite pour les bovins.

Actuellement, la seconde théorie est privilégiée mais pour l'instant, la souche féline est encore appelée *T. foetus* dans la littérature (Bastos *et al.*, 2019).

### **C. Structure et morphologie**

*Tritrichomonas foetus* est un organisme unicellulaire et parasite obligatoire de certains invertébrés, moisissures et des environnements anaérobies tels que le tractus gastro-intestinal et génital de nombreuses espèces hôtes.

Ce protozoaire flagellé possède une morphologie fusiforme à piriforme, avec une extrémité antérieure arrondie. Il mesure 10 à 25 µm de long pour 3 à 15 µm de large.

Il a une structure particulière avec de nombreux éléments caractéristiques des Trichomonas (Figure 2).

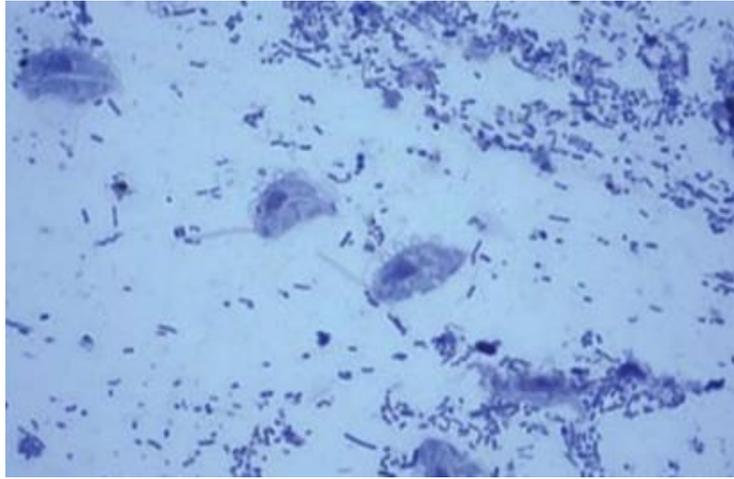


Figure 2 : *Tritrichomonas foetus* mis en évidence dans un prélèvement de selle d'un chat présentant de la diarrhée (D'après Tolbert et Gookin, 2016)

Il comporte :

- Un corps ovoïde possédant trois **flagelles** antérieurs mesurant 11 à 17  $\mu\text{m}$  et soutenus par la **pelta**, et un quatrième libre d'environ 16  $\mu\text{m}$ , qui est tourné vers l'arrière et se situe en bordure dans un repli cellulaire, formant ainsi une **membrane ondulante**, tout le long de l'organisme (Figure 3 et 4). Le corps est pointu en arrière, où il est traversé par l'axostyle. La membrane ondulante est fixée à la surface du corps le long d'un filament appelé la **costa**.

- **L'axostyle**, rigide et qui fait protrusion en partie postérieure, est visible en clair sur le fond coloré du cytoplasme. Cet axostyle joue le rôle de cytosquelette.

- Le cytostome : près du pôle antérieur, invagination de la membrane plasmique.

- Le noyau unique, situé dans la partie antérieure de la cellule (Levine, 1961), présente de volumineuses granulations chromatiques. Le caryosome, visible après décoloration à peu près totale du parasite, est petit et sphérique.

- Un hydrogénosome, organite remplaçant la mitochondrie, qui dégrade les substrats carbo-hydratés en acide comme produit final.

- Un corps parabaasal non visible composé de fibres filamenteuses striées associées à l'appareil de Golgi qui lui donne sa structure.

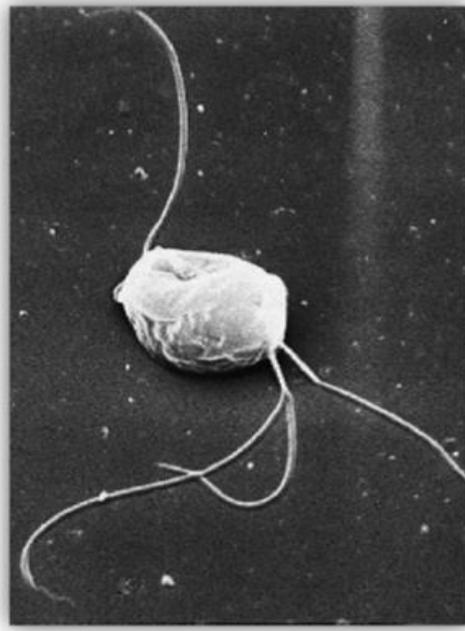


Figure 3 : *Tritrichomonas fetus* observé au microscope électronique  
(Parkinson *et al.* 2001)

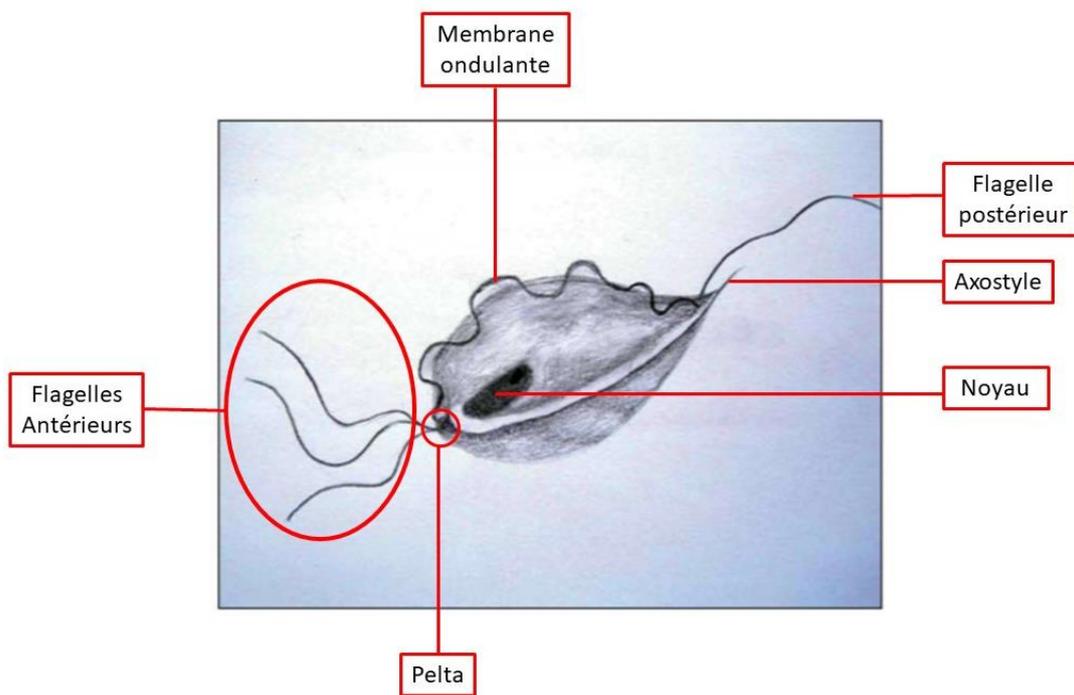


Figure 4 : Structure de *Tritrichomonas fetus* (Xenoulis *et al.*, 2010)

L'ultrastructure est spécifique du genre *Tritrichomonas* et ne permet pas la différenciation d'espèces.

## D. Biologie

### Hôtes et habitat

Faisant partie de la famille des Trichomonadidés, *T. foetus* est un parasite obligatoire. Il possède différents hôtes et ne vit pas dans les mêmes organes selon l'hôte. Généralement, il est présent dans la cavité buccale, nasale, génitale ou dans le tube digestif des mammifères ou des oiseaux.

La présence de *Tritrichomonas foetus* a été rapportée de façon spontanée naturelle chez les bovins, le Chat, et le Chien, mais également chez le Cheval et le Chevreuil (Gookin *et al.*, 2001). Expérimentalement, plusieurs espèces animales ont pu être infectées comme par exemple le lapin, le hamster doré, le cochon d'inde, le chien, la chèvre et le porc (Lun *et al.*, 2005).

*Tritrichomonas foetus* est retrouvé chez les bovins au niveau du prépuce chez le mâle, et au niveau du vagin et de l'utérus chez la femelle. Il est ainsi responsable de troubles de la reproduction et de baisse de la fertilité chez le bétail. Chez le chat et le chien, il réside dans le gros intestin et va coloniser la partie distale de l'iléon et la partie proximale du colon provoquant une diarrhée chronique récidivante. On peut également le trouver dans le cæcum.

Une seule étude rapporte la présence de *T. foetus* dans l'utérus d'une chatte atteinte de pyomètre (Dahlgren *et al.*, 2007). Cette localisation n'a pas été confirmée dans une étude récente réalisée sur plusieurs dizaines de chats (Gray *et al.*, 2010).

Les éléments pouvant expliquer la différence de pathogénicité chez les bovins et les félins et notamment la diversité de localisation chez l'hôte seraient des différences génotypiques entre la cystéine protéases 8 des souches bovines et félines de *T. foetus* (Sun *et al.*, 2012). En effet, les cystéines protéases aident le parasite à se nourrir et ont un rôle essentiel pour l'ensemble des interactions entre l'hôte et le parasite tel que le métabolisme, l'adhérence cellulaire, la virulence et l'induction de l'inflammation. Ces protéases induisent également l'apoptose des cellules du tractus génital de l'hôte, provoquant chez celui-ci une réaction immunitaire importante. Chez les bovins, *T. foetus* sécrète des cystéines protéases extracellulaires pour dégrader les polypeptides dans le mucus vaginal des vaches infectées. Chez les chats, le rôle des cystéines protéases dans la pathogénèse de *T. foetus* reste encore à ce jour mal connu.

## Métabolisme

*Tritrichomonas foetus* a un métabolisme anaérobie et est hétérotrophe. Il possède un organe particulier, l'hydrogénosome, qui dégrade les substrats carbohydrates en acides comme produits finaux et qui sont essentiels pour le métabolisme anaérobie du pyruvate ainsi que la production ultérieure d'énergie pour les protozoaires. Il remplace la mitochondrie. Cette structure a été une très bonne cible pour les traitements anti-protozoaires (Midlej *et al.*, 2011).

## Nutrition

Les Trichomonadidés se nourrissent en phagocytant les fluides de leurs hôtes, les leucocytes ou les bactéries.

## Cycle-Reproduction

Durant la réplication dans le mucus du gros intestin, les trophozoïtes sont produits par fission binaire longitudinale, donc par reproduction asexuée, et excrétés directement infestant dans les fèces (Figure 5). Il n'y a pas de forme kystique chez les trichomonas, ils ne sont donc pas capables de survivre longtemps en dehors du chat et ne survivent que très peu dans l'environnement.

Même s'il n'existe pas de réelle forme kystique, certains auteurs décrivent dans des conditions particulières de stress comme lors de pénurie de nutriments, d'action de médicament, ou de changement brutal de température, la formation d'un pseudo kyste. Dans ce cas, les flagelles sont internalisés, mais la cellule n'est pas entourée par une vraie paroi (Pereira-Neves *et al.*, 2003 ; Pereira-Neves, Benchimol, 2009 ; De Andrade Rosa *et al.*, 2015 ; Collántes-Fernández *et al.*, 2017). La forme active du parasite est le trophozoïte, par opposition à la forme pseudo-kystique.

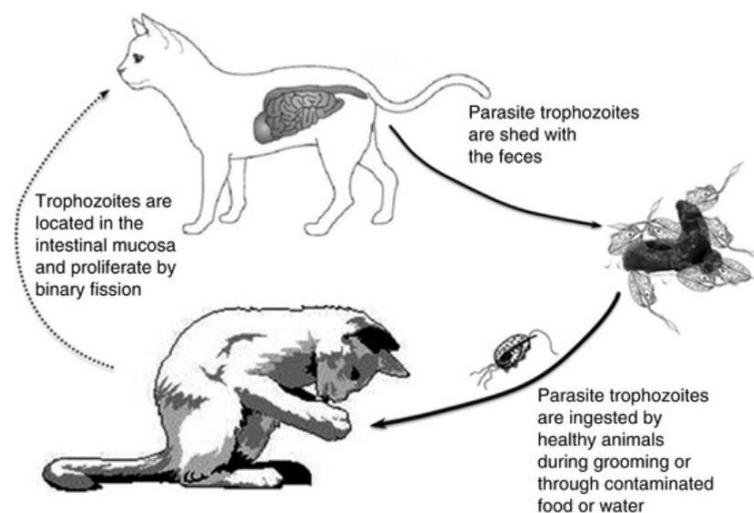


Figure 5 : Cycle de reproduction de *Tritrichomonas foetus* (Xenoulis, 2017)

## **Transmission**

Du fait de l'absence de kyste, le parasite est fragile dans le milieu extérieur et survit peu de temps, de l'ordre de deux à trois jours dans les selles.

La transmission se fait par contact direct entre un animal parasité et un animal sain par voie féco-orale pour les chats et par le coït chez les bovins, ou par ingestion de matières fécales fraîches contenant des trophozoïtes (de moins de 24h).

Les chats vivant en colonie sont donc particulièrement à risque, notamment lorsqu'ils utilisent la même litière. En effet, un chat parasité va excréter les parasites dans ses selles qui pourront ensuite être en contact avec un autre chat, après passage dans la litière et toilettage, et ainsi être ingérés accidentellement. La toilette entre individus contribue également largement à la transmission du parasite.

La transmission vénérienne ne semble pas se produire chez le Chat (Gray *et al.*, 2010).

## **Facteurs de virulence**

Il existe différents facteurs de virulence qui sont communs entre les différentes espèces au sein du genre *Trichomonas*.

L'étude de ces facteurs chez deux espèces vénériennes chez l'Homme, *T. vaginalis*, et chez le bovin, *T. foetus* a montré l'implication de glycoprotéines et de lipo-phosphoglycane qui ont un rôle important dans l'adhésion à l'épithélium de l'hôte. Certaines enzymes, comme la cystéine protéase, jouent un rôle important dans l'adhésion aux cellules épithéliales et dans la cytotoxicité.

## **II. Epidémiologie de la Trichomonose féline**

### **A. Répartition géographique de *T. foetus* chez le Chat et sa prévalence**

La trichomonose féline causée par *T. foetus* a une distribution mondiale. En effet, elle a été diagnostiquée chez des chats domestiques de nombreux pays : en Europe, en Amérique du Nord, en Australie/Océanie, en Asie. Elle est d'autant plus fréquente que la densité animale est élevée, comme dans les chatteries, les refuges et les élevages. La plupart des données disponibles dans la littérature ont été collectées chez des chats d'expositions félines, vivant en chatteries, ou chez des chats présentés chez des vétérinaires.

Selon les études, la prévalence de *T. foetus* peut varier de 0 à 81 %. Celle-ci dépend à la fois du pays concerné, de la méthode utilisée pour trouver le parasite mais également de

l'échantillonnage des chats. La prévalence de *T. foetus* chez des chats ayant la diarrhée au Royaume-Uni, en Allemagne et en Autriche est d'environ 14 à 20% (déterminée par biologie moléculaire), et de 5% au Chili (déterminée par observation au microscope optique). La plus haute prévalence de *T. foetus* féline reportée est de 31% et a été enregistrée chez des chats de race participants à un concours international aux USA (Gookin *et al.*, 2004).

Les enquêtes basées sur des tests utilisant la biologie moléculaire (Polymerase Chain Reaction ou PCR) donne la plus grande prévalence, parfois plus de 70%. Ce test mettant en évidence l'ADN du parasite, permet parfois de détecter des infections asymptomatiques, en dehors de tout épisode diarrhéique.

## **B. Source et mode de transmission**

*Tritrichomonas foetus* est présent chez les chats ayant la trichomonose féline et présentant ou non des symptômes de diarrhée. Le parasite est ensuite excrété dans les fèces dans lesquels il ne survit pas longtemps (deux à trois jours dans les selles) car comme vu précédemment, il ne possède pas de forme kystique. Néanmoins, la découverte d'une forme pseudo-kystique nous oblige à modérer nos conclusions.

Comme le suggèrent de nombreuses études, la voie de transmission principale de *Tritrichomonas foetus* est la voie féco-orale entre un chat contaminé et un second non contaminé. Pour que cela soit possible, les trophozoïtes doivent survivre à différentes conditions : à l'environnement extérieur après avoir été excrété et en attendant d'être ingéré par le prochain hôte ainsi qu'à la niche gastrique du nouvel hôte, avant de migrer dans l'intestin. Comme vu précédemment, la transmission a surtout lieu lorsque des chats partagent une même litière.

Il est également possible que le parasite contamine l'environnement direct de l'hôte (eau, nourriture), mais ces modalités de transmission semblent plus rares.

## **C. Facteurs de risque**

Différents facteurs de risque ont pu être mis en évidence.

Tout d'abord l'âge : les jeunes chats sont plus sensibles au parasitisme gastro-intestinal que les chats adultes. En effet, les chats d'un an ou moins sont plus susceptibles d'être touchés par *T. foetus* et d'exprimer des symptômes (Gookin, 1999 ; Burgener *et al.*, 2009 ; Frey *et al.*, 2009). Néanmoins, certaines études ont montré que les chats adultes de plus de trois ans pouvaient être

des porteurs asymptomatiques de l'infection et de ce fait, pouvaient être une source importante de *T. foetus* (Xenoulis *et al.*, 2010).

La densité de population est également un important facteur de risque. Plus un logement contient de chats plus le risque d'infection est élevé. C'est notamment le cas pour les refuges, les élevages, les associations ou encore dans les expositions félines. Néanmoins, cela n'empêche pas l'infection dans des foyers ne comprenant que très peu d'individus. Bien que Gookin *et al.* (2004) n'aient pas trouvé de lien significatif entre l'infection à *T. foetus* et le contact avec les bacs à litières, l'importance de la densité de population féline est associée avec la facilité de transmission via les bacs (Gookin *et al.*, 2007). Le stress peut également être un facteur favorisant (Gookin, 1999 ; Gookin *et al.*, 2004).

La race ne semble pas faire partie des facteurs de risque pour cette parasitose (Gookin *et al.*, 2004 ; Gunn-Moore, Tennant, 2007 ; Burgener *et al.*, 2009 ; Stockdale *et al.*, 2009). Deux études rapportent une prévalence équivalente de la trichomonose chez des chats croisés et chez des chats de race (Gookin, 1999 ; Holliday *et al.*, 2009). D'une manière générale, il semble cependant que les chats de race soient plus sensibles mais il est difficile de savoir si cette prédisposition est due strictement à la race ou au mode de vie en collectivité qui concernent majoritairement ces derniers (Holliday *et al.*, 2009).

Enfin, l'historique de diarrhées dans les élevages et les co-infections avec d'autres espèces de parasites sont des facteurs à prendre en compte. Les protozoaires digestifs chez les chats domestiques incluent *T. foetus*, *Giardia duodenalis*, *Cryptosporidium* spp., *Toxoplasma gondii*, *Isospora* spp. et *Sarcocystis* spp. La co-infection avec ces parasites n'est pas inhabituelle. Les données collectives montrent que ces protozoaires entériques augmentent le risque pour les chats d'être infectés par *T. foetus* même s'ils ne survivent pas dans la même niche écologique (Bissett *et al.*, 2008). Dans cette étude, Bissett et son équipe rapportaient qu'il y avait 66% des chats de l'étude qui présentaient une co-infection avec un autre parasite, en plus de l'infection à *T. foetus*.

### III. Expression clinique

#### A. Pathogénie

La pathogénie de la trichomonose est causée par plusieurs facteurs.

Tout d'abord, grâce à son hydrogénosome, le parasite a un métabolisme anaérobie et peut vivre dans des environnements muqueux pauvres en oxygène tels que les tractus uro-génitaux et intestinaux de son hôte.

Ensuite, suite à des infections oro-gastriques expérimentales chez des chatons, il a été montré que la souche *T. foetus* féline colonisait la lumière de l'iléon, du cæcum et du côlon. Le microenvironnement du lumen a une influence sur la sensibilité à l'infection mais également sur la réponse de l'hôte face à cette infection. Ce microenvironnement inclut les conditions de dynamisme dans le lumen mais aussi la présence de bactéries, et particulièrement dans le côlon, qui jouent un rôle dans la pathogénie de la diarrhée des chats infectés par *T. foetus*. A noter que les diarrhées des chats atteints de trichomonose sont souvent améliorées par l'administration d'antibiotiques.

La colonisation de l'épithélium intestinal commence par l'interaction directe et l'adhésion des trichomonas sur la muqueuse puis sur l'épithélium muqueux. C'est la première étape supposée critique dans la mise en place de la pathogénicité chez l'hôte. Les trichomonas possèdent des molécules de surfaces capables de créer une adhésion aux cellules épithéliales. Les effets cytotoxiques sur l'épithélium muqueux débutent par l'adhérence des parasites à l'épithélium.

L'activation du système immunitaire de l'hôte est histologiquement caractérisée par un afflux de lymphocytes, de cellules plasmiques et de neutrophiles dans la *lamina propria* sous épithéliale chez les chats infectés. L'inflammation de la muqueuse du côlon contribue probablement à la diarrhée chez les chats infectés par *T. foetus*; on observe une résolution totale de l'inflammation du côlon des chats lors de la période spontanée de rémission.

#### B. Symptômes

En conditions expérimentales, les signes apparaissent dans les deux à sept jours après l'ingestion des trophozoïtes (Gookin *et al.*, 2001). Un chat infecté peut présenter des symptômes (dont la diarrhée) mais peut également être cliniquement asymptomatique et constituer un réservoir pour ses congénères. Les infections asymptomatiques ne semblent toutefois pas être courantes (Kuehner *et al.*, 2011).

Lorsque l'animal est parasité il peut présenter une diarrhée chronique ou intermittente dans les six mois précédants le diagnostic. On observe ces symptômes souvent chez les chatons vers neuf mois. Les matières fécales sont alors émises de façon plus fréquentes mais en petites quantités, sont généralement d'une couleur jaune-verdâtre (Figure 6), malodorantes, associées à des signes de colites incluant du sang frais, du mucus, une incontinence fécale, du ténesme ou encore des flatulences (Gookin, 1999). La consistance est généralement décrite comme semi-moulées ou très liquides. Il peut également y avoir un prolapsus fécal associé aux diarrhées.

Chez certains chats, la diarrhée peut persister des mois voire des années.



Figure 6 : Diarrhée issue d'un chat infecté par *Tritrichomonas foetus* (Tolbert et Gookin, 2009)

Plus de la moitié des chats qui ont une rémission clinique ont généralement une PCR positive pour la présence d'ADN de trichomonas, et présenteront une rechute au bout d'une semaine à un mois, pour une durée de quelques jours avec une diarrhée encore plus intense (Foster *et al.*, 2004). Chez certains chats infectés, des signes cliniques généraux tels qu'anorexie, vomissements et perte de poids ont été décrits (Xenoulis *et al.*, 2013).

D'après le tableau ci-dessous (Tableau 2), une infestation par *T. foetus* s'accompagne majoritairement d'une diarrhée du côlon.

**Tableau 2 : Comparaison Diarrhée de l'intestin grêle et du côlon  
(Washabau et Day, 2012)**

	<b>Diarrhée de l'Intestin grêle</b>	<b>Diarrhée du côlon</b>
<b>Aspect des selles</b>	Non moulées : liquide ou molles	Molles
<b>Volume</b>	Augmenté	Souvent normal voire diminué
<b>Fréquence des selles</b>	Normale ou légèrement augmentée	Très augmentée
<b>Hématochézie</b>	Absente	Souvent présente
<b>Méléna</b>	Parfois présent	Absent
<b>Mucus</b>	Normalement absent	Souvent présent
<b>Aliments non digérés</b>	Parfois présent	Absent
<b>Répercussions sur l'état général</b>	Très importantes	Rare
<b>Signes associés</b>	Distension abdominale Anorexie, vomissement, Polydipsie Hyperthermie, Borborygme	Ténesme Prurit anal

### **C. Lésions**

Histologiquement, les lésions de la muqueuse du côlon chez les chats atteints sont caractérisées par l'atténuation des cellules épithéliales de surface et par l'augmentation de l'activité mitotique des cellules épithéliales des cryptes. Ces lésions indiquent la perte continue des cellules épithéliales du côlon. Dans les cas sévères, le détachement de l'épithélium et l'apoptose résultent de la perte de continuité de l'épithélium et de l'invasion des trichomonas dans le sous épithélium. Cela est intéressant de préciser que des invasions similaires du sous épithélium par trichomonas ont été décrites dans le tractus intestinal de fœtus avortons de vaches infectées par la souche bovine de *T. foetus*.

## **IV. Diagnostic**

### **A. Diagnostic différentiel**

*Trichomonas foetus* provoque principalement, comme vu précédemment, une diarrhée du gros intestin. Le diagnostic différentiel doit donc se faire avec toutes les pathologies induisant une diarrhée du gros intestin chez le Chat, ou de la diarrhée en général (voir Tableau 3). Il est important d'écartier les autres causes parasitaires, la coccidiose, la cryptosporidiose ou la

giardiose ; certaines de ces infections pouvant être concomitantes et aggraver les symptômes de la trichomonose.

*Tritrichomonas foetus* est encore actuellement sous diagnostiqué puisque très souvent confondu avec *Giardia* spp. Bien qu'ils aient une taille et des flagelles similaires, une observation attentive d'échantillons frais au microscope permet de voir que la motilité de *Giardia* ressemble à la chute d'une feuille, tandis que celle des trichomonas est plus erratique, avec une ondulation distincte de leur membrane qui s'étend sur toute la longueur de l'organisme.

*Tritrichomonas foetus* doit également être différencié de *Pentatrichomonas hominis* qui peut être trouvé dans le tractus intestinal de beaucoup d'espèces animales et est considéré à la fois comme commensal et opportuniste, et très sensible aux traitements antimicrobiens (Bastos *et al.*, 2018). La distinction entre les deux ne peut se faire sur leur morphologie très proche, mais doit se faire par analyses en biologie moléculaire.

**Tableau 3 : Causes inflammatoires de diarrhée féline**  
(Stockdale *et al.* 2006 ; Cook, 2008)

Maladie ou Agent infectieux	Symptômes	Diagnostic
<b>Maladie inflammatoire intestinale</b>	Léthargie Vomissements Diarrhée	Endoscopie Biopsie muqueuse Exclusion des agents infectieux
<b>Virus de l'Immunodéficience Féline</b>	Anorexie Amaigrissement Diarrhée	ELISA PCR
<b>Péritonite Infectieuse Féline</b>	Diarrhée Vomissements Dépression	Sérologie PCR Biopsie
<b>Virus de la Leucose Féline</b>	Hyperthermie Faiblesse Diarrhée	ELISA Immunofluorescence
<b>Cryptosporidiose (<i>Cryptosporidium</i> spp)</b>	Diarrhée	ELISA sur fèces Flottaison Anticorps immunofluorescents
<b>Parvovirus félin</b>	Diarrhée Hyperthermie Faiblesse	ELISA
<b>Giardiose (<i>Giardia duodenalis</i>)</b>	Diarrhée	Examen direct fécal Flottaison sulfate de zinc ELISA sur fèces
<b>Trichomonose (<i>Tritrichomonas foetus</i>)</b>	Diarrhée	Examen direct PCR Culture
<b>Salmonellose (<i>Salmonella</i> sp.)</b>	Diarrhée Hyperthermie Faiblesse	Culture fécale
<b>Clostridiose (<i>Clostridium perfringens</i>)</b>	Diarrhée Hyperthermie	Cytologie fécale ELISA PCR
<b><i>Toxocara cati</i> <i>Toxascaris leonine</i> <i>Trichuris culpis</i> <i>Ancylostoma tubaeforme</i></b>	Diarrhée	Coproscopie

## **B. Diagnostic de laboratoire**

*Tritrichomonas foetus* n'est pas détectable par les méthodes de coprologie classiques. Différentes techniques de laboratoire plus ou moins chères et sensibles existent et sont décrites dans les paragraphes ci-dessous. La première étape est le prélèvement de selles, qui doit respecter quelques mesures et être le plus frais possible.

### **1. Prélèvements**

Des échantillons fécaux peuvent être obtenus de trois manières différentes :

- En récupérant directement les selles dans la litière
- En insérant un écouvillon rectal au niveau du colon proximal
- En passant un cathéter dans le colon proximal pour envoyer puis récolter plusieurs millilitres de solution saline stérile (technique de « flush »).

Dans tous les cas, il faut s'assurer que le chat n'ait pas eu de traitements antibiotiques depuis au moins sept jours avant de prélever les fèces.

#### **Selles fraîches collectées dans la litière**

Dans la plupart des études, les selles sont collectées directement dans la litière. Cette méthode qui a l'avantage d'être simple et non invasive est cependant la moins appropriée à une analyse par mise en culture ultérieure, car elle s'accompagne de risques de contamination importants. Si seule cette méthode est envisageable, il faut alors s'assurer de l'absence de litière dans le prélèvement. Le second inconvénient est le prélèvement individuel de selle, souvent difficile pour les animaux vivant en groupe et partageant la même litière.

Le point important à respecter est la fraîcheur de l'échantillon : en effet, *T. foetus* ne survit pas longtemps en dehors de son hôte environ 24 heures dans les selles à température ambiante si leur concentration est suffisante. Cependant, il est conseillé de collecter des selles fraîches de moins de six heures (Hale *et al.*, 2009).

Après collecte, les conditions de conservations sont importantes en attendant la mise en culture au laboratoire. Il est important de garder l'échantillon à la chaleur et à l'humidité. Les trophozoïtes de *T. foetus* meurent rapidement à une température inférieure à 15,6°C ou de plus de 40,6°C. Il ne faut surtout pas réfrigérer les prélèvements avant une mise en culture ou une observation au microscope (Tolbert et Gookin, 2009). Une fois au laboratoire, il est préférable de prélever l'intérieur de la selle si l'extérieur est sec ou contaminé par exemple.

### **Écouvillon rectal**

On peut réaliser un écouvillon rectal. Comme le parasite se loge principalement dans la muqueuse du côlon et du rectum, cette méthode est très intéressante, notamment à réaliser en clinique si les propriétaires n'ont pas pu récupérer des selles fraîches. Dans l'étude de Gookin *et al.* (2001), l'écouvillon rectal donne plus souvent des résultats positifs à l'examen direct au microscope que le prélèvement sur selles fraîches.

### **Flush par cathétérisme**

On peut enfin obtenir le prélèvement grâce à une technique de « flush » (Figure 7). Pour se faire, on insère un cathéter en caoutchouc (par exemple, les cathéters urétéraux) dans l'anus et on envoie l'équivalent de dix millilitre de solution saline dans le colon proximal. On aspire ensuite le liquide à l'aide d'une seringue. On centrifuge ou on laisse sédimenter la solution récoltée puis on retire le surnageant pour ne garder que le culot (Hedgspeth *et al.*, 2020).



**Figure 7** : Récolte du contenu du côlon chez un chat par « flush » à l'aide d'un cathéter en caoutchouc (Tolbert et Gookin, 2009)

## 2. Observation directe au microscope

L'observation directe de trophozoïtes au microscope est possible après avoir mis en suspension quelques grammes de matière fécale (Gookin, 1999). La recherche des parasites se fait à un grossissement x100 ou 200. On peut alors observer des organismes ayant un mouvement spiralé relativement lent. On peut observer les trois flagelles antérieurs, le flagelle postérieur, et la membrane ondulante (Rae et Crews, 2006).

Cette technique est néanmoins peu spécifique car il est facile de confondre les trophozoïtes de *T. foetus* avec ceux de *Giardia* même si ces derniers ont plutôt un mouvement ondulatoire (Hale *et al.*, 2009). On peut également confondre *T. foetus* avec *P. hominis*.

L'observation directe est également peu sensible, de l'ordre de 14% seulement (Gookin *et al.*, 2004). Dans une étude portant sur des chats infectés expérimentalement, les trichomonas étaient observés chez seulement deux pour cent (4/192) des échantillons fécaux au microscope. Cette sensibilité dépend du délai entre l'émission des selles et leur observation. En effet, comme les parasites se trouvent principalement dans le mucus du côlon et que c'est la partie qui se dessèche le plus vite, quelques heures suffisent à faire diminuer très fortement la concentration en trophozoïtes (à partir de six heures).

## 3. Mise en culture

*Trichomonas foetus* peut aussi être mis en culture à partir de fèces via une incubation dans un milieu particulier. Nous détaillerons les deux milieux les plus utilisés : le milieu de culture InPouch™ TF – Feline' (Biomed Diagnostics, White City, Oregon, USA) et le milieu modifié Diamond (Hale *et al.*, 2009 ; Bryan *et al.*, 1999). Gookin *et al.* (2004) n'ont pas trouvé de différences significatives de sensibilité entre ces deux milieux de culture alors que Hale et ses collègues ont déterminé une sensibilité de respectivement 83% et 100 % pour le test commercial InPouch™ et le milieu modifié Diamond (Hale *et al.*, 2009).

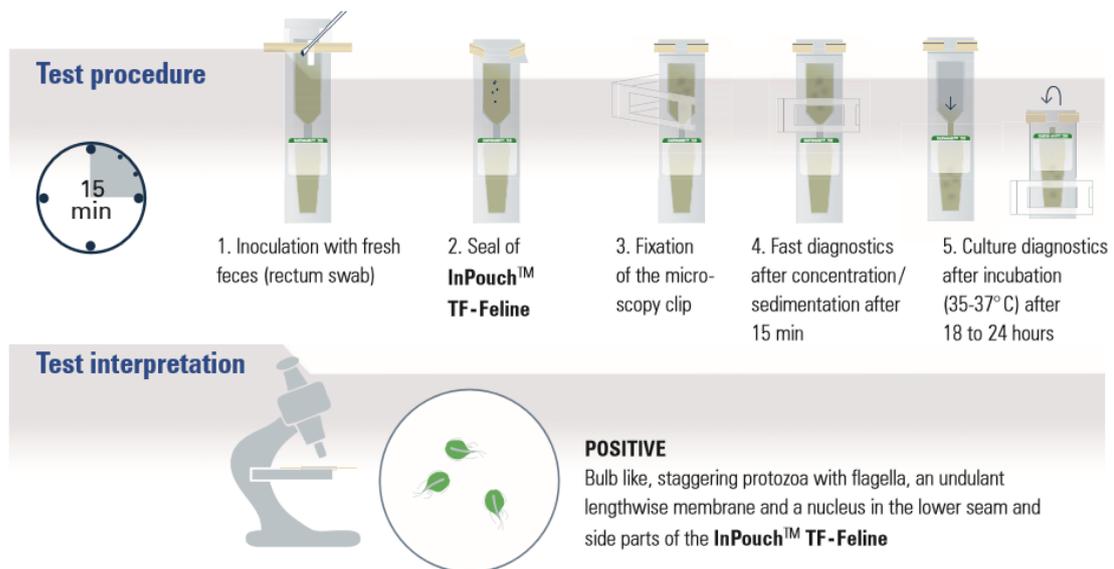
### **TYM Diamond Medium**

Le milieu modifié Diamond est un milieu enrichi et sélectif recommandé pour l'isolation et la culture des espèces de *Trichomonas* et particulièrement pour *T. vaginalis*. Il est enrichi avec des extraits de levures et supplémenté avec du sérum de cheval inactivé, de l'amphotéricine B, de la pénicilline et de la gentamycine. Il permet la croissance des trichomonas et l'inhibition de la croissance bactérienne.

Ce milieu a été utilisé de 1940 à 1980 pour les échantillons de bovins à la recherche de trichomonose. Actuellement, il est réservé au milieu hospitalier pour la recherche de *Tritrichomonas vaginalis*, retrouvé dans la région urogénital de l'Homme.

### **InPouch™ TF Feline**

Ce nouveau milieu de culture contenu dans un sachet en plastique (Figure 8) a été commercialisé au début des années 1990 par BioMed (BioMed Diagnostics, Inc. San Jose, CA). L'avantage de ce milieu est qu'il contient un support nutritif pour la croissance de *T. foetus*, mais également des antibiotiques, et des antifongiques. Néanmoins, le milieu InPouch™ inhibe mais ne supprime pas la croissance de bactéries et de levures. De plus, bien que rare, la culture via InPouch™ TF a également permis la croissance d'autres espèces de *Trichomonas* (Ceplecha *et al.*, 2013). Enfin, *P. hominis* et *Giardia* sont des contaminants communs dans les échantillons félins, mais ils ne survivent pas plus de 24 heures dans cette poche et ne modifient pas la performance du produit. Le mode d'emploi est précisé en Annexe 1. Le test PCR est le seul permettant de distinguer les espèces *Trichomonas*.



Co-infection with *Cryptosporidium parvum* and/or *Giardia duodenalis* is common. For aetiological confirmation of parasites, the following tests are recommended: **FASTest® CRYPTO** Strip, **FASTest® GIARDIA** Strip or the combination test **FASTest® CRYPTO-GIARDIA** Strip.

**Figure 8 :** Flyer mise en culture poche InPouch™ TF-Feline (DIAGNOSTIK MEGACOR)

L'utilisation de InPouch™ TF-Feline permet aux vétérinaires de détecter rapidement, simplement et de manière fiable *T. foetus*. Néanmoins, il est facile de passer à côté du protozoaire ou bien au contraire confondre des particules en suspension avec *Tritrichomonas foetus*, c'est pourquoi il peut être intéressant de faire confirmer le diagnostic au près d'un laboratoire vétérinaire.

Pour les deux méthodes de mise en culture, il est primordial d'avoir des selles bien conservées afin d'avoir des trophozoïtes vivants (Tableau 4).

#### **4. Amplification en Chaîne par Polymérase (PCR)**

La PCR (pour polymerase chain reaction) est une méthode de biologie moléculaire mise au point en 1985 par Kary Mullis. Ce procédé permet, grâce à une ADN polymérase thermorésistante, d'obtenir *in vitro* une amplification d'un fragment 105 à 106 paires de bases à l'aide d'une faible quantité d'acides nucléiques et d'amorces spécifiques constituées d'oligonucléotides de synthèse de 20 à 25 nucléotides. . La réalisation de la PCR se fait sur matières fécales et permet la détection du matériel génétique des parasites vivants ou morts par isolation et amplification du gène ribosomal 5,8 S et des régions ITS1 et ITS2 (Gookin *et al.*, 2002).

C'est la méthode la plus sensible (environ 94%) (Gookin *et al.*, 2004) et la plus spécifique pour la recherche de *T. foetus*. La PCR est considérée comme la méthode *gold standard* pour le diagnostic de la trichomonose féline. Une étude a démontré que les tests PCR nécessitaient la présence de seulement 50-500 organismes de *T. foetus* par gramme de fèces pour avoir une sensibilité de 100% (Gookin *et al.*, 2002). Cette même étude montrait que la PCR réalisée après une culture *in vitro*, augmentait la sensibilité de la PCR réalisée directement sur fèces de 20%.

Avec cette technique on a la possibilité d'utiliser des matières fécales réfrigérées ou congelées contrairement aux deux autres techniques décrites plus haut (Tableau 4). Le seul inconvénient est le coût qui est relativement plus élevé que l'observation directe des selles ou la mise en culture (Gookin *et al.*, 2004).

## C. Conclusion des différentes méthodes diagnostiques.

Tableau 4 : Méthodes diagnostiques dans la recherche de *Tritrichomonas foetus*

Test	Principe	Intérêts et défauts	Echec de détection de <i>T. foetus</i>	Mauvais diagnostic
<b>Etallement fécal direct</b>	Examen fèces fraîches sous microscope	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Faible coût,</li> <li>- Sensibilité: 14%</li> <li>- <i>T. foetus</i> doit être vivant</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Fraicheur fèces</li> <li>- Réfrigération</li> <li>- Peu de <i>T. foetus</i></li> <li>- Mauvais diagnostic</li> <li>- Antibiotiques récents (&lt;14j)</li> </ul>	<i>Giardia</i> ou autres parasites motiles
<b>Mise en Culture</b>	Incubation dans milieu favorable à <i>T. foetus</i> puis microscope	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Faible coût</li> <li>- Sensibilité: 55%</li> <li>- <i>T. foetus</i> doit être vivant</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Idem</li> <li>- Trop de <i>T. foetus</i></li> <li>- Antibiotiques récents (&lt;7j)</li> </ul>	Débris ou bactéries diagnostiqués comme étant <i>T. foetus</i>
<b>PCR</b>	Identification traces d'ADN de <i>T. foetus</i> dans les fèces	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Coût</li> <li>- Sensibilité: 94%</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Fraicheur, contamination fèces</li> <li>- Absence diarrhée</li> <li>- Antibiotiques &lt; 7j</li> <li>- Quantité insuffisante</li> </ul>	Contamination échantillon au laboratoire

Aucun des tests disponibles actuellement n'est capable de détecter 100% des infections. Si le test est positif, le chat a une infection à *T. foetus* ; cependant, pour n'importe lequel de ces tests, s'il revient négatif, on ne peut pas écarter la trichomonose à 100 %. En effet, la sécrétion de *T. foetus* n'est pas constante et il faut souvent réaliser des prélèvements et des tests sur trois jours consécutifs pour augmenter la sensibilité.

## V. Traitement, prophylaxie et pronostic

### A. Traitements médicamenteux disponibles actuellement

Actuellement il n'existe aucun traitement ayant une autorisation de mise sur le marché (ou AMM) pour le traitement de *Tritrichomonas foetus* chez le Chat.

L'un des premiers médicaments utilisés dans le traitement contre la trichomonose féline fut la paromomycine, un amino-glycoside utilisé dans le traitement de la trichomonose humaine (*T. vaginalis*), mais connu pour avoir une faible absorption gastro-intestinale. La paromomycine serait efficace à la fois dans l'arrêt de la diarrhée mais aussi dans l'éradication de l'infection à *T. foetus* : ceci a été prouvé par les cultures négatives après traitement (Gookin, 1999).

Ce traitement permet une rémission clinique chez certains chats mais la disparition des signes cliniques, dont la diarrhée, est plus longue que chez un chat guérissant naturellement de l'infection (Foster *et al.*, 2004). De plus, ce médicament entraîne un risque d'insuffisance rénale aiguë et de surdité (Gookin, 1999). Ce traitement est donc peu intéressant.

Les médicaments de la classe 5-nitronidazole furent les suivants dans l'investigation d'un traitement potentiel, étant donné leur ancienne utilisation contre la trichomonose humaine et la réussite d'éradication d'autres protozoaires pathogènes de l'Homme. Le métronidazole (MDZ) fait partie de cette classe et est connu comme étant un agent thérapeutique de la giardiose chez les animaux de compagnie. Malheureusement, certains isolats de la souche féline de *T. foetus* ont montrés une résistance au MDZ *in vitro* (Gookin *et al.*, 2006) et de nombreux chats parasités ne présentent pas de résolution des signes cliniques après traitement au MDZ.

Le ronidazole, également de la classe des 5-nitroimidazole, est le seul agent thérapeutique actuellement utilisé dans le traitement de la trichomonose (Gookin *et al.*, 2006). L'utilisation de cette molécule s'est traduite dans certaines études par l'apparition d'effets secondaires indésirables. Des troubles neurologiques (nystagmus, ataxie et troubles du comportement) ont été rapportés suite à l'administration orale chez des chats infectés (Rosado *et al.*, 2007). Dans cette étude, les chats traités ont développé divers signes neurologiques du troisième au sixième jour de traitement. Ces animaux recevaient du ronidazole à 40 à 54 mg/kg BID pendant dix jours. Le risque neurotoxique a donc tendance à augmenter avec la prise biquotidienne de plus de 30 mg/kg. Par ailleurs, des souches de *T. foetus* résistantes au ronidazole ont été identifiées dans différentes populations de chats (Gray *et al.*, 2010). Cette molécule ne doit par ailleurs pas être administrée aux chatons de moins de trois mois, ni aux femelles gestantes ou allaitantes.

D'après les connaissances actuelles, le traitement de choix reste actuellement l'administration hors AMM de ronidazole à 30 mg/kg SID pendant 14 jours ; ou l'administration de Trichorex<sup>®</sup>, disposant d'une AMM pour la trichomonose chez le pigeon. Dans une collectivité de chats, il est conseillé de traiter seulement les individus présentant des signes cliniques et ayant un test positif (mise en culture ou PCR) réalisé sur matières fécales.

## **B. Traitement hygiénique**

La désinfection du milieu de vie des chats est essentielle pour limiter l'infection à *T. foetus*. Ce parasite est fragile et il ne peut survivre que quelques heures en dehors de son hôte. Il est sensible à la dessiccation et à la chaleur supérieure à 40°C. Ainsi, il est important de garder les surfaces sèches et propres. Durant le traitement, la litière doit être remplacée quotidiennement et les boxes désinfectés au minimum une fois par semaine pour prévenir la réinfection des chats. Les produits de désinfection doivent être utilisés après un bon nettoyage du bac à litière à l'aide d'un détergent. Comme la souche féline de *T. foetus* serait transmissible par voie féco-orale, l'identification et l'isolement des chats parasités sont recommandés.

La modification de l'alimentation ne semble pas avoir d'incidence sur les parasites, contrairement à ce que peuvent défendre certains éleveurs. Les changements d'alimentation ont au contraire parfois tendance à augmenter la diarrhée en perturbant la flore intestinale, plutôt que la diminuer. Gookin *et al.* (2004) précisent que les traitements ou les changements d'alimentation peuvent améliorer l'aspect des selles, mais peuvent allonger la durée de résolution complète de la diarrhée (Gookin *et al.*, 2004).

## **C. Prophylaxie**

Il n'existe pas actuellement de véritable protocole de prophylaxie. Les principaux conseils à donner sont d'ordre hygiénique, avec notamment, comme pour toute maladie contagieuse, la mise en place d'une quarantaine lors de l'introduction d'un nouvel individu. D'après la législation encadrant les élevages félines, chaque élevage devrait posséder une infirmerie (espace consacré aux animaux malades) et une quarantaine permettant d'isoler les nouveaux arrivants.

Si l'animal montre des signes cliniques de diarrhée, alors on peut réaliser les méthodes diagnostiques vues plus haut : une culture, et/ou une PCR sur écouvillon rectal.

Il faut également penser à la désinfection du milieu. En effet, *T. foetus* n'est pas résistant à l'air libre mais peut tout de même vivre quelque temps dans les selles des individus malades. Il faut donc s'assurer du nettoyage et de la désinfection en particulier des litières. D'après l'arrêté

du 3 avril 2014 concernant le règlement sanitaire, un plan de nettoyage doit être suivi au sein de l'élevage (Légifrance, 2014). Dans ce plan on trouve une phase de nettoyage et une phase de désinfection. Les deux séparées par du rinçage. Le temps d'application, les produits utilisés ainsi que la fréquence de nettoyage sont des éléments très importants et sont décrits plus bas.

#### **D. Pronostic**

La trichomonose ne met pas en cause le pronostic vital de l'animal parasité. Cependant l'élimination de ce parasite en élevage peut être complexe. Il semblerait qu'une résolution spontanée de la diarrhée soit possible dans les deux ans suivant l'infection (Foster *et al.*, 2004). Le temps de résolution de la diarrhée est corrélé au nombre de chats : plus il y a de chats plus le risque de ré infestation est important et donc le temps de résolution de la diarrhée long.

La mortalité est très rare et seulement rapportée chez des chatons infestés expérimentalement (Kessel, 1928).

## **Chapitre 2 : Les autres protozoaires digestifs communs du chat en élevage**

### **I. Les coccidies**

#### **A. Présentation des principales espèces de coccidies parasitant le Chat**

##### **Biologie du parasite**

Le groupe des coccidies inclus *Isospora* spp., *Hammondia hammondi*, *Toxoplasma gondii* et d'autres membres du sous ordre Eimeriorina (Lindsay *et al.*, 1997). Au sein des coccidies, l'infection à *Isospora felis* est la plus commune.

Les coccidies sont différenciées selon la structure de l'oocyste sporulé. La taille, la forme, la couleur, la texture et le type du contenu de l'oocyste sont des caractéristiques importantes utilisées dans l'identification des oocystes de coccidies (Figure 9).

Les oocystes sont sub-sphériques et sont émis non sporulés. Leur paroi est fine et le contenu est clair. Après sporulation, l'oocyste contiendra deux sporocystes contenant chacun quatre sporozoïtes. Les oocystes sporulés des *Isospora* ressemblent beaucoup aux oocystes sporulés de *Toxoplasma* et d'*Hammondia* pourtant plus petits. Cela rend compliqué l'identification des oocystes (Lindsay *et al.*, 1997).



**Figure 9** : Oocyste de coccidie retrouvé dans des fèces de chat (Dubey *et al.*, 2009)

Le cycle est monoxène mais diphasique. Les parasites se trouvent dans l'intestin grêle distal en position intracellulaire. Les protozoaires ont à la fois une reproduction asexuée et sexuée (Figure 10). La reproduction asexuée, aussi appelée schizogonie, conduit à une destruction de la muqueuse épithéliale. A lieu ensuite la reproduction sexuée, autrement appelée la gamétogonie. Après deux à quatre schizogonies (selon les espèces) et gamétogonie, il y a émission d'oocystes non sporulés dans les fèces. La phase pathogène précède donc l'émission des oocystes. La coproscopie n'est donc pas forcément positive lors de l'expression clinique de la maladie (diarrhée...).

La sporulation a lieu dans le milieu extérieur et met 24 à 48 heures dans les conditions optimales, une température de 20°C et une humidité suffisante. Les oocystes émis ne sont donc pas directement infectants. Ils sont très résistants dans le milieu extérieur et peuvent persister, une fois sporulés, de plusieurs mois à plusieurs années.

La contamination de l'hôte définitif, chien ou chat, se fait par ingestion de ces oocystes sporulés : par léchage du sol, de gamelles souillées ou de tout élément susceptible d'être souillé par des matières fécales d'animaux excréteurs. La contamination pourrait également avoir lieu par ingestion d'un hôte paratélique comme un rongeur par exemple.

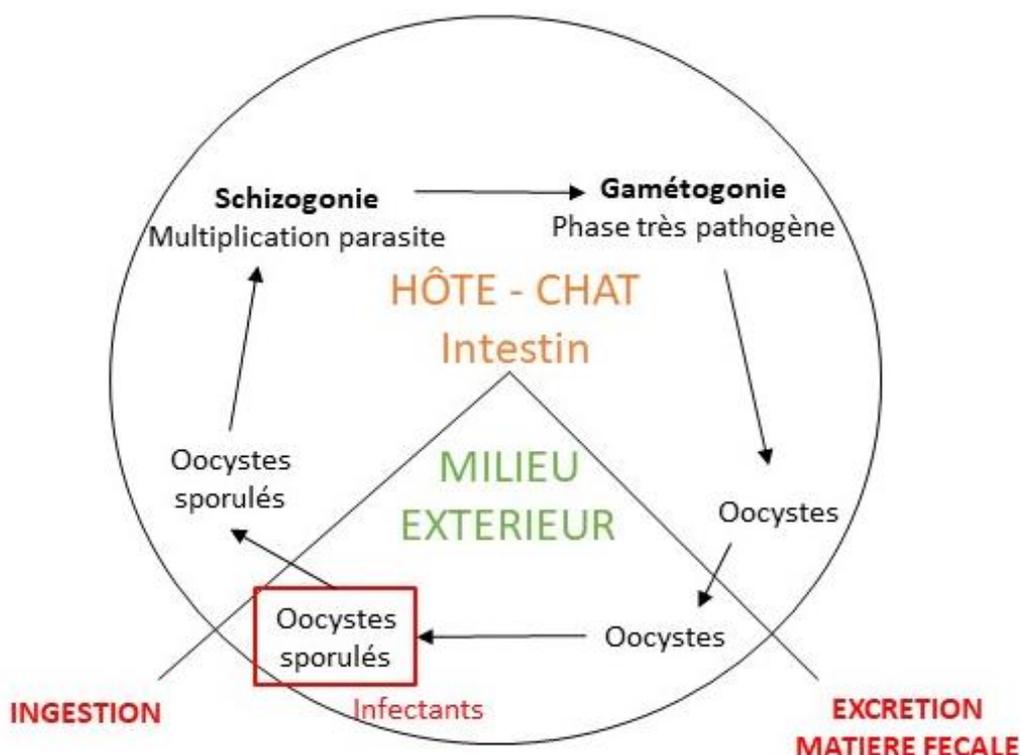


Figure 10 : Cycle de vie des coccidies (D'après Bussiéras et Chermette, 1992)

## **Prévalence et expression clinique**

Aux Etats unis, de nombreuses études ont mis en évidence une prévalence des coccidies chez le Chat variant de 2,9 à 6,7% (Kirkpatrick, 1988 ; Nolan et Smith, 1995). La prévalence semble plus élevée si le chat vit en collectivité. Il ne semble pas y avoir de prédisposition de sexe mais la race pourrait avoir une incidence. En effet, le risque d'infestation par des coccidies est moins important chez les chats croisés que chez les chats de pure race (Pedersen, Pratt, 1991 ; De Santis-Kerr *et al.*, 2006).

Généralement, la coccidiose est asymptomatique chez le Chat. On peut observer chez le jeune animal des vomissements, une dysorexie ou de la diarrhée profuse. Une infection par *T. gondii* peut se traduire par une faible diarrhée ; une infection par *Isospora* sp. s'accompagne de diarrhée plus importante et donc plus notable.

## **Diagnostic**

Le diagnostic différentiel se fait avec les diarrhées d'origine alimentaire et d'origine virale telle que la parvovirose, ou d'origine parasitaire autre, telles que les diarrhées dues à *Tritrichomonas foetus* vues précédemment.

On soupçonne une infection coccidienne chez un animal jeune, vivant généralement en collectivité, et présentant une diarrhée sans atteinte de l'état général. La méthode de diagnostic de choix est la coproscopie par flottation permettant de mettre en évidence des oocystes.

## **Prophylaxie**

Dans les élevages, il n'y a pas de prophylaxie spécifique mise en place afin de prévenir les infections coccidiennes. Les mesures d'hygiène de l'élevage, telles que la marche en avant, le respect des règles de biosécurité ou encore celles des bonnes pratiques de désinfection des infrastructures et du mobilier sont primordiales afin de prévenir ce type d'infection (Beugnet et Guillot, 2000).

### **B. Particularités d'*Isospora* sp.**

En 1986, plus de 248 espèces d'*Isospora* ont été recensées. Chez les chats, on retrouve les espèces *Isospora felis* et *Isospora rivolta* ; l'infection à *I. felis* étant la plus commune.

*Isospora* sp. peut avoir des hôtes intermédiaires tels que les rongeurs, les ruminants ou encore les porcs (Dubey, Frenkel, 1972 ; Frenkel, 1978). *Isospora rivolta* se reproduit dans les

entérocytes de l'intestin grêle tandis qu'*I. felis* peut également se multiplier dans le cæcum (Shah, 1971 ; Dubey, 1979).

Les oocystes d'*Isospora* mesurent en moyenne 20- 40  $\mu\text{m}$  de longueur et 15 à 30  $\mu\text{m}$  de largeur, (Moheballi *et al.*, 2019) ; les oocystes d'*I. felis* étant plus grands que ceux d'*I. rivolta*. Ils ont une forme sphérique à ovalaire (Figure 11). Leur coque est fine et lisse et ils ont une couleur assez claire. Les oocystes contiennent une cellule ronde de contenu granuleux. On peut parfois observer une cellule en cours de division.



Figure 11 : Oocyste sporulé d'*Isospora felis* chez un chat (Skirnisson *et al.*, 2018)

Les oocystes sporulés d'*Isospora* possèdent, comme toutes les coccidies deux sporocystes. Le sporocyste peut avoir un corps de Stieda, une protéine retrouvée à une des extrémités du sporocyste. Des études ont montré que les espèces d'*Isospora* possédant un corps de Stieda sont généralement monoxènes (comme par exemple *Isospora belli*) et sont confinés dans l'intestin. Les espèces ne possédant pas de corps de Stieda ont quant à elles souvent un ou plusieurs hôtes intermédiaires (Long, 2019).

A l'étape du sporozoïtes, le genre *Isospora* contient une (ou deux) inclusion(s) appelée(s) corps cristalloïde(s), composé(s) de particules similaires en apparence aux particules de bêta-glycogènes (Lindsay *et al.*, 1997).

## **Tableau clinique**

L'infection à *I. felis* est la plupart du temps asymptomatique chez le Chat (Lindsay *et al.*, 1997). On peut cependant observer de la diarrhée, contenant parfois du sang, notamment chez le jeune animal, qui peut dans de rares cas évoluer vers la déshydratation et la mort.

Après la primo infection, une immunité spécifique à l'espèce *d'Isospora* rencontrée s'installe.

## **Prévalence et pathogénicité**

Les chats de tout âge peuvent être infectés par *I. felis* mais les jeunes de moins d'un an sont les plus sensibles et les chatons de moins de quatre semaines peuvent en mourir (Bowman *et al.*, 2002). Lorsque les animaux ont entre cinq et neuf ans, la prévalence du parasite est proche de zéro. Néanmoins, l'étude de Gates et Nolan (2009) menée aux Etats-Unis a montré qu'au-delà d'un certain âge (17 ans), la prévalence d'*Isospora* peut augmenter. Il semblerait cependant que les chats infectés soient uniquement ceux n'ayant pas rencontré le parasite plus jeune (Gates et Nolan, 2009). La pathogénicité d'*I. felis* est cependant controversée.

## **Traitement**

Généralement, la coccidiose à *Isospora* sp. se résout spontanément sans traitement. Si l'infection est trop importante on peut alors utiliser du sulfadiméthoxine à 50mg/kg par voie orale une fois par jour pendant 10 à 14 jours. On peut également utiliser du triméthoprim-sulfonamide ou encore du furazolidone. Il s'agit cependant de traitements hors AMM.

Dans les élevages, on peut décider de traiter l'ensemble des animaux en contact avec l'animal malade afin d'éviter la propagation de la coccidiose. Etant donné la résistance des oocystes d'*Isospora* dans le milieu, il est important de mettre en place un traitement hygiénique. Il faut notamment nettoyer la litière tous les jours avant qu'ait lieu la sporulation des œufs. Un nettoyage à la vapeur peut être utilisé pour détruire les oocystes.

## C. Particularités de *Neospora caninum*, *Hammondia* sp., *Toxoplasma gondii*

### Taxonomie et présentation

*Neospora caninum*, *Hammondia* sp et *Toxoplasma gondii* (Figure 12) sont des protozoaires qui se ressemblent beaucoup. Leurs oocystes sont indiscernables et peuvent facilement être confondus avec ceux d'*Isospora*. Les deux derniers ont pour hôte définitif le Chat et comme hôte intermédiaire de nombreux vertébrés, tels que les oiseaux, les rongeurs ou encore les ruminants, tandis que *N. caninum* a pour hôte définitif les canidés. De très rares cas d'infection du chat par *N. caninum* ont été rapportés, pouvant conduire à de la mortalité chez le Chat. Ce parasite ne sera pas développé par la suite.

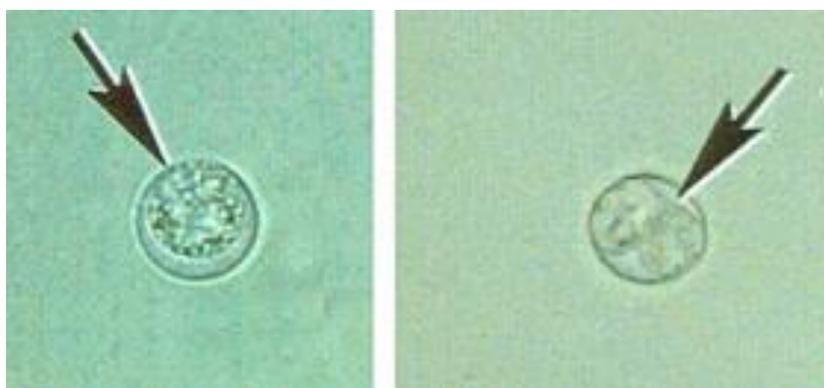


Figure 12 : Oocystes de *Neospora caninum* non sporulé à gauche et sporulé à droite avec présence de deux sporozoïtes (Dubey *et al.*, 2009)

*Toxoplasma gondii*, agent responsable de la toxoplasmose, est une zoonose majeure dans le monde (Figure 13). Il infecte les mammifères et les Hommes suite à la consommation de viande contaminée mal cuite, de nourriture ou d'eau contenant des oocystes (Dubey *et al.*, 2009).

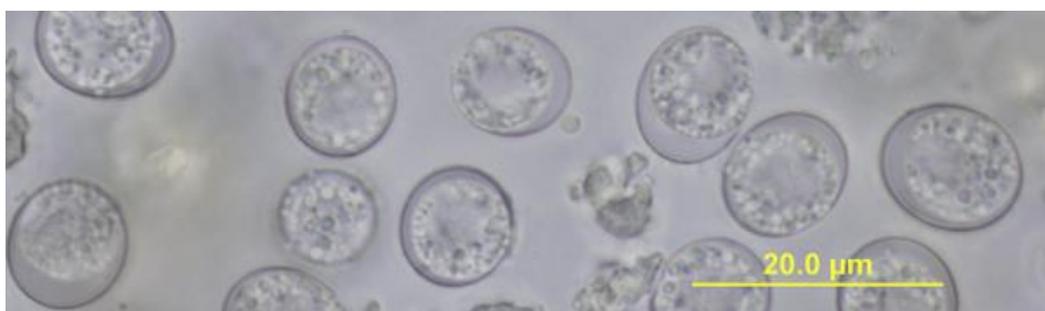


Figure 13 : Multiples oocystes de *Toxoplasma gondii* (Dubey *et al.*, 2009)

*Hammondia hammondi* est un parasite spécifique au Chat qui est rare en France et qui concerne plutôt les animaux à l'extérieur. Aucune maladie touchant l'Homme n'a été associée à l'infection par *Hammondia* spp.

### **Cycle de vie**

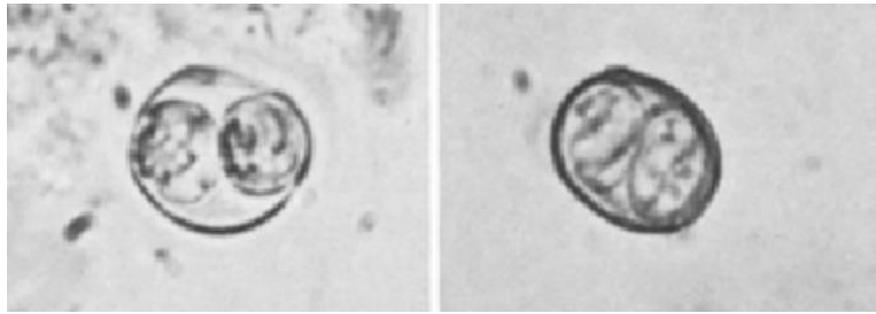
*Toxoplasma gondii* est un parasite dixène facultatif, c'est-à-dire qu'il peut entrer dans deux cycles : un cycle monoxène se déroulant uniquement chez le Chat ou un cycle dixène avec le chat comme hôte définitif et un hôte intermédiaire qui peut être un ovin, un rongeur, un chien, un Homme ou un autre chat .

Après ingestion des oocystes d'*Hammondia* spp. ou de *T. gondii* (lorsqu'il a un cycle dixène) par l'hôte intermédiaire, les tachyzoïtes se multiplient activement dans les tissus et vont rapidement se disséminer à tous les organes. Après avoir atteint les organes spécifiques (système nerveux central, muscles et viscères), ils vont évoluer en bradyzoïtes qui vont rester sous une forme latente au sein d'un kyste. L'hôte intermédiaire se retrouve donc avec une infection chronique présente à vie et ce jusqu'à ce que l'hôte définitif qu'est le chat ingère ces tissus. Une fois chez le chat, les bradyzoïtes sont libérés des kystes et vont pénétrer dans les cellules épithéliales de l'intestin grêle et après différents stades vont donner les oocystes. C'est sous cette forme que le parasite va ensuite être excrété dans les fèces du chat. Les oocystes sont particulièrement résistants dans l'environnement (Schaes *et al.*, 2008 ; Calero-Bernal et Gennari, 2019).

Les chats excrètent des oocystes de *T. gondii* durant une courte période de deux à trois semaines, lors d'une primo-infection. Pendant cette période, des millions d'oocystes sont excrétés dans les selles chaque jour. Une fois dans le milieu extérieur, les oocystes sporulent en quelques jours (un à cinq jours), et deviennent alors infectants pour d'autres mammifères ou des oiseaux. Chez les chats réinfectés, l'excrétion d'oocystes est plus occasionnelle et moins importante, parfois inexistante (Dubey, 1976 ; Dubey et Prowell, 2013). En effet, le parasite est immunogène donc si le chat ingère de nouveau des oocystes, leur développement sera inhibé.

### **Structure et morphologie**

*Hammondia* spp. et *Toxoplasma gondii* ont une morphologie assez similaire (Figure 14). *Toxoplasma gondii* mesure 10 micromètres de diamètre contre 12 à 14 micromètres pour *H. hammondi* (Dubey *et al.*, 2009). Ils sont globalement plus petits que ceux d'*Isospora*. Ils sont sphériques à sub-sphériques.



**Figure 14** : Oocystes sporulés observés dans des échantillons de matières fécales de chat : *Hammondia* sp. à gauche et *Toxoplasma gondii* à droite (objectif x1000) (Frenkel et Dubey, 2004)

### **Prévalence et pathogénie**

La prévalence de *T. gondii* est très faible, de l'ordre de 0,11 % (Schaes *et al.*, 2008). Dans tous les cas, les chatons de moins d'un an, les chats immunodéprimés et les chats ayant une parasitose concomitante peuvent excréter des oocystes et être symptomatiques.

L'infection à *T. gondii* est généralement associée à un faible taux de morbidité et de mortalité chez les chats (Calero-Bernal et Gennari, 2019).

### **Tableau clinique**

La toxoplasmose est généralement asymptomatique chez le chat. On peut parfois observer une atteinte de l'état général avec notamment de la fièvre, de l'anorexie ou encore de la dyspnée. Il peut y avoir plus rarement de la diarrhée avec présence d'oocystes (Dubey et Prowell, 2013). Certains symptômes sont plus spécifiques et peuvent être nerveux, respiratoires, cutanés ou oculaires.

La toxoplasmose est plus grave lorsqu'elle a été transmise verticalement (transmission trans-placentaire) (Dubey, 1993). Dans ce cas, on peut voir l'apparition d'hépatite, cholangio-hépatite, pneumonie ou encore d'encéphalite mais également une mort fœtale, un avortement en début de gestation, des fœtus mal formés ou une mortinatalité.

### **Diagnostic**

Historiquement, les chats infectés étaient identifiés suite à la détection d'oocystes d'environ 10 à 13 µm de diamètre par observation microscope d'échantillons de selles après flottation. Cependant, cette méthode n'est pas très sensible et il est difficile de distinguer les oocystes de *T. gondii* de ceux d'autres coccidies telle qu'*Hammondia hammondi*. L'identification du genre

entre les oocystes de coccidies dans les matières fécales étant difficile et essentiellement basée sur la taille, on considère que tout oocyste sub-sphérique de petite taille (inférieure à 13 µm) retrouvé dans les fèces d'un chat est potentiellement *T. gondii*, mais l'espèce doit être confirmée par PCR. Cette dernière permet notamment d'identifier l'espèce de coccidie lorsque les oocystes ne sont pas sporulés (Schares *et al.*, 2008).

## **II. La giardiose**

La giardiose à *Giardia duodenalis* est l'une des parasitoses les plus fréquentes chez le Chat et le Chien. C'est également un agent de zoonose

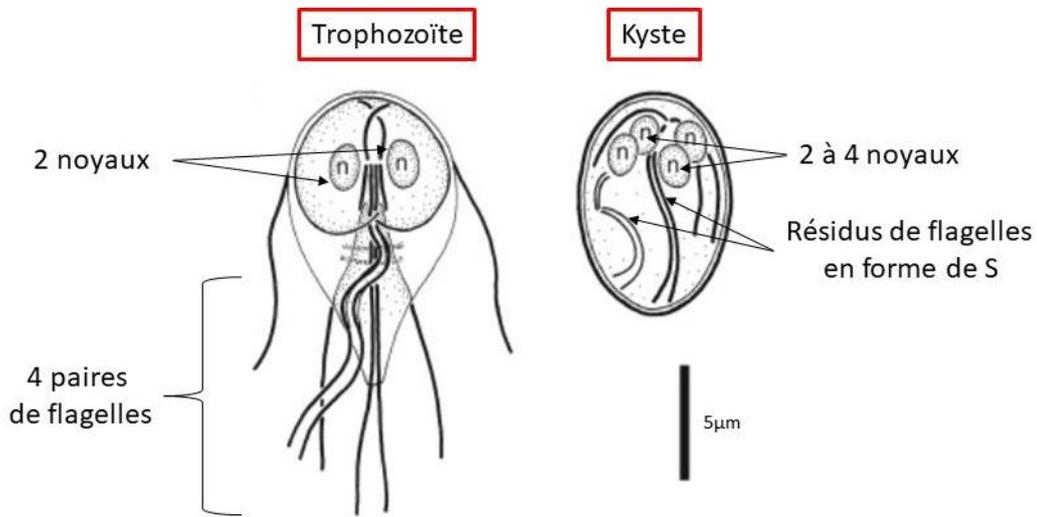
### **A. Plusieurs génotypes**

Il existe huit génotypes différents (de A à H) chez *Giardia duodenalis*, chacun présentant une biologie et un spectre d'hôtes propres. Chez l'Homme, on retrouve les assemblages A et B. Les autres génotypes (de C à H) sont plus spécifiques et touchent les animaux domestiques (Cacciò *et al.*, 2005 ; Sommer *et al.*, 2018).

Chez le Chien les génotypes spécifiques de *Giardia* sont les assemblages C et D tandis que chez le Chat on retrouve principalement les assemblages A et F. On peut donc retrouver chez le Chien et le Chat des assemblages zoonotiques.

#### **Une structure similaire à *Tritrichomonas foetus***

*Giardia duodenalis* est un protozoaire flagellé extracellulaire et la distinction morphologique entre assemblages est impossible. Le parasite se présente sous deux formes : le trophozoïte et le kyste (Figure 15).



**Figure 15 :** *Giardia duodenalis* sous ses deux formes (D'après Simpson et Čepička, 2009).

Le trophozoïte (13 X 7 µm) est caractérisé par la présence de huit flagelles, d'un corps aplati, d'une face ventrale concave formant un disque adhésif (pour se poser contre la paroi de la cellule endothéliale de l'intestin grêle) ainsi que d'un axe de symétrie donnant une structure dédoublée avec la présence de deux noyaux. Il s'agit de la forme vive qui se nourrit et se multiplie rapidement.

Le kyste (8-12 µm X 7-10 µm) de forme ovoïde, contient deux à quatre noyaux en région antérieure qui ne sont pas toujours très visibles. On peut deviner les flagelles dans le kyste. C'est la forme visible en coproscopie. Il possède une paroi épaisse, adaptée à sa fonction de résistance dans le milieu extérieur.

## **B. Cycle**

Le cycle se divise en deux phases : une chez l'hôte, et une dans le milieu extérieur. Les kystes présents dans l'environnement vont être ingérés et vont se retrouver dans l'intestin grêle de l'hôte. La paroi du kyste va être digérée, entraînant la libération des trophozoïtes qui vont ensuite se multiplier activement et coloniser la lumière de l'intestin grêle. Ces trophozoïtes seront à l'origine de la formation intermittente de kystes. Ces derniers vont être éliminés dans les matières fécales et contamineront l'environnement et ce pendant plusieurs mois. La contamination se fait par voie orale, par ingestion de végétaux souillés ou par l'eau de boisson.

## C. Prévalence et pathogénie

Plusieurs études ont investigué la prévalence de *Giardia* chez le Chat. On retrouve des variations de 1,2% à 14% entre différents pays du monde (De Santis-Kerr *et al.*, 2006), avec notamment une prévalence entre 2,4 à 7, 3% aux Etats-Unis (Kirkpatrick, 1988 ; Nolan et Smith, 1995 ; Hill *et al.*, 2000 ; Spain *et al.*, 2001 ; Nutter *et al.*, 2004).

Les jeunes individus de moins d'un an seraient plus sensibles même si les adultes peuvent être infectés (Barutzki et Schaper, 2013). De plus, les chats vivant en chatterie ou en élevage seraient plus à risque (Pedersen et Pratt, 1991 ; Dubey, 1993). L'étude de Santis-Kerr menée en 2006 a également montré que la prévalence de l'infection à *G. duodenalis* était plus élevée chez les chats de pure race (De Santis-Kerr *et al.*, 2006).

Les coïnfections avec des bactéries, virus, coccidies ou d'autres protozoaires comme *T. foetus*, sont souvent rapportées dans les cas de diarrhées à *Giardia*.

## D. Expression clinique

L'infection reste le plus souvent asymptomatique (Ballweber *et al.*, 2009 ; Uchôa *et al.*, 2018). Le portage sain est donc assez commun ; de nombreux individus infectés asymptomatiques sont donc des réservoirs de parasites.

Lorsqu'il y a des symptômes cliniques, on a principalement des signes digestifs avec entre autre une entérite chronique qui peut durer de quelques semaines à plusieurs mois et qui se reconnaît par des matières fécales stéatorrhéiques mucoïdes et pâteuses. Normalement il n'y a pas de présence de sang dans les selles. On peut aussi avoir une atteinte de l'état général avec une perte d'appétit, des vomissements, une perte de poids et de l'abattement.

## E. Diagnostic : détection et génotypage de *Giardia duodenalis*

### Observation microscopique

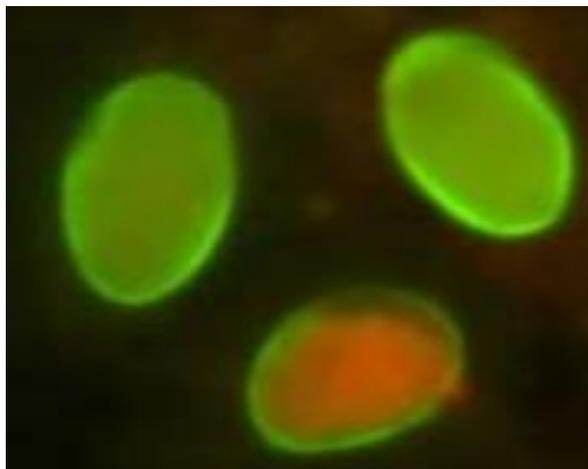
On peut utiliser une méthode de flottation avant observation au microscope mais c'est une méthode peu sensible. L'absence de kyste en coproscopie n'exclut pas la giardiose. En effet, l'excrétion étant irrégulière, il peut y avoir beaucoup de faux négatifs. Il faut donc réaliser des coproscopies, sur plusieurs jours consécutifs.

### **Test ELISA rapide**

En complément de la flottation fécale, on peut utiliser un test ELISA rapide pour détecter les antigènes de *Giardia duodenalis*. C'est une méthode rapide et qui serait plus sensible que le diagnostic au microscope et surtout plus spécifique. Il est conseillé de tester les chats (ou les chiens) quand ils ont des symptômes, c'est-à-dire présentant une diarrhée intermittente ou chronique. Ce test est conçu pour une réalisation facile et rapide en clinique (Barbecho *et al.*, 2018).

### **Immunofluorescence directe**

La technique d'immunofluorescence directe est considérée comme le « *gold standard* » pour la recherche de *G. duodenalis*. Le principe est assez simple : on ajoute aux selles des anticorps marqués avec des marqueurs fluorescents puis on incube le tout. C'est ensuite par visualisation sous un microscope fluorescent que l'on peut voir les kystes de *G. duodenalis* verts et brillants (Figure 16). Avec ce test, on peut également rechercher les anticorps dirigés contre *Cryptosporidium* sp. Cette méthode est peu réalisée en clinique car elle nécessite un microscope à fluorescence. Ces analyses sont généralement externalisées.



**Figure 16** : Kystes de *Giardia duodenalis* observés au microscope à fluorescence (CDC, 2013)

### **La PCR**

La PCR permet de diagnostiquer la giardiose et d'effectuer un génotypage de *G. duodenalis*. Dans l'étude de Sommer en 2008, une PCR nichée, en deux étapes successives et utilisant deux amorces différentes, a permis de distinguer le génotype A du génotype F (Gruffydd-Jones *et al.*, 2013 ; Pallant *et al.*, 2015 ; Sommer *et al.*, 2018).

## **F. Traitement et prévention à mettre en place en collectivité**

### **1. Traitements spécifiques**

Le traitement standard est à base d'imidazole, et on utilise le plus souvent du fenbendazole à la posologie de 50 mg/kg pendant cinq à sept jours.

Le métronidazole peut aussi être utilisé en alternative avec une dose de 50 mg/kg pendant cinq jours. Néanmoins ce dosage augmente le risque d'effets secondaires et peut engendrer des troubles du système nerveux central provoquant de la fatigabilité, de l'ataxie ainsi que de la désorientation. Certaines études préconisent donc une réduction par deux de la dose de métronidazole pour qu'elle reste efficace mais avec moins d'effets secondaires (Gruffydd-Jones *et al.*, 2013).

### **2. Mesures hygiéniques**

L'étape clé pour se débarrasser des kystes de *Giardia* est l'association du traitement spécifique et de mesures d'hygiène.

Dans une collectivité, il est donc conseillé de réaliser les étapes suivantes :

#### **Décontaminer l'environnement**

Pour cela, on met en place des mesures de nettoyage et de désinfection des locaux, du matériel (gamelles, jeux, balais...) et des mesures de biosécurité (lavage des mains, utilisation de chaussures spéciales ou de sur-chaussures, changement de vêtements...).

Pour la désinfection, l'eau de javel et les ammoniums quaternaires sont efficaces contre les kystes de *Giardia*. Les kystes peuvent survivre plusieurs mois en milieu humide à 20°C mais sont très sensibles à la dessiccation c'est pourquoi il est conseillé de sécher parfaitement la zone après décontamination. Il faudra ensuite respecter une période de vide sanitaire de plusieurs jours avant la réintroduction des animaux, ce qui est parfois très difficile à mettre en place dans un contexte d'élevage.

#### **Débarrasser le pelage des chats d'éventuels kystes**

Avant la réintroduction des animaux dans les locaux désinfectés, il faudra laver les chats, afin d'éliminer les kystes présents sur le pelage. Pour se faire, il est recommandé d'effectuer un shampoing classique. On peut associer cette étape au traitement spécifique (administration d'antiparasitaire). En pratique, cela est difficile à réaliser surtout dans les élevages à gros effectifs (pouvant aller jusqu'à 40-50 chats).

## **Prévenir l'introduction du parasite dans la chatterie**

L'introduction de nouveaux individus ou de matériaux dans la chatterie s'accompagne d'un risque d'introduction de *Giardia*. Pour prévenir la contamination, il faudrait nettoyer le nouvel arrivant et réaliser systématiquement une quarantaine avec potentiellement une coproscopie de contrôle.

### **3. Prévention et organisation de la chatterie**

La présence de *G. duodenalis* au sein d'un élevage est généralement liée à la densité animale. Plus il y a d'animaux, que ce soit des chiens ou des chats, plus il y a de risques de propagation du parasite et donc de contamination de l'ensemble des individus de l'élevage (Dubná *et al.*, 2007 ; Ortuño *et al.*, 2014 ; Polak *et al.*, 2014). C'est pourquoi il est essentiel de prévoir suffisamment d'espace afin que la densité de population ne soit pas un facteur favorisant la persistance de *Giardia*.

## **III. La cryptosporidiose chez le Chat**

### **Taxinomie**

*Cryptosporidium* spp. est un parasite intra cellulaire qui infecte les mammifères, les oiseaux, les reptiles et les amphibiens (Santín, 2013). *Cryptosporidium felis* est spécifique au Chat et est rarement une source d'infection chez l'Homme (Šlapeta, 2013). Les chats peuvent également être infectés par *C. parvum* (Ballweber *et al.*, 2009 ; Yoshiuchi *et al.*, 2010).

### **Structure et morphologie**

Les oocystes émis sporulés sont très petits : de 4 à 6  $\mu\text{m}$ . Ils sont sphériques à sub-sphériques et leur paroi est relativement épaisse par rapport aux coccidies. Ils contiennent des corps résiduels d'oocystes facilement visibles et quatre sporozoïtes libres (sans sporocyste) allongés difficilement observables au microscope.

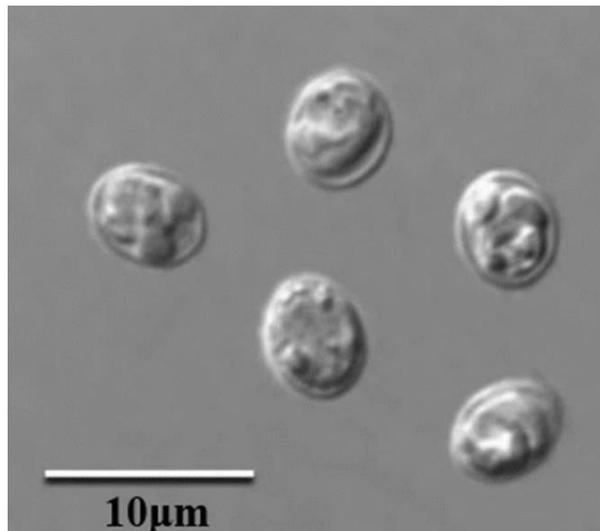


Figure 17 : Oocystes de *Cryptosporidium* sp. observés dans des fèces au microscope à contraste interférentiel différentiel (CDI) à l'objectif x 1000 (Cui *et al.*, 2018)

Tout comme *Toxoplasma* et *Eimeria*, *Cryptosporidium* spp. possède à un de ses pôles apicaux des organites sécrétants qui jouent un rôle dans l'attachement et l'invasion de la cellule hôte (Okhuysen et Chappell, 2002).

### **Cycle de vie**

Le cycle de *Cryptosporidium* spp. est monoxène. Les phases de développement endogène ont lieu dans l'intestin grêle du Chat et surtout de l'Iléon. Il n'y a pas de phase dans l'estomac, le cæcum ou le colon (Bouزيد *et al.*, 2013). *Cryptosporidium parvum* se loge dans la bordure en brosse des entérocytes.

Les oocystes émis sont sporulés et donc immédiatement infectants. Deux types d'oocystes sont émis : à paroi mince (responsables du caractère chronique et infectieux de la maladie) et à paroi épaisse (capables de résister dans le milieu extérieur et infestants pour de nombreuses espèces animales).

Après ingestion des oocystes sporulés par l'hôte, quatre sporozoïtes infectants vont être libérés, puis pénétrer au sein des cellules intestinales (Wetzel *et al.*, 2005).

## **Prévalence et pathogénicité**

Aux Etats-Unis, plusieurs études ont rapporté une prévalence de *Cryptosporidium* spp. variant de 2,4% (Hill *et al.*, 2000 ; Spain *et al.*, 2001 ; Nutter *et al.*, 2004) à 15% (McReynolds *et al.*, 1999).

La morbidité et la mortalité dans les cas graves peuvent être hautes. Les infections à *Cryptosporidium* sont considérées comme ayant une importance clinique chez les chats immunodéprimés et les jeunes (Rambozzi *et al.*, 2007 ; Yoshiuchi *et al.*, 2010), et sont pour les autres individus généralement asymptomatiques.

Rambozzi *et al.* (2007) rapportent une prévalence de la cryptosporidiose plus élevée chez les chats co-infectés avec d'autres parasites digestifs. De plus, tout comme la giardiose, les chats vivant en chatterie ou en élevage seraient plus à risque (Pedersen et Pratt, 1991 ; Dubey, 1993).

## **Tableau clinique**

La cryptosporidiose peut causer des diarrhées moyennes à sévères qui peuvent contenir du sang. Mais la plupart du temps, la présence du parasite ne provoque pas de symptôme chez l'hôte (Ballweber *et al.*, 2009).

## **Diagnostic**

Les oocystes peuvent être observés directement dans les selles au microscope après avoir réalisé une méthode de flottation que ce soit chez un chat diarrhéique ou asymptomatique. Néanmoins, face à leur petite taille, il est souvent difficile de les observer sans réaliser une coloration telle que la coloration Ziehl-Nielsen modifiée qui est une méthode spécifique pour *Cryptosporidium* (Razakandrainibe *et al.*, 2014). Les cryptosporidies apparaissent alors colorés en rouge vif sur un fond vert avec des grains plus sombres correspondant aux sporozoïtes (Figure 18). On peut également réaliser une PCR ou encore une immunofluorescence indirecte.

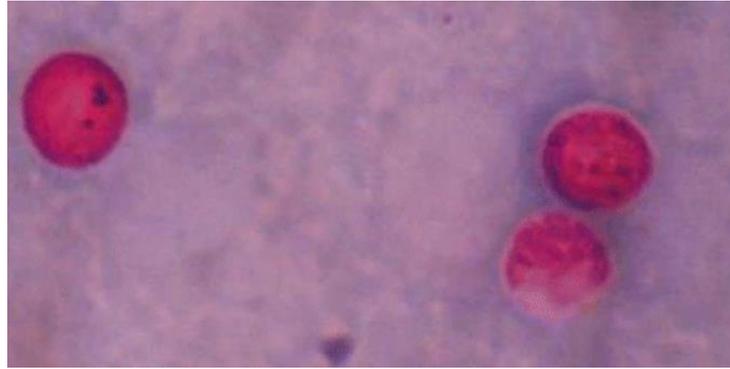


Figure 18 : Oocystes de *Cryptosporidium* sp. observé au microscope optique après coloration au Ziehl-Nielsen modifiée (Cui *et al.*, 2018)

### **Traitement**

Aucun traitement ne permet de contrôler efficacement l'excrétion d'oocystes de *Cryptosporidium*.

**DEUXIEME PARTIE**

**LES ELEVAGES FELINS ET LA**

**LEGISLATION EN FRANCE**

## Introduction

En France, les élevages félines sont des élevages familiaux, dont 81% au sein du domicile de l'éleveur, avec en moyenne 12 chats adultes d'après une étude menée par l'unité de recherche de Néonatalogie des Carnivore, Reproduction et Elevage (NeoCare) de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse. Les éleveurs félines sont considérés comme des professionnels à part entière : dans l'ordonnance du 7 octobre 2015, à partir du 1<sup>er</sup> janvier 2016 (Ministère de l'agriculture, de l'agroalimentaire et de la forêt, 2015), on définit un élevage félin comme une activité consistant à détenir au moins une femelle reproductrice dont au moins un chat (ou un chien) est cédé à titre onéreux (Livre Officiel des Origines Félines, 2016).

## Chapitre 1 : Organisation légale d'un élevage

Un élevage, qu'il possède une structure spécifique ou qu'il soit associé au foyer de l'éleveur, doit respecter certaines règles. L'arrêté du 3 avril 2014 (Ministère de l'Agriculture, de l'Agroalimentaire et de la forêt, 2014) fixe une architecture à suivre avec des locaux obligatoires au sein de l'élevage. Parmi ces locaux, on doit retrouver *a minima* :

- Les locaux des adultes
- La maternité et la nurserie qui peuvent être dans une même salle.
- L'infirmerie
- Le local de quarantaine

### I. Les Locaux

#### A. Maternité

La maternité correspond au local destiné aux femelles et aux chatons nouveaux nés. C'est un local permettant la mise au calme de la chatte gestante quelques jours ou semaines avant la mise-bas, afin de diminuer le stress et pouvoir mieux la surveiller en cas de problème. Dans la maternité, il faut prévoir une zone où la mère pourra s'isoler lorsque les petits seront nés et une zone où elle pourra allaiter ses petits qui seront dépendants d'elle pendant quelques semaines (Figure 19). Le local doit être chauffé et la température ainsi que l'hygrométrie doivent être contrôlées.



**Figure 19** : Chat Sibérien femelle quelques jours avant la mise-bas dans une maternité (Photo originale, NeoCare)

## B. Nurserie

La nurserie, lorsqu'elle est isolée de la maternité, accueille les chatons en post-sevrage. C'est dans ce local que les chatons vont se sociabiliser en étant en contact avec les autres chatons de la portée, la mère mais également les Hommes. On peut laisser les petits jusqu'à leur adoption dans la nurserie.

## C. Locaux des adultes

Les locaux des adultes accueillent les animaux reproducteurs ainsi que les futurs reproducteurs ou encore les animaux retraités non placés. Généralement, il est préconisé de réunir les animaux par lots socialement similaires mais dans tous les cas il faut respecter la surface minimale par chat précisée plus bas. Un accès à l'extérieur, protégé et aménagé, peut être présent mais il n'y a pas d'obligation (Figure 20).



**Figure 20** : Aménagements d'un accès extérieur dans un élevage de Bengals (Photographie originale, NeoCare)

## D. Infirmerie

C'est le local où sont soignés les animaux malades de l'élevage. Ils sont séparés de leurs congénères afin de limiter la propagation d'agents infectieux, que ce soit par contacts directs ou indirects, via le matériel (jouet, litière...). Ce local est spécialement aménagé de manière à permettre la réalisation de soins aux animaux dans de bonnes conditions d'hygiène. Les risques de contamination doivent être limités au maximum : idéalement l'infirmerie doit être dans une pièce séparée avec un pédiluve ou bien avec l'utilisation de sur-chaussures pour y accéder, et du matériel dédié.

## E. Quarantaine

La quarantaine est généralement réservée aux nouveaux animaux entrant dans l'élevage, provenant d'autres élevages voir même parfois d'autres pays (Figure 21). Elle permet de limiter les risques de contamination et ainsi de préserver les autres animaux de l'élevage en attendant de connaître le statut sanitaire du nouvel arrivant. La quarantaine peut également servir lors de retour dans l'élevage de chats sortis pour une saillie, en salon ou en exposition et ayant pu avoir des contacts avec des animaux malades. Cette salle doit être préalablement nettoyée et désinfectée. Comme pour l'infirmerie, la pièce est isolée du reste de l'élevage et le matériel de nettoyage est spécifique à cette salle.



Figure 21 : Exemple de quarantaine dans un élevage de Maine Coon  
(Photographie originale, NeoCare)

Il n'y a pas de durée standardisée de mise en quarantaine mais, selon les avis des experts de l'Advisory Board on Cat Disease (ABCD), elle dépend du statut sanitaire des animaux introduits et de la période d'incubation des principales maladies pouvant les affecter. S'il s'agit de nouveaux arrivants, on préconise 21 jours s'ils sont négatifs au test FIV (Virus de l'Immunodéficience Féline) / FeLV (Virus de la Leucose Féline) ou jusque six mois si leur statut FIV/FeLV n'est pas connu ; pour des animaux qui reviennent dans l'élevage après une saillie ou une exposition féline, on juge suffisant une quarantaine de sept jours.

## **II. La marche en avant**

C'est une règle à respecter au sein de l'élevage afin de limiter les contaminations. Pour se faire, il faut que les animaux ainsi que le personnel circulent de la salle la moins contaminée vers la plus contaminée.

Ainsi une visite d'élevage, doit généralement commencer par la salle hébergeant les individus les plus sensibles/fragiles, c'est-à-dire les chatons qui se trouvent dans la maternité puis dans la nurserie (si les salles sont séparées). Ensuite on passe aux locaux des adultes et à l'infirmierie et enfin, on finit avec les individus les plus à risque se trouvant en quarantaine. De cette manière, on garantit la mise en œuvre des bonnes pratiques d'hygiène en prévenant les sources de contamination et en évitant les contaminations croisées.

## **III. Surface nécessaire par animal**

L'espace minimal requis pour l'hébergement des félins est de deux mètre carré par chat dont 50 % minimum doit être abrité des intempéries. La hauteur minimale de l'enclos est de deux mètres. Les chatons non sevrés peuvent être hébergés sur cette surface minimale avec leur mère. Cet espace minimal permet à la fois de respecter le bien-être animal mais également d'éviter une trop forte pression parasitaire provoquée par une grande densité de population.

## Chapitre 2 : Equipements et protocoles obligatoires dans l'élevage félin – aspect sanitaire

L'arrêté de 2014 fixe également les équipements obligatoires pour la nourriture, pour la litière, les outils pour les soins ou les médicaments, les produits de nettoyage et de désinfection.

### I. Matériaux des sols et des murs

Dans l'idéal, il faut favoriser des matériaux résistants, étanches, imputrescibles et facilement lavables que ce soit pour le sol ou les murs (Figure 22). Par exemple, le carrelage ou le linoléum sont des revêtements adaptés pour les sols car lisses et faciles d'entretien, contrairement au parquet ou encore à la moquette. Pour les murs, on peut également utiliser du carrelage ou bien des matériaux en PVC (Polychlorure de vinyle), très facile d'entretien.

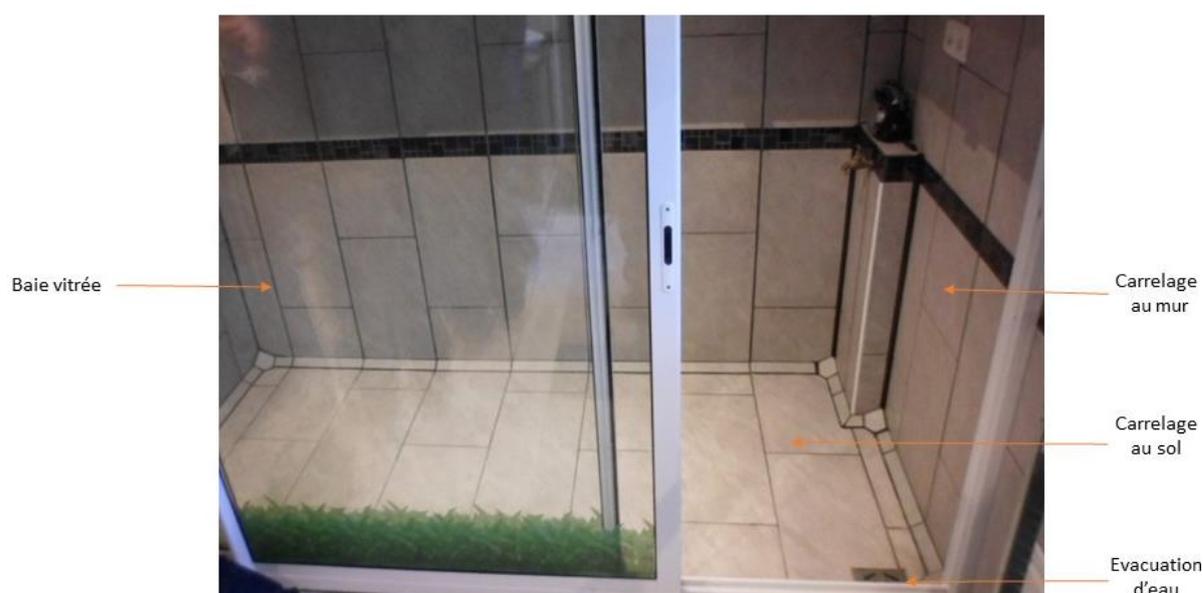


Figure 22 : Exemple de salle de quarantaine comportant des matériaux facilement lavables (Photographie originale, NeoCare)

Certaines matières sont quant à elles à proscrire, comme les lambris et la tapisserie (Figure 23).



**Figure 23** : Exemple de matériaux difficilement lavables dans un élevage félin (Photographie originale, NeoCare)

## II. Equipements des logements

L'ensemble des équipements de l'élevage doit permettre une désinfection complète et facile.

En ce qui concerne le matériel d'entretien, il faut en prévoir un par salle afin de limiter les contaminations entre salles (sectorisation). L'idéal est de ne pas faire transiter des éléments d'une salle à l'autre. Pour l'équipement de chaque salle tels que les litières, les jeux ou encore les gamelles, il doit être facile d'entretien et pouvoir être désinfecté si nécessaire (Figure 24).



**Figure 24** : Exemple d'équipements retrouvés dans un élevage de Sphynx (Photographie originale, Neocare)

En vert : facile d'entretien

En rouge : difficile à nettoyer et à désinfecter

### **III. La litière**

Il faut mettre à disposition suffisamment de bacs à litière pour les chats : on préconise une litière par chat plus une litière supplémentaire soit  $n+1$  litières avec  $n$  le nombre de chats (Légifrance, 2014).

Les litières doivent être changées et nettoyées régulièrement à l'aide de vinaigre blanc ou de détergent classique afin de diminuer toute contamination du milieu et propagation d'agents infectieux.

### **IV. Plan de nettoyage et désinfection**

Chaque élevage se doit d'avoir un règlement sanitaire qui doit être affiché dans les locaux. D'après l'arrêté du 3 avril 2014, ce règlement doit contenir entre autres un plan de nettoyage et de désinfection des locaux et du matériel.

Un protocole efficace de nettoyage et désinfection est normalement composé de différentes étapes. On commence d'abord par un nettoyage mécanique (aspirateur par exemple) puis chimique à l'aide d'un détergent. Le détergent est un composé chimique doté de propriétés tensioactives permettant de détacher et dissoudre la matière organique adhérente aux supports et en particulier les biofilms bactériens.

Une fois la phase de nettoyage réalisée, on effectue la désinfection qui peut être mécanique (vapeur) ou chimique (avec un désinfectant). La désinfection permet de tuer les agents pathogènes en altérant leur structure ou en inhibant leur métabolisme. Parmi les principes actifs utilisables, on retrouve l'acide acétique, les ammoniums quaternaires ou encore l'eau de Javel qui n'ont pas forcément le même spectre d'action. Comme rappelé dans le guide pratique de l'élevage félin (Malandain *et al.*, 2006), le temps de contact est important et varie selon les produits de désinfection utilisés, il faut donc l'adapter en fonction du principe actif choisi.

**TROISIEME PARTIE**

**RECHERCHE DES PARASITES**

**DIGESTIFS DANS LES ELEVAGES DU**

**SUD-OUEST FRANÇAIS –**

**PARTIE EXPERIMENTALE**

## **Introduction**

Les objectifs de notre travail de thèse ont été tout d'abord de déterminer la prévalence des parasites digestifs détectables par analyse coproscopiques. Nous n'avons pas inclus dans ce travail les recherches de *Giardia* et de Cryptosporidies, pour des raisons décrites plus bas. Nous avons également recherché systématiquement la présence de *T. fetus* par mise en culture de matières fécales. Nous avons par la suite cherché à faire un lien entre la présence éventuelle de parasites et la conduite d'élevage, afin de donner des conseils éventuels aux éleveurs sur cette dernière.

## **Chapitre 1 : Matériels et méthodes**

### **I. Echantillonnage**

#### **A. Recrutement des éleveurs**

Pour réaliser cette étude, nous avons contacté des éleveurs à proximité de Toulouse. Pour se faire, nous avons utilisé le réseau de l'unité de recherche de Néonatalogie des Carnivores, Reproduction et Elevage (NeoCare) de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse qui est un centre dédié à l'élevage, à la reproduction et à la pédiatrie canine et féline et qui réunit presque 4 000 personnes dont beaucoup d'éleveurs. Nous avons lancé une campagne d'information en utilisant les réseaux sociaux (Figure 25) en précisant les objectifs de l'étude. En parallèle, nous avons effectué un recrutement téléphonique en utilisant le carnet d'adresse de NeoCare.

Nous avons également participé à une exposition féline au mois d'Octobre 2019 au cours de laquelle nous avons rencontré de nombreux éleveurs. Nous avons recontacté ultérieurement ceux ayant exprimé un intérêt pour participer à notre étude.

En échange de leur participation, les éleveurs obtenaient un bilan coproscopique gratuit. Les élevages de toutes tailles étaient acceptés dans l'étude, qu'ils présentent des cas de diarrhée ou non, et qu'ils suivent un bon protocole de vermifugation ou non puisque le but était de comparer les différentes conduites d'élevages avec une potentielle différence de pression parasitaire entre elles.

## Etude sur les parasites digestifs chez le chat en élevage 🐱

Proposé par

L'équipe NeoCare et le service de Parasitologie  
de l' Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse

But : Développer les bonnes pratiques d'hygiène en élevage félin pour  
lutter contre *Tritrichomonas foetus*

Pour participer : **UNE seule condition**

Être éleveurs de chats **autour** de Toulouse → **1h30 maximum**

Que gagnez-vous ? **Bilan Parasitologie Gratuit**

Quant aux résultats ? Utilisés de manière **anonyme**

(ni nom d'éleveur, de chat, ni d'élevage communiqué)

Résultats publiés en 2020 dans une thèse vétérinaire

(disponible sur [www.neocare.pro](http://www.neocare.pro))

Pour plus d'informations, contactez Sofia ABEL ([s.abel\\_15@envt.fr](mailto:s.abel_15@envt.fr))

En vous remerciant par avance pour votre collaboration

Sofia Abel, Dr Emilie Bouhsira et Dr Hanna Mila

Figure 25 : Affichette adressée aux éleveurs pour participer à l'étude, réalisée en collaboration entre le service de Parasitologie de l'ENVT et Neocare



## **II. Préparation de la visite d'élevage**

### **A. Appel téléphonique et envoi du kit**

Une semaine avant la visite programmée, chaque éleveur était contacté par téléphone afin de faire un rappel sur le protocole, le déroulement de la visite, et également dans le but de bien contrôler les coordonnées et l'adresse postale pour l'envoi du kit, et enfin pour répondre aux questions éventuelles en lien avec la visite.

Par la suite, un kit était envoyé par la Poste une semaine avant la visite (Figure 27). Il était constitué de :

- Pots de prélèvement, un par salle d'élevage. Pour notre étude, nous avons prévu de faire un dépistage à l'échelle de l'élevage et non pas de l'individu. En effet, il nous paraissait difficile de demander aux éleveurs d'isoler chaque animal afin d'identifier l'auteur de chaque selle. C'est pourquoi nous avons proposé de prélever l'ensemble des selles de chaque salle et de les mettre dans un seul pot. Pour chaque élevage, nous avons donc envoyé un pot par salle, et un pot supplémentaire pour le prélèvement des selles des chatons (reconnaissables à l'œil nu en raison de leur petite taille).
- Etiquettes : une par pot ; il était demandé à l'éleveur d'y noter le nom ou numéro de la salle ainsi que la date et l'heure de la collecte.
- Gants pour permettre le prélèvement.
- Protocole de prélèvement : il était demandé de récolter des échantillons le matin, juste avant notre visite, en essayant de réduire au maximum les contaminations de litière.
- Questionnaire à remplir (cf III. B. 2.)

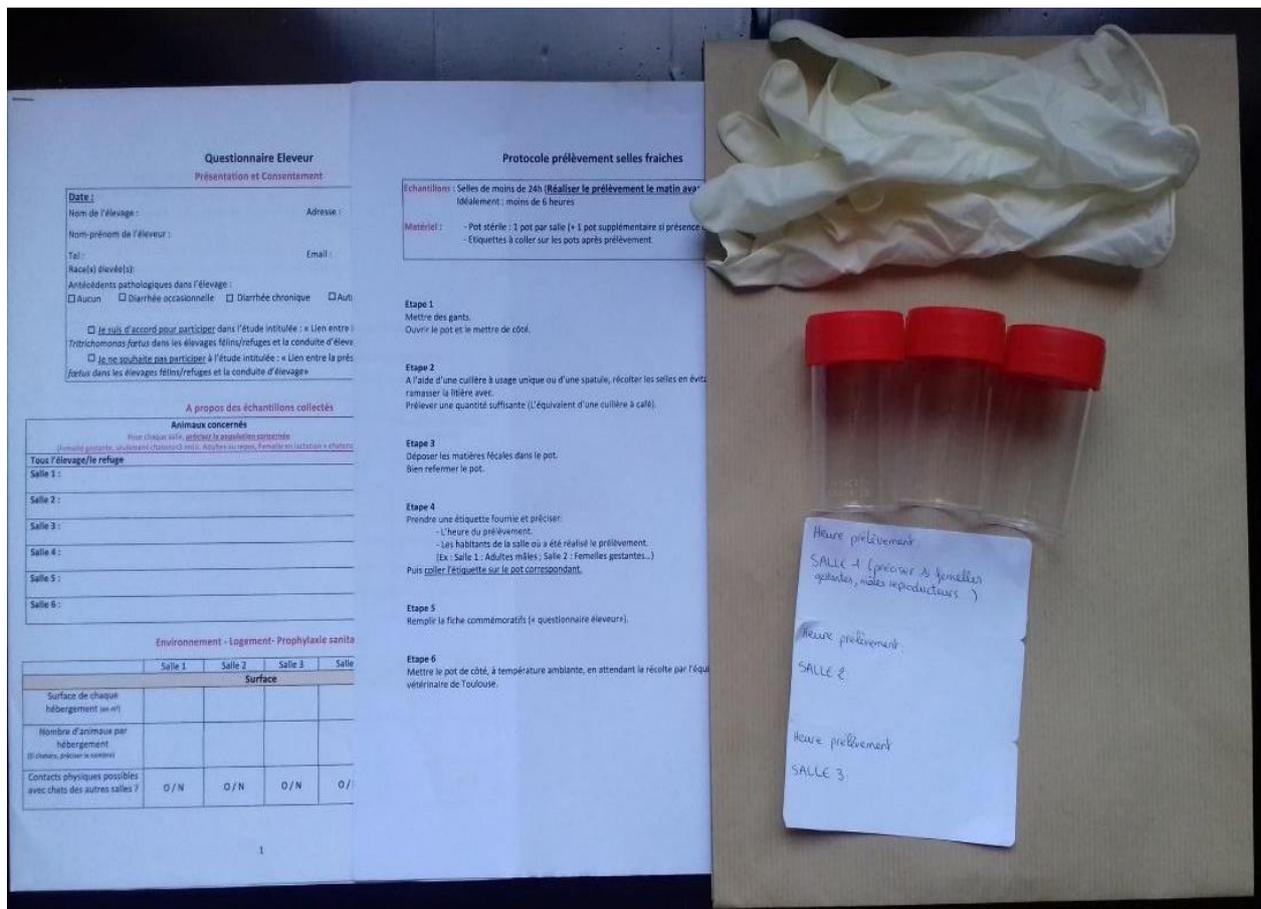


Figure 27 : Kit de prélèvement et questionnaire envoyé aux éleveurs en amont de la visite (Photographie originale)

## B. Questionnaire

Un questionnaire a été proposé aux éleveurs (Annexe 2). Il était composé de cinq parties :

- Présentation et récupération de l'ensemble des coordonnées de l'éleveur, type d'élevage et accord de l'éleveur pour sa participation à l'étude.
- Précisions sur les salles présentes dans l'élevage et nombre d'animaux par salle.
- Environnement-Logement-prophylaxie sanitaire : présentation globale de l'élevage avec des informations concernant la surface, les aménagements, le protocole de nettoyage et de désinfection, la présence ou l'absence d'une infirmerie et d'une quarantaine.
- Informations générales sur les chats : alimentation (marque, quantité distribuée par jour) et état général, protocole d'administration d'antiparasitaires externe et interne (nom du produit utilisé, fréquence d'administration...), aspect des selles normales et lors de diarrhée.

- Relations entre les chats de l'élevage et l'extérieur : fréquence et description des sorties (expositions, saillies avec des chats d'autres élevages...).

Ce questionnaire, envoyé dans le kit une semaine avant la visite, était récupéré le jour de la visite.

### **III. Organisation des visites d'élevage**

Généralement nous allions en visite d'élevage en début d'après-midi le lundi ou le mardi avec le Dr Hanna Mila, Maître de Conférence en Reproduction, Unité de recherche NeoCare de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse (ENVT), et cinq ou six étudiants dans le cadre de la rotation clinique d'élevage et de reproduction qui a lieu au cours de la quatrième année d'étude. Nous passions environ deux heures à visiter les locaux et à discuter avec l'éleveur. Lors de la visite nous portions des sur-chaussures et des combinaisons jetables. A l'issue de cette visite, nous repartions avec le questionnaire vérifié avec l'éleveur, et les pots de prélèvement. Lorsque le prélèvement d'une salle était manquant, nous proposons à l'éleveur de réaliser lui-même le prélèvement ultérieurement et de nous le faire passer à l'ENVT.

Pour sept des 19 éleveurs, nous nous sommes déplacés sans étudiant car les élevages étaient soit trop éloignés, soit ne pouvaient pas accueillir trop de monde, en raison de leur petite taille. Un des éleveurs participant à l'étude a préféré nous déposer les pots de prélèvements directement à l'ENVT, sans visite de son élevage.

### **IV. Recherche d'œufs de parasites par coproscopie par flottation**

Le soir même de chaque visite, nous réalisons une coproscopie classique basée sur la technique de flottation permettant, à l'aide d'une solution de densité élevée, de recueillir les éléments parasitaires de densité inférieure à la surface du liquide. Ces éléments se retrouvent à la surface sur une lamelle mise ensuite sur une lame de microscope.

Le but ici est bien sûr de mettre en évidence les œufs des parasites digestifs les plus présents en élevage mais également d'obtenir un profil d'infestation parasitaire chez les chats d'élevage.

Cette méthode de coproscopie permet de mettre en évidence des ookystes ou kystes de protozoaires tels que ceux de *Giardia duodenalis*, coccidies (notamment *Isospora*), *Toxoplasma gondii*, et *Hammondia hammondi*, des œufs de nématodes comme *Toxocara cati*, *Toxascaris leonina*, *Ankylostoma-Uncinaria*, *Capillaria* ou encore des œufs de cestodes tel que *Dipylidium caninum* ou *Taenia* sp.,.

## V. Recherche de *Tritrichomonas foetus*

### A. Méthode de diagnostic par mise en culture

Nous avons utilisé la méthode InPouch™ qui, comme présenté précédemment, permet le développement sélectif de *T. foetus* qui n'est pas ou très difficilement observable au microscope optique.

La mise en culture était réalisée à l'ENVT dès notre retour de visite d'élevage. De cette manière, les échantillons étaient les plus frais possibles. Pour se faire, nous avons introduit un bâtonnet en bois dans un prélèvement de selle afin d'atteindre le centre moins contaminé. Une fois la quantité voulue d'échantillon prélevée, nous l'ensemencions dans le milieu de la chambre supérieur de l'InPouch™. Une fois le prélèvement inoculé dans le milieu, nous avons refermé l'InPouch™ à l'aide des languettes prévues à cet usage puis nous avons fait glisser le contenu de la chambre supérieure dans la chambre inférieure de l'InPouch™. Nous avons enfin roulé le haut de l'InPouch™ pour n'avoir plus que la chambre inférieure.

Chacun des milieux InPouch™ a été identifié en précisant l'échantillon et l'élevage concernés ainsi que la date et l'heure de la mise en culture (Figure 28). Les milieux ont ensuite été mis à incuber verticalement à une température de 35°C (Gookin *et al.*, 2004) pendant 12 jours. L'observation de la culture a été réalisée tous les jours (observation microscopique à l'objectif x20 ou x40), en positionnant directement la pochette en plastique sous le microscope, pendant quatre jours puis tous les deux jours jusqu'au douzième jour après le début de l'incubation.

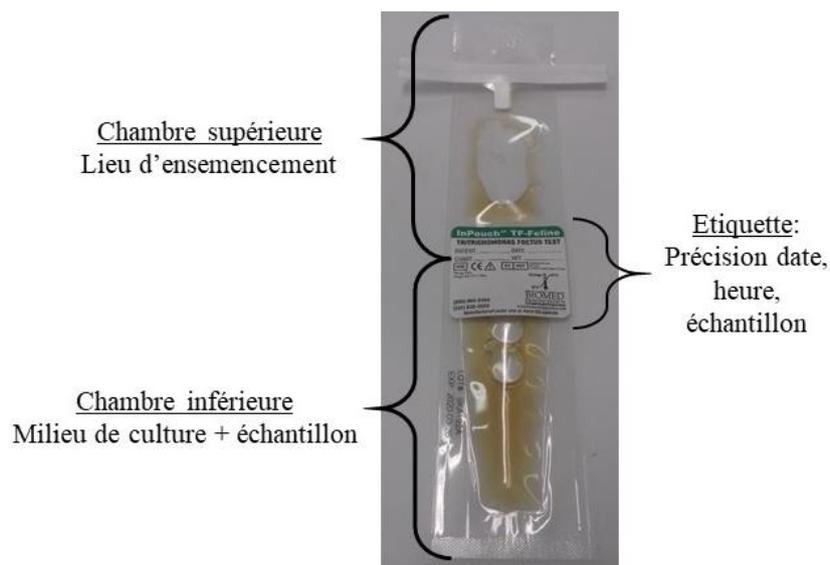


Figure 28 : Milieu In-Pouch (Photographie originale)

Le même manipulateur a réalisé tous les ensemencements et l'observation des cultures pour déterminer la présence de *T. foetus*. Si l'on ne trouvait pas de *T. foetus* au bout de douze jours, nous considérons l'élevage négatif avec cette méthode.

## **B. Contrôles positifs**

Afin de valider notre protocole, nous avonsensemencé un milieu InPouch™ avec un échantillon de culture de *T. foetus*, fourni par le Dr Barbarra Hinney de l'Université Vétérinaire de Vienne, en Autriche, qui nous en a gracieusement fourni. Après ensemencement dans l'InPouch™, nous avons mis notre échantillon à incuber à 35°C et nous l'avons observé au microscope à 24h, 48h et 72h post incubation.

## **C. Diagnostic par PCR**

Une fois la mise en culture réalisée, les selles étaient congelées à -20°C, afin de réaliser ultérieurement une PCR. La PCR avait pour but de mettre en évidence de l'ADN de *Tritrichomonas foetus*. Nous n'avons pu réaliser cette partie dans notre travail de thèse, pour des raisons de temps en lien avec la période de quarantaine obligatoire mise en place du mois de mars au mois de mai 2020. Ces tests seront réalisés ultérieurement.

## Chapitre 2: Résultats

### I. Présentation des élevages

#### A. Organisation générale des élevages de notre étude

L'étude a concernée 335 chats de 19 élevages différents possédant de 3 à 39 chats (Tableau 5). Cela représente 14 races avec comme principales races : les Maine Coon (99 chats répartis sur cinq élevages), les British et Scottish souvent élevés ensemble (54 chats répartis dans trois élevages) et des Sphynx (43 chats répartis dans trois élevages).

Tableau 5 : Races de chat rencontrées pendant l'étude et effectif concerné.

	<b>Races de chat élevées</b>	<b>Nombre de chats</b>
<b>Elevege 1</b>	Angora Turc	30
<b>Elevege 2</b>	Maine Coon Singapura	33 6
<b>Elevege 3</b>	British & Scottish shorthair	31
<b>Elevege 4</b>	Sibérien	3
<b>Elevege 5</b>	Sphynx Donskoï	21 4
<b>Elevege 6</b>	British shorthair	6
<b>Elevege 7</b>	Maine Coon	34
<b>Elevege 8</b>	Bengals	3
<b>Elevege 9</b>	Sphynx	10
<b>Elevege 10</b>	Maine Coon	8
<b>Elevege 11</b>	Maine Coon	4
<b>Elevege 12</b>	Abyssin	12
<b>Elevege 13</b>	Sphynx Exotic Shorthair	13 2
<b>Elevege 14</b>	Persan & Exotic shorthair	23
<b>Elevege 15</b>	Ragdoll	8
<b>Elevege 16</b>	Maus Egyptien Sibérien	26 3
<b>Elevege 17</b>	Sibérien	11
<b>Elevege 18</b>	Abyssin	5
<b>Elevege 19</b>	British shorthair Maine Coon Savannah	18 20 1

## **B. Marche en avant**

Dans la majorité des structures visitées dans notre étude, l'élevage se trouve au sein même du foyer de l'éleveur. On peut par exemple avoir des animaux dans chacune des pièces de la maison avec un mâle par chambre, ou encore la nurserie dans la chambre parentale. Donc une visite en respectant la marche en avant n'est pas toujours évidente à mettre en œuvre. Pour pallier à ce problème, on peut parfois trouver des chaussures à mettre avant d'entrer dans la nurserie/maternité ainsi que du gel hydro-alcoolique à l'entrée de chacun des locaux. Cette conformation concerne neuf élevages sur les 19.

Dans sept élevages, la structuration de l'élevage est un peu plus nette, avec à la fois des locaux dédiés et des chats pouvant circuler dans la maison. Dans ce cas-là, on a généralement les animaux de plus de deux mois, les retraités et parfois des femelles au repos qui circulent dans la maison. Les mâles entiers, les mères et leurs chatons ainsi que les femelles en reproduction sont, quant à eux, isolés dans des salles spécifiques. La marche en avant est globalement respectée, avec sur-chaussures ou chaussures dédiées à l'entrée de chaque salle.

Enfin, trois élevages ont des locaux dédiés aux animaux, isolés de l'habitation des éleveurs. Dans ce cas-là, la marche en avant est plus facile à mettre en œuvre et est généralement bien respectée.

## **C. Maternité/Nurserie**

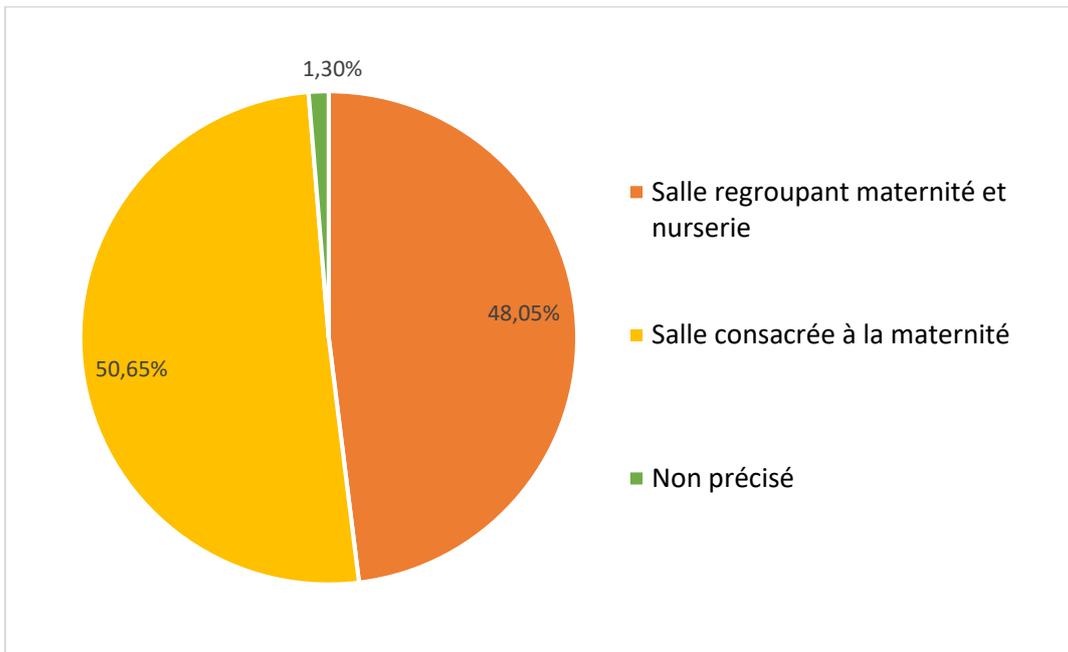
L'organisation des salles se fait de la façon suivante (Graphiques 1 et 2) :

La majorité des élevages de l'étude disposent d'un lieu pour la maternité et la nurserie.

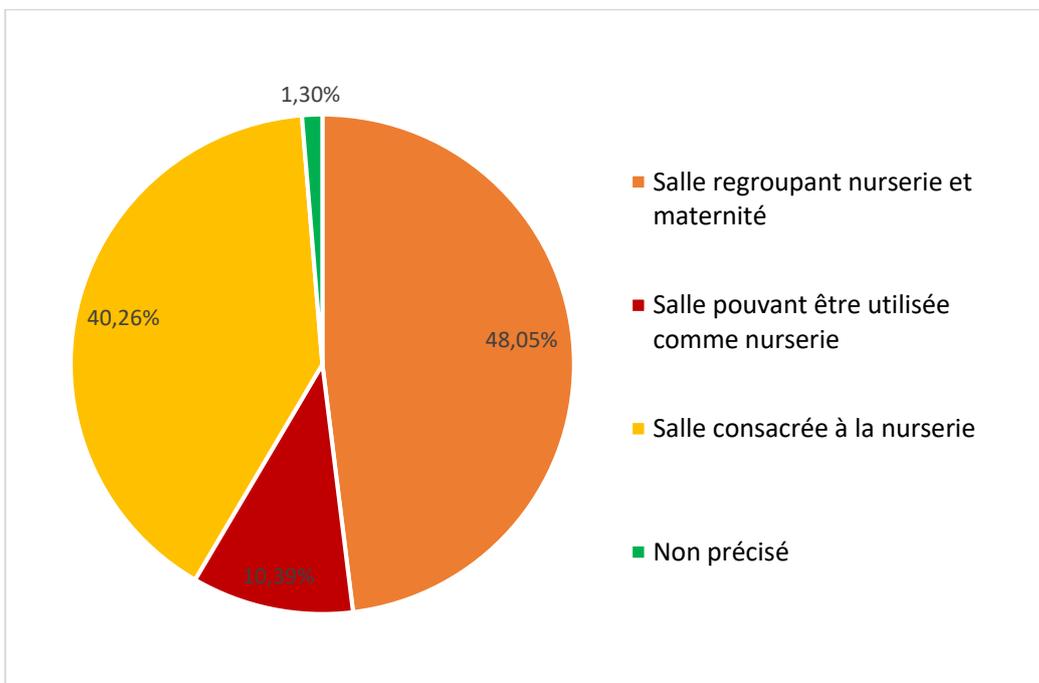
- 48% possèdent une salle regroupant à la fois les mises-bas et les chatons non sevrés qui fait office de maternité-nurserie.

- 50% des élevages possèdent une salle spécifique pour la maternité tandis que 40% possèdent une salle spécifique pour la nurserie.

- 10% des élevages n'ont pas de salle spécifique pour la nurserie mais disposent d'un espace isolé pouvant en faire office.



**Graphique 1** : Répartition en pourcentage des élevages selon le type de salle accueillant la maternité

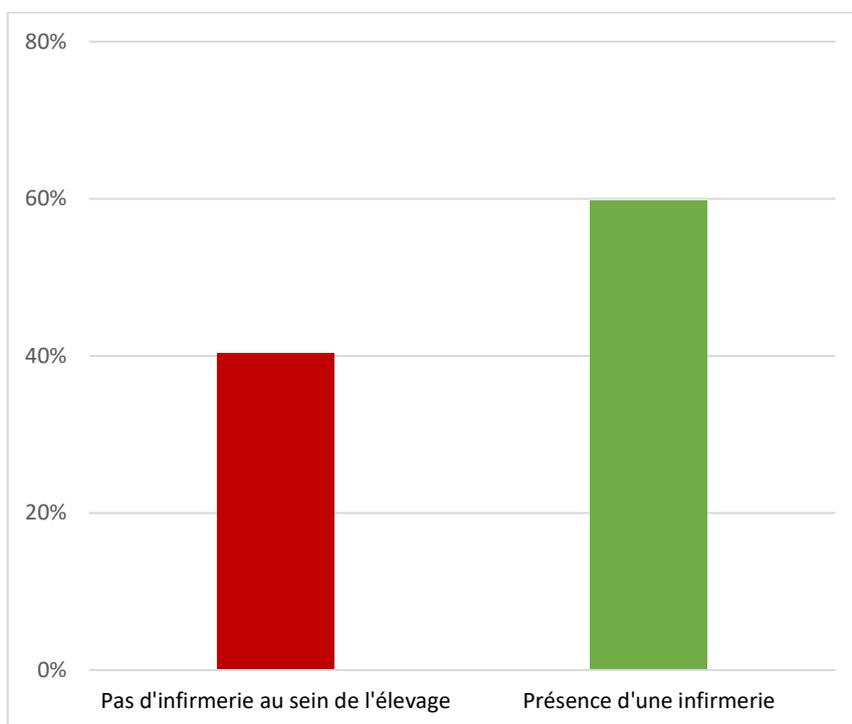


**Graphique 2** : Répartition en pourcentage des élevages selon le type de salle accueillant la nurserie

## D. Infirmierie et quarantaine

### Infirmierie

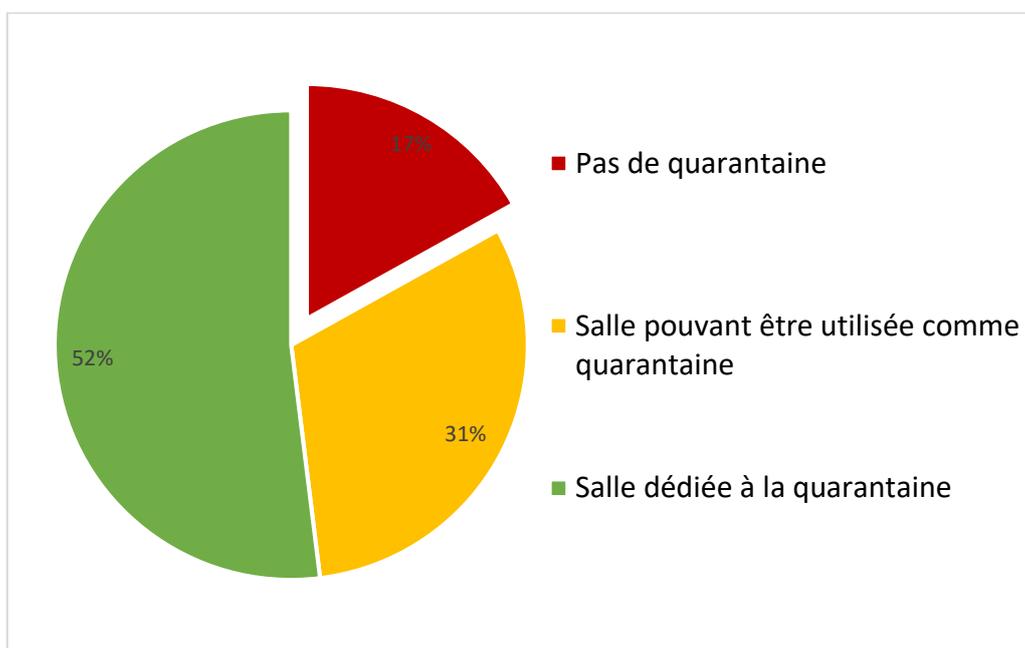
Soixante pourcent des élevages possèdent une infirmerie soit dix élevages sur 19 (Graphique 3).



Graphique 3 : Proportion d'élevages possédant une infirmerie

### Quarantaine

Parmi les élevages de l'étude, 83% réalisent une quarantaine : 52% dans une salle dédiée et 31% dans une salle à part mais non consacrée à la quarantaine (Graphique 4). Le reste des élevages, soit 17%, ne réalisent pas de quarantaine.



Graphique 4 : Proportion d'élevages réalisant une quarantaine

La majeure partie des éleveurs (34%) font une quarantaine de une à deux semaines. Dix-neuf pourcents font une quarantaine d'au moins un mois, 16% de deux à trois semaines et 13% de trois semaines à un mois (Tableau 6).

Tableau 6 : Proportion d'élevages en pourcentage en fonction de la durée de quarantaine mise en place

Durée de quarantaine	1 semaine	2 semaines	3 semaines	4 semaines	Plus d'un mois
<b>Vraie quarantaine</b>	18	6	13	5	9
<b>Pseudo-quarantaine</b>	16	10	0	5	0
<b>TOTAL</b>	34	16	13	10	9

Vraie quarantaine : Salle dédiée à la quarantaine

Pseudo-quarantaine : Possédant une salle non dédiées à la quarantaine mais pouvant être utilisée pour.

## **E. Taille hébergement-densité de population**

Dans les élevages visités, il y a un maximum de sept salles pour une moyenne de 17 animaux avec parfois des boîtes extérieures, ou des salles elles-mêmes subdivisées. Pour l'ensemble des élevages visités, nous avons observé un minimum de deux salles.

Huit des 19 élevages ont un accès extérieur aménagé pour les chats et cinq prévoient des travaux avec notamment la création de structures extérieures.

Pour respecter la surface minimale par chat de deux mètres carré, il faut avoir une densité maximum de 0,5 chat par mètre carré. Dix des 19 élevages, soit 63% des élevages, respectent la surface de deux mètres carré *a minima* par chat avec d'importantes variations entre salles (de deux mètres carré à 100 mètre carré par chat) et ont donc une densité inférieure à 0,5 chat par mètre carré. Les autres élevages, soit 37 %, possèdent au moins une salle où la densité d'animaux est trop importante. La plus petite surface répertoriée pour un chat est de 0,4 mètre carré soit une densité de 2,3 chats par mètre carré (Tableau 7).

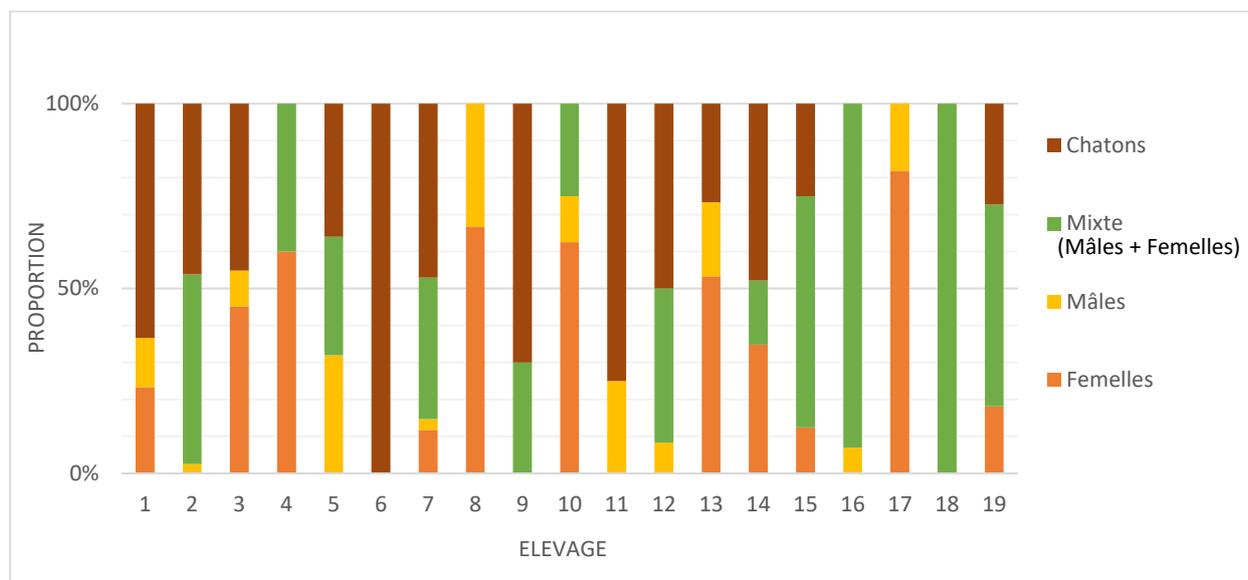
**Tableau 7 :** Densité d'animaux par mètre carré en fonction des élevages et de la salle concernée.

	Salle 1	Salle 2	Salle 3	Salle 4	Salle 5	Salle 6	Salle 7
<b>Elevage 1</b>	0,2	0,3	0,3	0,4			
<b>Elevage 2</b>	0,7	0,1	1,0	1,1	0,1	0,4	
<b>Elevage 3</b>	0,2	0,2	0,1	0,1	0,2	0,6	0,4
<b>Elevage 4</b>	0,2	0,3					
<b>Elevage 5</b>	0,4	0,5	0,2	0,3			
<b>Elevage 6</b>	0	0,2					
<b>Elevage 7</b>	0,5	0,3	0,2	0,1	0,2	0,3	
<b>Elevage 8</b>	0,1	0,4	0,5				
<b>Elevage 9</b>	0	2,3					
<b>Elevage 10</b>	0,1	0,1	0,1				
<b>Elevage 11</b>	0,8	0,1					
<b>Elevage 12</b>	0,3	0,1	0,4	0,3			
<b>Elevage 13</b>	0,1	2,0	0,2	0,1			
<b>Elevage 14</b>	0,1	0,3	0,2	0,2	0,6	0,4	
<b>Elevage 15</b>	0,2	0,1	0	0			
<b>Elevage 16</b>	0,2	0	0,1	0,3			
<b>Elevage 17</b>	0,2	0,2	0,3	0,2	0,1	0,1	0,3
<b>Elevage 18</b>	0						
<b>Elevage 19</b>	0,8	0,4	0,8	0	0,4	1,0	

— Densité de chat trop importante par mètre carré (> 0,5)

## F. Répartition-Organisation au sein de l'élevage

On peut séparer l'effectif de chaque élevage en quatre groupes distincts (Graphique 5) : les groupes avec des chatons, les groupes mixtes avec à la fois des mâles et des femelles, les groupes uniquement composés de mâles et enfin les groupes regroupant seulement des femelles.



**Graphique 5 : Proportion des groupes en fonction des élevages**  
4 groupes : Mixtes (mâles et femelles), femelles, mâles, présence de chatons

Deux élevages (les élevages 6 et 18), soit 10 % des élevages, possèdent des salles avec un seul type de groupe d'animaux : uniquement des chatons pour l'élevage 6, et uniquement des salles mixtes, pour l'élevage 18.

On retrouve des chatons dans 68 % des élevages, des salles mixtes (mâles et femelles réunis dans une même salle) dans 63 % et des salles spécifiques aux mâles ou aux femelles dans 36 % des élevages.

## G. Pratiques d'hygiène

### Sols et murs

Les revêtements muraux et du sol peuvent être qualifiés de faciles ou difficiles à nettoyer et à désinfecter. Le tableau ci-dessous (Tableau 8) regroupe les différentes surfaces rencontrées lors de l'étude.

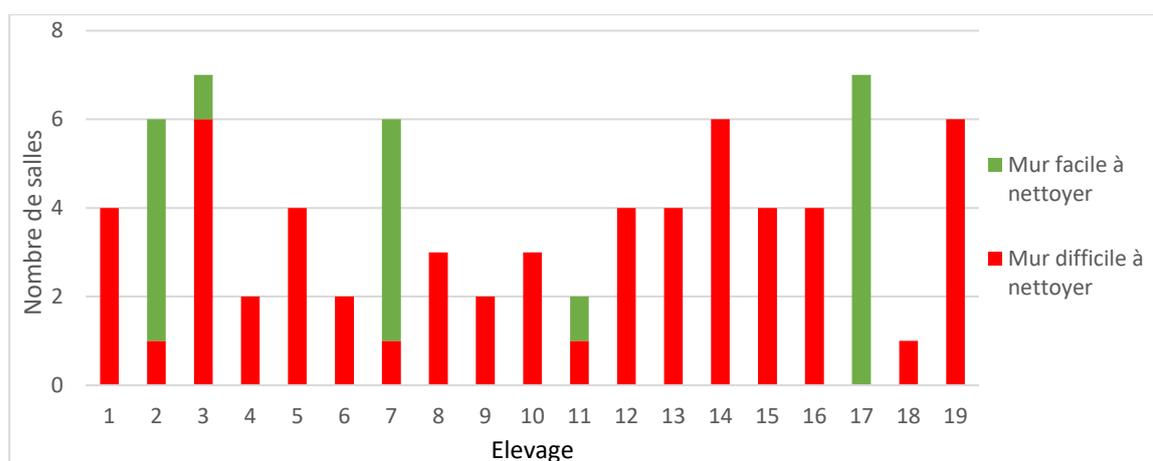
**Tableau 8** : Surfaces murales et du sol rencontrées dans les élevages de l'étude.

	<b>Surfaces considérées comme faciles à nettoyer</b>	<b>Surfaces considérées comme difficiles à nettoyer</b>
<b>Mur</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- PVC</li> <li>- Linoléum</li> <li>- Carrelage</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Peinture lavable/lessivable</li> <li>- Placoplatre</li> <li>- Crépis</li> <li>- Lambris : en bois, PVC...</li> <li>- Tapisserie</li> <li>- Bois</li> <li>- Grillage</li> </ul>
<b>Sol</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- PVC</li> <li>- Linoleum</li> <li>- Carrelage</li> <li>- Synthétique</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Parquet</li> <li>- Terre battue</li> </ul>

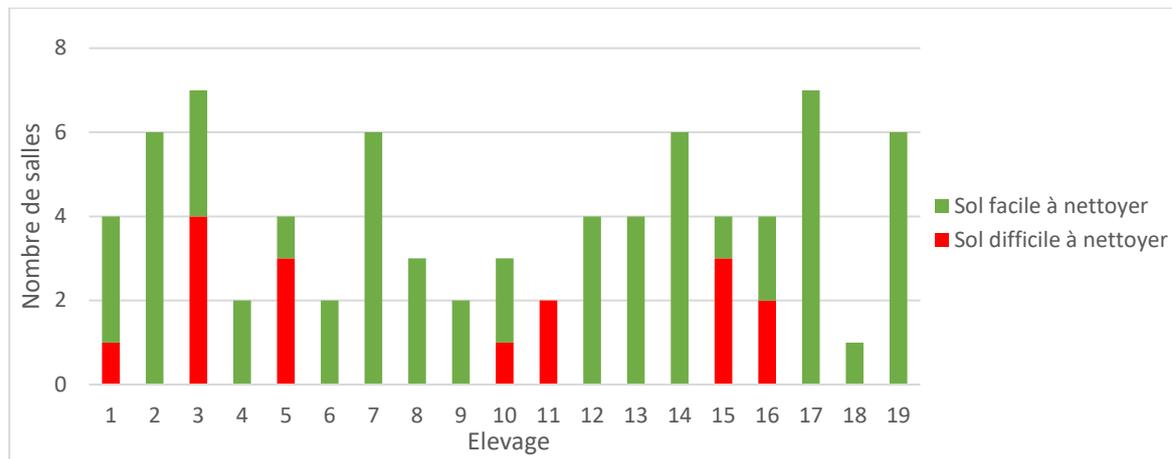
Pour les sols, la grande majorité des élevages a choisi des surfaces faciles à nettoyer (63%) avec une majorité de linoleum et de carrelage ; pour les murs, les surfaces sont plutôt difficiles à nettoyer (dans 73% des élevages de l'étude) avec surtout des revêtements type tapisserie ou peinture.

Seul un élevage, l'élevage 17, a des surfaces faciles à nettoyer à la fois pour les sols et les murs (Graphique 6 et 7) et deux élevages (l'élevage 2 et l'élevage 7) ont plus de 90% de leurs surfaces considérées comme faciles à nettoyer.

Cinq élevages sur les 19 de l'étude ont plus de 70% de leurs revêtements (à la fois des sols et des murs) considérés comme difficile à nettoyer et à désinfecter.



**Graphique 6** : Nombre de salles possédant des revêtements muraux facilement nettoyable en fonction de l'élevage



**Graphique 7** : Nombre de salles possédant des revêtements des sols facilement nettoyable en fonction de l'élevage

### **Nettoyage et désinfection**

Afin de réaliser un nettoyage et une désinfection adéquate au sein de l'élevage il faut utiliser :

- Un détergent, composé chimique doté de propriétés tensioactives qui dissout la matière organique et surtout les biofilms bactériens,
- Un désinfectant, composé chimique qui tue les germes en altérant leur structure, en inhibant leur métabolisme ou certaines de leur fonctions vitales. Chaque désinfectant a un spectre d'action différent : il faut donc choisir le désinfectant en fonction du type de surface.

### **Principes actifs des détergents utilisés**

Il existe quatre classes de détergents : les anioniques, les cationiques, les ampholytes et les non ioniques. On les retrouve dans les élevages de l'étude selon les proportions suivantes :

- Les détergents non ioniques (54,3%) : hydroxyles
- Les détergents cationiques (16%) : chlorhydrates d'amine, ammoniums quaternaires
- Les détergents anioniques (9,9 %) : alkylbenzènesulfonates, alkylsulfates, alkylarylesulfates
- Pas de détergent ampholyte

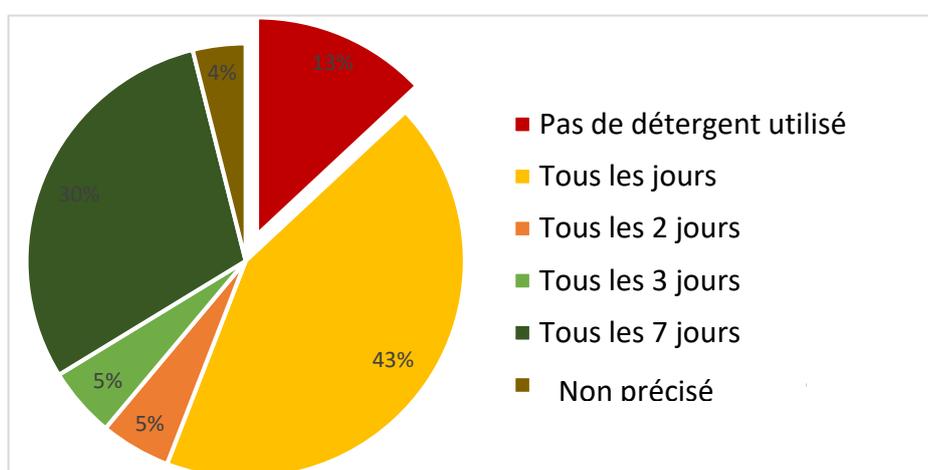
Le détergent utilisé n'est pas précisé dans 19,8% des élevages de l'étude.

## Principes actifs des désinfectants utilisés

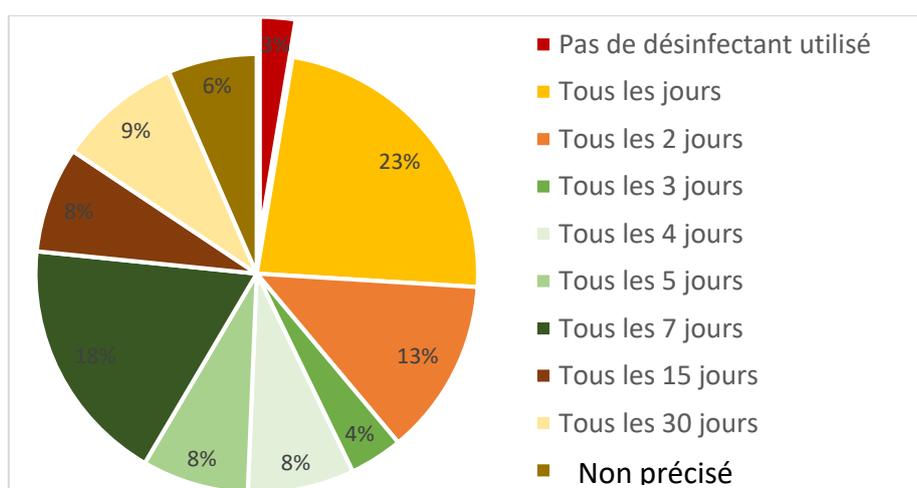
Les produits désinfectants les plus utilisés dans notre étude sont :

- Les ammoniums quaternaires (37% des élevages)
- Les composés chlorés tels que l'hypochlorite de sodium (22%) et l'acide peracétique (20%)
- Des produits à base d'oxygène actif (12%)
- Des aldéhydes (6%)
- Des alcools type éthanol (3%)

Les informations sur la fréquence d'utilisation de détergent et de désinfectant sont regroupées dans les graphiques 8 et 9.



Graphique 8 : Répartition des élevages selon la fréquence et l'utilisation de détergent



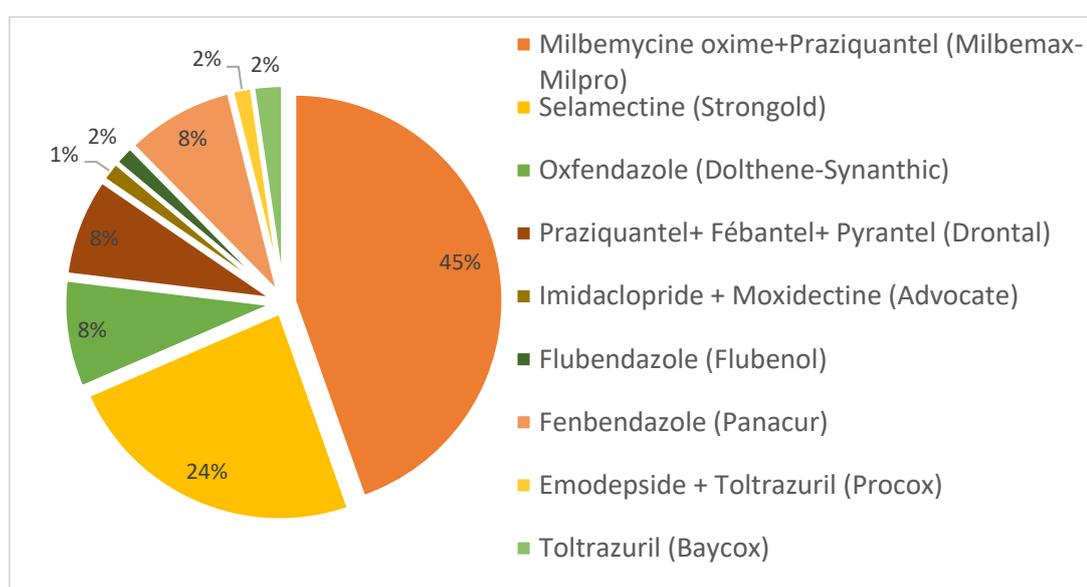
Graphique 9 : Répartition des élevages selon la fréquence et l'utilisation de désinfectant

## Bacs à litière

Nous avons pu observer que dans la majorité des élevages (90%), il y a une proportion de litière inférieure à celle du nombre de chats, soit en moyenne un bac à litière pour deux chats. Dans deux élevages, il y a un nombre de litière supérieur au nombre de chats.

## **D. Spécialités de vermifugation et fréquence d'utilisation**

Notre questionnaire nous a permis d'obtenir des informations sur l'utilisation d'antiparasitaires internes. L'ensemble des spécialités de vermifugation utilisées dans les élevages de l'étude est indiqué dans la figure ci-dessous (Graphique 10)



**Graphique 10** : Proportion de molécules antiparasitaires internes utilisées dans les élevages de l'étude

Les spécialités de vermifugation les plus utilisées sont la milbémecine oxime associée au praziquantel (45%) puis la sélamectine (24%).

Ensuite, l'oxfendazole, le praziquantel associé au fébantel et au pyrantel ainsi que le fenbendazole sont utilisés chacun dans 8% des élevages de l'étude.

Anecdotiquement, on retrouve le flubendazole, le toltrazuril associé ou non à l'émodepside et l'imidaclopride combiné à la moxidectine (chacun utilisés dans un à deux pour cent des élevages de l'étude).

La majorité des élevages n'utilisent qu'une de ces molécules (47% d'entre eux) ou deux spécialités (43%), en alternance. Neuf pourcent des élevages utilisent trois de ces spécialités également en alternance.

La fréquence de vermifugation varie en fonction des élevages et des stades physiologiques des chats (Tableau 9 ci-dessous) :

**Tableau 9 : Fréquence de vermifugation des adultes et des chatons des élevages de l'étude**

Numéro d'élevage	Fréquence de vermifugation		
	Adultes	Femelles en gestation	Chatons
1	2 fois par an	Autour mise bas	-
2	4 fois par an	4 fois par an Autour mise bas	2 fois par mois jusqu'aux 3 mois 1 fois par mois jusqu'à 1 an
3	2 fois par an	2 fois par an Autour mise bas	1 fois par mois jusqu'aux 6 mois
4	2 fois par an	2 fois par an	3 fois par an
5	1 fois par an	1 fois par an	1 fois par an
6	2 fois par mois	2 fois par mois Autour mise bas	2 fois par mois jusqu'aux 3 mois 1 fois par mois jusqu'à 1 an
7	2 fois par an	2 fois par an	1 fois à 15 jours 1 fois par mois jusqu'à 1 an
8	2 fois par an	2 fois par an	-
9	4 fois par an	4 fois par an	-
10	4 fois par an	4 fois par an	A 15 jours A 4 mois
11	2 fois par an	2 fois par an Autour mise bas	1 fois par mois
12	2 fois par an	2 fois par an	2 fois par mois à partir de 1 mois 1 fois par mois jusqu'à 1 an
13	2 fois par an	2 fois par an	-
14	2 fois par an	Autour mise bas	1 fois par mois jusqu'aux 6 mois
15	2 fois par an	2 fois par an Autour mise bas	1 fois à 3 mois
16	2 fois par an	2 fois par an	-
17	2 fois par an	2 fois par an Autour mise bas	A 15 jours
18	2 fois par an	2 fois par an	-
19	4 fois par an	4 fois par an Autour mise bas	2 fois par mois jusqu'aux 3 mois puis 1 fois par mois

Dans la majorité des élevages (94%), les adultes sont vermifugés au minimum deux fois par an. Dans un seul élevage (Elevage 5), les adultes sont vermifugés une fois par an.

Dans 63% des élevages, les femelles gestantes sont vermifugées deux fois par an, dans 21%, quatre fois par an et dans 16 % seulement une fois par an. Dans la moitié des élevages (9/19), les femelles gestantes sont vermifugées aux alentours de la mise bas.

Enfin, la fréquence de vermifugation varie pour les chatons (de la naissance à 12 ans). La plupart du temps, ils sont vermifugés dès leur premier mois de vie régulièrement jusqu'aux six mois (chaque mois jusqu'aux six mois). Dans six élevages nous n'avons pas eu d'informations à propos de la vermifugation des jeunes chats.

## II. Parasites digestifs trouvés dans les élevages

### A. Coproscopie

Sur les 19 élevages prélevés, nous avons trouvé des parasites intestinaux dans seulement quatre élevages. Les animaux concernés étaient des jeunes de moins d'un an. La prévalence augmente chez les chatons de moins de trois mois. Les élevages concernés comprenaient les races suivantes : Maine Coon, d'Angora Turc, de British/Scottish et de Sphynx. Seuls deux des quatre élevages laisse un accès extérieur aux chats. La proportion de mâles ou de femelles infestées est difficile à estimer mais pour *Toxascaris leonina*, les mâles reproducteurs étaient très infestés (avec une moyenne de cinq œufs par gramme, voir Tableau 10).

**Tableau 10** : Parasites gastro-intestinaux trouvés dans les échantillons prélevés chez les éleveurs

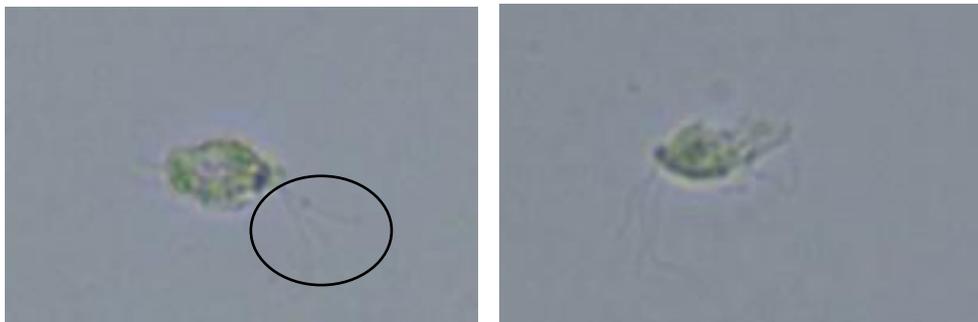
Parasites	Elevages positifs	Prélèvements concernés	Catégorie d'âge concernée	Races concernées	Accès extérieur
<i>Coccidies</i>	3/19	6/72	Chatons < 3 mois ++ Chatons [3-12 mois] +	Maine Coon, Angora Turc, British/ Scottish	Oui pour 2/19 des élevages
<i>Toxascaris leonina</i>	1/19	2/72	Un mâle reproducteur ++ Chatons < 3 mois	Sphynx	Non

Nous n'avons pas pu identifier l'espèce de coccidie mais il devrait probablement s'agir d'*Isospora felis* qui est l'espèce la plus commune. Les animaux infestés sont surtout les chatons de moins de trois mois avec une infestation importante allant jusqu'à plus de 3 000 oocystes par gramme. Le nombre d'oocystes étant trop important sur une des lames, il n'a pu être quantifié.

## **B. Culture en milieu InPouch™**

### **Echantillon test-Témoin positif**

Dès 24 heures après incubation du milieu de culture positif, nous avons pu observer de nombreux trophozoïtes de *T. fætus* en suspension dans le milieu InPouch™ (Figure 29). Ceux-ci étaient reconnaissables par leurs mouvements circulaires mais également par la présence de leurs quatre flagelles très visibles au grossissement x40.



**Figure 29** : Trophozoïtes de *Tritrichomonas fætus* observés au grossissement 40 au microscope optique au service de parasitologie de l'ENVT (Photographie originale).

### **Culture des échantillons récoltés en élevage**

Le nombre de prélèvements de selles récupérés pour chaque élevage, le nombre de cultures réalisées pour rechercher *T. fætus* ainsi que leurs résultats sont indiqués dans le tableau ci-dessous (Tableau 11).

**Tableau 11** : Proportion de prélèvements positifs après observation de l’InPouch™ au microscope optique.

<b>Elevages</b>	<b>Nombre de chats</b>	<b>Nombre de prélèvements</b>	<b>Nombre de mises en culture Inpouch™</b>	<b>Prélèvements positifs</b>	<b>Races concernées</b>
<b>1</b>	30	4	4	0	Angora Turc
<b>2</b>	39	6	6	0	Maine coon, Singapura
<b>3</b>	31	6	6	0	British scottish
<b>4</b>	3	1	1	0	Sibérien
<b>5</b>	25	6	0	0	Sphynx, Donskoï
<b>6</b>	6	2	0	0	British scottish
<b>7</b>	34	5	5	0	Maine Coon
<b>8</b>	3	3	1	0	Bengals
<b>9</b>	10	2	2	0	Sphynx
<b>10</b>	8	3	3	0	Maine Coon
<b>11</b>	4	2	1	0	Maine Coon
<b>12</b>	12	2	2	0	Abyssins
<b>13</b>	15	4	4	0	Sphynx, Exotic shorthair
<b>14</b>	23	5	5	0	Persan, Exotic shorthair
<b>15</b>	8	4	4	0	Ragdoll
<b>16</b>	29	2	2	0	Maus Egyptiens, Sibérien
<b>17</b>	11	7	7	0	Sibérien
<b>18</b>	5	3	1	0	Abyssin
<b>19</b>	39	6	6	0	Maine coon, British shorthair et Savannah
<b>TOTAL</b>	335	73	60	0	

Chaque élevage est numéroté par ordre de visite. Le nombre de chats est le nombre présent lors de la visite dans l'élevage. Le nombre de prélèvements correspond généralement au nombre de salles séparées où vivent des chats.

Sur les 60 échantillons mis en culture dans le milieu spécifique InPouch™, aucun n'est revenu positif.

## **Chapitre 3: Discussion**

### **I. Discussion du matériel et des méthodes**

#### **A. Choix des élevages et des individus de l'étude**

##### **Elevages de l'étude**

Notre étude s'est concentrée sur 19 élevages situés dans le sud-ouest de la France et plus précisément dans la périphérie de Toulouse. Les élevages étaient de taille variable et comprenaient de 3 à 39 animaux pour les plus grands. Certains étaient des élevages « familiaux » sans aucune limite nette entre le foyer et les salles dédiées aux animaux, qui pouvaient occuper des pièces de l'habitation. D'autres (une minorité, seulement cinq élevages) présentaient des locaux géographiquement séparés de l'habitation des éleveurs. Nous discutons de ces résultats ci-dessous.

La proximité des élevages avec l'école vétérinaire était nécessaire afin de pouvoir mettre en culture les matières fécales pour la recherche de *T. faetus*, dans un délai de moins de six heures après leur émission (Hale *et al.*, 2009). Nous avons donc eu une contrainte matérielle réduisant la zone géographique d'étude qui a été réduite à un périmètre de 200 km autour de Toulouse, soit un temps de trajet maximal de deux heures à deux heures et demi (aller) depuis l'ENVT.

L'étude a donc dépendu du nombre d'élevages présents dans ce périmètre et qui ont fait part de leur volonté de participer à l'étude. De plus, un biais de sélection des élevages peut être soupçonné puisque le fait d'obtenir une analyse coproscopique en participant à cette étude pouvait motiver des éleveurs qui rencontraient des diarrhées persistantes dans leur élevage, entraînant ainsi un biais par surestimation des parasitoses digestives étudiées. De la même façon, certains élevages ont pu être rebutés par peur de jugement sur le fonctionnement et la

conduite de l'élevage et ainsi nous pouvons sous-estimer la prévalence des protozoaires digestifs recherchés.

Pour obtenir des résultats de prévalence interprétables, il aurait été intéressant d'étendre cette étude à l'ensemble de la région Occitanie par exemple.

### **Effectif de l'étude**

Notre étude concernait 335 chats de 14 races différentes et d'âge variable. Contrairement à la thèse réalisée à l'Ecole Vétérinaire Nationale de Lyon en 2013, nous avons un plus gros effectif (335 contre 140 chats) mais nous n'étudions seulement 19 élevages contre 117 chatteries différentes (Profizi, 2013). En effet, ayant réalisé les prélèvements par écouvillon rectal lors de trois expositions félines, il était possible de toucher un plus grand nombre d'élevage que pour notre étude où nous nous déplaçons dans chacun des élevages intéressés. Notre effectif est donc beaucoup moins représentatif de la population féline française.

Pour des raisons de praticité pour l'éleveur, nous avons également décidé de mélanger les échantillons issus de la même salle d'élevage afin d'étudier non pas la présence des parasites digestifs pour chaque individu mais pour chaque salle (donc pour chaque groupe d'individus, généralement regroupés par classe d'âge ou par sexe) contrairement encore une fois à la thèse de Lyon qui a réalisé un dépistage individuel pour *T. foetus* (Profizi, 2013).

## **B. Elaboration du questionnaire**

Avec l'aide du Dr Hanna Mila, nous avons élaboré un questionnaire simple mais complet pour caractériser au mieux les élevages participant à l'étude. Le questionnaire était la plupart du temps composé de questions fermées. De manière à avoir une dichotomie et pouvoir interpréter au mieux les réponses à l'aide de graphiques et de pourcentages, nous avons dû déterminer le caractère bon ou mauvais de chaque critère. Cette analyse est très subjective, et il était parfois difficile de trancher. En ce qui concerne la description des selles pendant ou hors phase de diarrhée, nous avons proposé de les caractériser selon leur couleur, leur consistance ou leur odeur. Encore une fois, cette classification est très subjective et doit être analysée avec précautions.

## C. Recherche des parasites et choix du milieu de culture InPouch™

### Coproscopie par flottation

Nous avons opté pour une méthode de flottation au chlorure de sodium saturé, avant observation au microscope optique. Cette méthode a l'avantage d'être simple et rapide mais elle possède tout de même des limites. Effectivement, elle permet de mettre en évidence la majorité des œufs de nématodes, de cestodes et les oocystes de coccidies. La recherche d'oocystes de cryptosporidie et de kystes de *Giardia* n'a pas été envisagée dans cette étude.

La méthode de choix pour mettre en évidence les oocystes de cryptosporidies est la coloration de Ziehl-Nielsen (Foreyt, 1990 ; Kuczynska, Shelton, 1999). Pour les kystes de *Giardia* spp., on utilise plutôt une solution de sulfate de zinc (d=1,18) car les solutions de chlorure de sodium ou de nitrate de sodium ont tendance à déformer les oocystes (Broussard, 2003), ou bien on utilise la technique de sédimentation diphasique sur matières fécales fixées au merthiolate-iode-formaldéhyde. On peut également réaliser un test ELISA sur les matières fécales, permettant de mettre en évidence les antigènes parasitaires. Ces méthodes ne sont pour l'instant pas utilisées en routine au laboratoire de Parasitologie de l'ENVT, nous avons ainsi fait le choix de ne pas rechercher ces parasites, et de nous concentrer sur ceux observables par coproscopie par flottation, et la mise en culture dans le milieu InPouch™.

L'inconvénient de la solution au chlorure de sodium est son caractère corrosif pour le matériel et surtout la formation de cristaux sur la lame assez rapidement.

### Mise en culture dans le milieu InPouch™

Pour la recherche de *T. foetus*, nous avons utilisé le milieu de culture spécifique, l'InPouch™ TF-Feline, élaboré pour faciliter la croissance de *T. foetus* et inhiber celle des bactéries et des levures (Cepplecha *et al.*, 2013). Pour utiliser au mieux ce système, et augmenter la sensibilité de détection, il est recommandé par le fabricant de réaliser des prélèvements à partir d'écouvillons rectaux. En effet, *T. foetus* s'accroche aux parois du côlon du Chat et peu d'individus se retrouvent alors dans les selles. Le prélèvement à partir de matières fécales est cependant envisageable, si ces dernières ont été excrétées dans les six heures avant la mise en culture. Nous avons fait le choix de prélever les matières fécales directement, pour des raisons de commodité, et d'acceptation des éleveurs. Un prélèvement individuel par écouvillon rectal sur l'ensemble de l'effectif (pouvant atteindre 50 individus dans certains élevages) ne nous semblait pas envisageable.

Le milieu de culture InPouch™ nous semblait intéressant à utiliser puisqu'il serait facile à utiliser en clinique vétérinaire. Néanmoins, ce milieu de culture n'est pas le meilleur pour la détection de *T. foetus* comme l'a montré Hale *et al.* (2009) qui a mis en évidence une meilleure sensibilité du milieu de culture Modified Diamonds Medium (Hale *et al.*, 2009). Comme expliqué précédemment, le milieu de culture Modified Diamond Medium est désormais réservé au milieu hospitalier pour la recherche de *Trichomonas vaginalis*, retrouvé dans la région urogénitale de l'Homme. Le milieu InPouch™ est quand à lui facile à obtenir et est à disposition des vétérinaires praticiens pour un usage directement en cabinet vétérinaire. C'est pourquoi, nous avons choisi d'utiliser ce milieu dans ce travail de thèse.

Une analyse des matières fécales par PCR était prévue, de façon à compléter les résultats de notre étude. Nous devions dans un premier temps développer la PCR au laboratoire de parasitologie, puis en raison des contraintes liées à la crise sanitaire, nous souhaitons externaliser ces analyses auprès du Dr Barbara Hinney, de l'Université Vétérinaire de Vienne, en Autriche. Les PCR n'ont pu être réalisées dans le temps imparti au travail expérimental en lien, également, avec la crise sanitaire. Ces analyses sont cependant prévues, et se feront dans un futur proche, afin de compléter le présent travail en vue d'une publication.

Les travaux de Gookin *et al.* (Gookin *et al.*, 2004) ont montré une différence significative entre la culture dans un milieu InPouch™ et la PCR pour la recherche de *T. foetus* chez des chats lors d'une exposition féline, avec deux fois plus de cas positifs à la PCR comparé à la culture. Une seconde étude réalisée elle aussi après une exposition féline a montré une différence encore plus importante avec une culture positive contre onze PCR positives (Tysnes *et al.*, 2011). Dans ces deux études, les selles étaient fraîches ou de moins de huit heures. Il aurait donc été vraiment intéressant de pouvoir réaliser des PCR sur nos échantillons de manière à augmenter la sensibilité (55% pour la culture dans le milieu InPouch™ contre 94% pour la PCR) d'autant plus que l'ensemencement était fait après un transport et donc avec moins de parasites vivants. Dans la thèse vétérinaire réalisée par Claire Profizi (2012) à l'École Nationale Vétérinaire de Lyon, et l'article qui en a découlé, les auteurs n'ont pas observé de différences significatives entre les deux méthodes, avec 12,6% de chats revenus positifs en culture contre 15,8% en PCR. L'utilisation d'écouvillons rectaux réalisés dans ce travail pour l'ensemencement des milieux InPouch™ peut expliquer la bonne sensibilité des cultures (Profizi *et al.*, 2012).

## **II. Corrélation entre questionnaires et résultats coprologiques**

Les questionnaires étaient envoyés en amont de la visite dans chaque élevage et donc souvent complétés par l'éleveur seul. Nous avons ainsi pu observer le manque de subjectivité de certaines réponses. Il aurait peut-être été plus judicieux de compléter le questionnaire en présence de l'éleveur, de façon à éviter ce type de biais.

### **A. Organisation des élevages de notre étude**

Contrairement aux élevages canins qui disposent la plupart de temps de locaux dédiés à cette activité professionnelle, les élevages félines sont généralement indissociables du logement de l'éleveur. Dans notre étude, les élevages ne dérogent pas à la règle et dans l'ensemble, nous avons eu à faire à des élevages familiaux avec la présence de chats dans les chambres, le salon et dans la minorité des cas dans une pièce dédiée. Cette organisation rend difficile la mise en place des règles sanitaires.

La marche en avant est quasiment impossible avec ce genre de configuration car, les chats vivant avec les propriétaires, il est impossible d'éviter les allers retours dans les différentes pièces et entre les groupes d'animaux. Malgré les méthodes pour minimiser les risques sanitaires, comme l'utilisation de chaussures propres à la nurserie et la maternité ainsi que le gel hydro-alcoolique à disposition, la biosécurité n'est pas idéale et le risque de contamination est présent.

Globalement, l'ensemble des élevages disposent d'une salle propre aux mises-bas et aux chatons non sevrés. La moitié des élevages ont deux salles séparées mais 52% ont une salle polyvalente, qui accueille tantôt les mises bas et tantôt les chatons de moins de 2 mois.

De plus, les élevages indissociables des logements ont plus de difficultés à bien séparer les animaux malades et les nouveaux arrivants du reste de l'élevage. Quarante pourcent des élevages ne disposent pas d'infirmierie et ne peuvent donc pas toujours séparer un animal malade ou parasité du reste du groupe. En ce qui concerne la salle dédiée à la quarantaine, 17% n'en possèdent pas et 31% ne réalisent pas une vraie quarantaine.

En effet, 31% des élevages possèdent une salle pouvant servir à une quarantaine mais non dédiée à cela: la plupart du temps la quarantaine est une des chambres de l'habitation qui sert soit à la mise bas, soit à l'infirmierie soit à la quarantaine. La biosécurité est généralement très limitée puisque les éleveurs ne peuvent pas parfaitement désinfecter leur chambre entre chaque groupe d'individus.

La durée de l'isolement, que ce soit pour un nouvel individu ou suite à un concours, est choisie par l'éleveur: pour certains elle dure seulement une semaine et pour d'autre elle va jusqu'à un mois. En l'absence de réglementation stricte concernant la durée d'une quarantaine, celle-ci est donc laissée au choix de l'éleveur.

## **B. Surface minimale par animal**

D'après l'Arrêté du 3 avril 2014, les hébergements doivent être de deux mètre carré au minimum par chat (plateformes comprises) et avoir une hauteur minimale de deux mètres de hauteur. Tous les élevages respectent le minimum de deux mètres de hauteur mais quasiment la moitié des élevages de l'étude ne respecte pas les deux mètres carré de surface par chat. La plupart du temps, il y a une surpopulation animale dans l'ensemble de l'élevage ou au moins dans une des salles qui regroupent les chats.

Dans l'étude de Gookin en 2007, il avait été montré que la transmission de *T. foetus* via les bacs à litières étaient plus importante lorsque la densité de population augmentait (Gookin *et al.*, 2007). Pour les autres parasites digestifs telles que les coccidies ou encore *Giardia*, il a également été prouvé un lien entre la densité de population et la prévalence de ces parasites et notamment en chatterie (De Santis-Kerr *et al.*, 2006 ; Pedersen, Pratt, 1991 ; Dubey, 1993).

En 2013, Capári *et al.* ont mis en évidence un fort taux d'infections à *Giardia* et à *Toxascaris* sp. chez les chats d'une chatterie, la densité de population importante favorisant la transmission des parasites au sein de la chatterie (Capári *et al.*, 2013). L'infection à *Toxascaris* sp. a une plus faible prévalence que l'infection à *Toxocara* sp.

Dans les élevages de notre étude et en particulier les élevages revenus positifs pour les coccidies ou *Toxascaris leonina*, la surface minimale par animal était généralement bien respectée (Tableau 12). Nous développons ci-dessous (III) les pratiques qui cependant pourraient être améliorées dans ces élevages parasités.

## **C. Pratiques de nettoyage et désinfection**

### **Surfaces choisies**

La majorité des élevages étudiés étaient mélangés au foyer de l'éleveur. Les principales conséquences, en plus de celles citées ci-dessus, sont la présence de matériaux difficiles à nettoyer et à désinfecter comme du parquet ou de la moquette pour les sols et du papier peint

ou de la peinture sur les murs. Nous avons observé dans quelques élevages seulement la présence de carrelage, de PVC ou de linoléum.

Dans l'ensemble on a donc un risque de mauvais nettoyage et/ou désinfection et donc une décontamination totale impossible. Il faut préconiser des matériaux facilement lavables et éviter les surfaces telles que les parquets ou les tapisseries.

### **Usage et fréquence de détergent et désinfectant**

Dans deux des 19 élevages, les éleveurs ne réalisent pas de nettoyage chimique mais seulement une désinfection. Dans les 17 autres, les éleveurs utilisent nettoyeur et désinfectant, mais certains ne les utilisent pas dans le bon ordre et par exemple nettoient une fois par semaine et désinfectent trois fois par semaine.

Pour permettre une bonne décontamination, il faut utiliser un détergent (physique ou chimique) puis un désinfectant (chimique) en portant attention au temps de pose ainsi qu'à la fréquence de nettoyage et de désinfection : après chaque portée, chaque quarantaine mais aussi fréquemment dans le reste de l'élevage.

### **Matériels indispensables- Bac à litière**

On préconise d'avoir une litière par chat et une litière supplémentaire. Seuls deux des 19 élevages possèdent le bon nombre de litière. Globalement il y a un déficit en nombre de litière par salle. De plus, le nettoyage total des litières est généralement réalisé assez souvent sauf dans trois élevages où il a lieu une fois toutes les deux semaines jusqu'une fois par mois. Il y a donc un risque accru de contamination parasitaire si un individu en excrète. Il faut au minimum nettoyer intégralement les bacs à litière une fois par semaine avec du vinaigre blanc ou avec un détergent adapté.

## **D. Protocole de vermifugation**

Le risque d'infection parasitaire dépend du style de vie de l'animal concerné. Des animaux gardés en groupes ont plus de risque d'être parasité car la pression parasitaire est forte, d'autant plus lorsque la densité est importante. De plus les animaux participants à des expositions ont plus de risques d'être infectés par des protozoaires comme *Giardia* sp., *T. foetus* et *Cryptosporidium* sp. (Villeneuve, 2013). En effet, lors d'exposition, les chats peuvent être manipulés par les juges, sur des plateformes où d'autres chats sont passés, et en fonction des éleveurs, ils peuvent également être touchés par le public ; il peut donc y avoir une

possible transmission indirecte des protozoaires digestifs cités précédemment. C'est pourquoi, le protocole de vermifugation est important.

Parmi les molécules utilisées, seul l'oxfendazole, le fenbendazole et le toltrazuril ont une action sur ces parasites digestifs et en particulier sur *G. duodenalis* pour les deux premiers et sur les coccidies pour le dernier mais elles ne sont utilisées que chez 9 à 10% des élevages de l'étude. La plupart des élevages réalisent une bithérapie (43%) voire une trithérapie (9%) en alternant les molécules, ce qui est recommandé pour éviter les résistances.

## **E. Prévalences obtenues**

### **1. De *Tritrichomonas foetus***

Deux études de prévalence pour ce parasite ont déjà été réalisées en France chez les chats : la thèse de Nora Brigui (Brigui, 2007) et celle de Claire Profizi (Profizi, 2013). Dans notre étude, qui s'est intéressée à la présence du protozoaire au sein d'élevages félines, nous n'avons pas trouvé de *T. foetus* dans nos prélèvements de selles tandis que l'étude de 2013 a confirmé la présence du parasite dans une grande partie du territoire français avec une prévalence de 17,1% des chats et de 18,8% de chatteries. Ces précédents résultats étaient similaires aux études effectuées dans des expositions félines dans d'autres pays européens tels qu'en Allemagne (15%) ou encore en Grèce (20,0%) (Kuehner *et al.*, 2011 ; Xenoulis *et al.*, 2010).

La prévalence nulle trouvée dans notre étude peut être expliquée par différents points. Tout d'abord, pour utiliser le milieu de culture InPouch™, nous aurions sûrement dû privilégier l'écouvillon rectal, comme lors de l'étude de 2013, afin d'augmenter la probabilité d'obtenir les parasites normalement logés dans la paroi du côlon et du rectum.

De plus, lors de l'étude réalisée sur les expositions féline, certains chats présentés des désordres intestinaux chroniques contrairement aux chats de notre étude or, plusieurs auteurs tels que Kuehner *et al.*, ont démontré une relation significative entre l'infection de *T. foetus* et la consistance anormale ou diarrhéique des selles (Kuehner *et al.*, 2011). La prévalence de notre étude pourrait donc être faussée par l'échantillonnage regroupant essentiellement des animaux sans symptôme de diarrhée.

Enfin, contrairement à ce qui a été réléié dans les travaux de thèses citées ci-dessus, nous n'avons pas réalisé un dépistage individuel pour ce parasite mais un dépistage collectif : notre but étant d'étudier la prévalence du parasite dans chaque salle de chacun des élevages de l'étude, afin de déterminer un lien éventuel entre la présence de *T. foetus* et la structure de la salle concernée et/ou de la conduite d'élevage.

D'autres publications ont mis en évidence un lien entre l'âge des animaux et l'infection à *T. faetus* avec une plus forte prévalence chez les jeunes individus (Holliday *et al.*, 2009 ; Stockdale *et al.*, 2009 ; Xenoulis *et al.*, 2010). Dans notre étude tout comme dans l'étude de 2013, ce lien n'a pas été confirmé. En ce qui concerne la densité de population ou encore le nombre de litière par chat, aucune relation significative n'a pu être trouvée avec la présence du parasite.

## **2. Des autres protozoaires digestifs communément retrouvés chez le Chat**

D'après notre étude, nous avons une prévalence de 8,2% de coccidies sur l'ensemble de nos élevages. Cette valeur est supérieure à celles trouvées aux Etats-Uni qui variaient de 2,9 à 6,7% (Kirkpatrick, 1988 ; Nolan et Smith, 1995), mais concorde avec les études menées en Europe (0,1% à 8,9%) chez les chats domestiques (Barutzki et Schaper, 2013 ; Capári *et al.*, 2013). Cela peut être expliqué par notre échantillonnage qui est à la fois petit et qui ne concerne que des animaux d'élevage, qui sont plus à même de présenter des coccidies comme l'ont montré plusieurs études (De Santis-Kerr *et al.*, 2006 ; Pedersen, Pratt, 1991). Il n'est pas surprenant de retrouver en majorité des coccidies dont les ookystes sont très résistants dans le milieu extérieur et persistent donc au sein de l'élevage où la ré-infestation reste possible.

La majorité des élevages de notre étude respectent la surface minimale par chat mais 37% ont une densité de population trop importante au sein de leur élevage. D'après Polak *et al.* (2014) et d'autres études, la prévalence des parasites digestifs est d'autant plus importante que l'élevage a une densité de population élevée (Dubná *et al.*, 2007 ; Ortuño *et al.*, 2014 ; Polak *et al.*, 2014 ;) or, d'après nos résultats, les échantillons revenus positifs dans la recherche de parasites digestifs ne proviennent pas de salle à forte densité mais au contraire proviennent de salles respectant généralement la surface minimale par animal. Cela peut être expliqué par rapport à la population de chat concernée : dans les salles où la densité de chat était élevée, on ne trouvait que des chats adultes ; dans les salles où l'on a retrouvé des parasites digestifs, la surface minimale était certes respectée mais l'on avait à faire à de jeunes chatons, plus sensibles aux parasites digestifs recherchés (Bowman *et al.*, 2002 ; Schares *et al.*, 2008 ; Gates, Nolan, 2009 ; Barutzki, Schaper, 2013).

Aucun lien n'a été établi entre la race et l'infection aux parasites digestifs tout comme l'étude réalisée en 1991 (Pedersen, Pratt, 1991) et contrairement à l'étude réalisée par Santis-Kerr *et al.* qui avait montré une plus grosse prévalence de la giardiose et la coccidiose chez les chats de pure race (De Santis-Kerr *et al.*, 2006).

### 3. De *Toxascaris leonina*

Dans notre étude, nous avons retrouvé une prévalence de 2,6% de *Toxascaris leonina* sur l'ensemble de nos élevages. Cette valeur est bien inférieure à celle trouvée dans une étude réalisée en Hongrie en 2011 qui était de 7,2% (Capári *et al.*, 2013) mais reste supérieure aux prévalences normalement trouvées chez le chat qui n'excèdent que très rarement 1% (Beugnet *et al.*, 2014). Les résultats trouvés en Hongrie peuvent être expliqués par la prévalence exceptionnelle de *T. leonina* dans l'une des chatteries de l'étude où près d'un tiers des chats étaient infectés par le nématode. Dans notre cas, les salles revenues positives pour *T. leonina* proviennent également d'un seul et même élevage.

D'après Capári *et al.*, *T. leonina* est trouvé dans les lieux à forte densité de population (Capári *et al.*, 2013). L'élevage de notre étude respecte la surface minimale par chat donc ici, la densité ne semble pas être le facteur prédisposant (Tableau 12). De plus, toujours d'après Capári *et al.*, l'infection à *T. leonina* serait plus fréquente chez les chats de pure race que chez les chats croisés. Les chats de l'élevage positif dans notre étude étaient de la race Sphynx mais étant donné que c'est le seul élevage revenu positif et que nous n'avons pas recherché le parasite chez des chats croisés, il nous est impossible de savoir si cette race ou si les chats de pure races sont prédisposés à l'infestation par ce parasite.

Les individus des salles où nous avons retrouvé les œufs de ce nématode sont principalement des jeunes chatons de moins de trois mois (80 %), ce qui concorde avec l'étude de McGlade *et al.* (2003) en Australie qui a montré la sensibilité des plus jeunes pour l'infestation à *T. leonina* tout comme pour l'infestation à *Toxocara cati*.

## F. Profil des élevages positifs aux protozoaires digestifs dans notre étude

Tableau 12 : Présentation des élevages positifs à l'analyse coproscopique

Numéro d'Élevage	1			2		3	5	
	Femelles	Chatons		Chatons		Mâles	Chatons	Mâles
Numéro Salle	1	3	4	1	4	1	1	4
Protozoaires retrouvés	Coccidies			Coccidies		Coccidies	<i>Toxascaris leonina</i>	
Densité (chat/m <sup>2</sup> )	0,2 à 0,3			> 0,5		0,2	0,4 et 0,3	
Revêtement sol	Carrelage		+ Terre battue	Carrelage ou linoleum		Carrelage	Parquet	Carrelage
Nettoyage Sol	Facile		Difficile	Facile		Facile	Difficile	Facile
Revêtement mur	Peinture lavable, bois ou crépis			Tapiserie	Linoleum	Carrelage	Papier peint ou peinture lavable	
Nettoyage Mur	Difficile			Difficile	Facile	Facile	Difficile	
Protocole de désinfection	Bon			Bon		Bon	Bon	
Nombre de chats/ Nombre de litières	8/5	7/5	4/3	5/2	8/2	1/1	4/2	8/5
Fréquence de nettoyage des litières	Une fois par mois			Quatre fois par mois		Quatre fois par mois	Quatre fois par mois	
Vermifuge adapté à ce protozoaire ?	Non			Oui		Non	Oui	

Densité conseillée : <0,5 chat/m<sup>2</sup>

Nombre de chats/ Nombre de litières recommandé : n/n+1 avec n le nombre de chat

D'après le Tableau 12, sur les quatre élevages revenus positifs à l'analyse coproscopique, 62% concerne des salles avec des chatons, plus sensibles aux parasites digestifs que les adultes (Gates et Nolan, 2009 ; Schares *et al.*, 2008 ; Bowman *et al.*, 2002 ; Barutzki et Schaper, 2013). Pour la salle 2 de l'élevage 1, la mère des chatons pouvait se promener entre la salle des chatons et le reste de l'élevage, et ainsi potentiellement propager les parasites au reste de l'élevage, si elle-même était infectée. Pour l'échantillon positif de l'élevage 3, il concerne un mâle, en cours de quarantaine de 15 jours au moment du prélèvement car venant d'arriver dans l'élevage. Il est important de noter ici la nécessité d'une telle période d'isolement, au cours de laquelle une excrétion parasitaire peut avoir lieu, optimisée par le stress lors de l'arrivée dans un nouvel environnement. Nous avons pu noter l'efficacité de cette pratique, car aucun autre chat de l'élevage ne s'est avéré positif pour la coccidiose.

Pour chacun des élevages, le protocole de nettoyage et de désinfection est globalement adapté mais les surfaces ne sont pas toujours faciles à nettoyer (75% des revêtements des sols sont considérés comme facilement nettoyables et seulement 25% pour les murs). Malheureusement, même si non précisé dans les questionnaires, la plupart des élevages de l'étude (et 80 % des élevages présentés dans le Tableau 12) utilise le même matériel de nettoyage et de désinfection pour l'ensemble de l'élevage. Le risque de contamination des différentes salles ne peut donc pas être négligé par le biais de ce matériel.

Dans soixante-quinze pour cent des cas, la surface minimale disponible par chat est respectée avec une densité correspondante de moins de 0,5 chat par mètre carré. Néanmoins pour ces quatre élevages et les salles dans lesquelles des parasites ont été détectés, nous avons noté un nombre insuffisant de bacs à litière. Rappelons qu'il est recommandé d'avoir une litière par chat plus une litière supplémentaire (Légifrance, 2014). De plus, les litières sont nettoyées entièrement une fois par semaine pour 62% des salles et seulement une fois par mois pour 38%. Comme vu précédemment, la sporulation des coccidies a lieu dans le milieu extérieur en 24 à 48 heures et une fois sporulés, les oocystes peuvent persister plusieurs mois à plusieurs années dans le milieu extérieur. Comme soulevé par Gookin *et al.* (2007) dans leur étude, plus la densité animale est importante au sein d'une salle d'élevage, plus il y a des risques de transmission de parasites via les bacs à litières (Gookin *et al.*, 2007). En effet, s'il n'y a pas assez de bacs, il y a plus de passage dans ces litières et donc un plus grand risque de transmission de *T. foetus* ou d'autres protozoaires digestifs. Par ailleurs, il est important d'expliquer aux éleveurs, la nécessité d'un nettoyage régulier des bacs qui doivent être inférieurs au temps de

sporulation des parasites dans le milieu extérieur. Ainsi un nettoyage hebdomadaire n'est pas suffisant, encore moins un nettoyage mensuel.

Dans 75% des élevages, les adultes sont vermifugés au minimum deux fois par an, alors que le protocole recommandé est de quatre fois par an. Seul l'élevage 2 respecte ce protocole. Par ailleurs, dans 70% des élevages, les chatons sont vermifugés à partir de 15 jours ou un mois puis tous les mois jusqu'à leurs six mois. Dans le reste des élevages, les chatons ne sont pas traités, alors que ce sont les individus les plus sensibles au parasitisme. De plus, 52% seulement des élevages réalisent une alternance de molécules, limitant ainsi le développement de résistance des parasites digestifs.

En conclusion, la positivité de ces élevages peut s'expliquer par les points abordés dans les deux paragraphes précédents : une désinfection imparfaite, un nombre de litière non adapté à la densité de chats, et un nettoyage de ces bacs fait à une fréquence insuffisante.

### **III. Améliorations à proposer aux éleveurs pour diminuer la pression parasitaire au sein de leur élevage**

Suite à cette étude, nous pouvons proposer deux grands axes d'amélioration concernant la biosécurité : une bonne sectorisation, un protocole de nettoyage et de désinfection plus strict.

Tout d'abord, la sectorisation peut être améliorée en essayant le plus possible de :

- Séparer l'élevage de chats du foyer de l'éleveur, de manière à faciliter la marche en avant au sein des locaux. Si cela n'est pas possible, il faut prévoir des chaussures dédiées à chaque salle.
- Prévoir une salle spécifique pour les jeunes chatons : étant plus sensibles au parasitisme digestif que les adultes, les séparer du reste de l'élevage permettrait de contenir l'infection à ce seul groupe.
- Prévoir une salle de quarantaine pour les nouveaux arrivants dans l'élevage ainsi que pour les chats revenants d'une saillie extérieure ou d'une exposition où la pression parasitaire est augmentée par le stress. Dans l'idéal, cette salle doit être isolée du reste de l'élevage. La période de quarantaine peut notamment être accompagnée d'analyses coproscopiques sur trois jours consécutifs, en particulier pour les nouveaux entrants.
- Avoir un matériel de nettoyage et de désinfection propre à chacune des salles.
-

Ensuite, il faut revoir le protocole de nettoyage et de désinfection. Pour cela, il faut :

- Privilégier des salles possédant des revêtements (sols et murs) faciles à nettoyer. Proscrire les surfaces telles que les parquets pour le sol ou le papier peint pour les murs. Ces surfaces ne permettent pas un bon nettoyage ni une bonne désinfection.
- Toujours réaliser un bon nettoyage (physique et/ou chimique avec un détergent) puis seulement une désinfection. Une désinfection sans nettoyage ne permet pas d'éliminer les biofilms. La fréquence de nettoyage et de désinfection dépend du revêtement des surfaces, de la densité de population et donc de la pression parasitaire.
- Prévoir un nombre suffisant de bac à litière c'est-à-dire autant que de chats et un bac supplémentaire. Les litières sont les principaux lieux de transmissions des parasites digestifs, leur nettoyage se doit d'être efficace et régulier, de manière à être inférieur au temps nécessaire à la sporulation de certains parasites, et donc au temps nécessaire à l'acquisition de leur pouvoir infestant pour les autres individus de l'élevage.

Enfin, il est primordial d'insister auprès des éleveurs sur la nécessité de suivre la législation en termes de superficie par animal, tout d'abord pour le respect du bien-être animal, mais également pour éviter d'augmenter le risque de transmission de parasites entre individus.

## CONCLUSION

Cette étude a permis de mettre en relation les pratiques d'élevage et la présence éventuelle de parasites digestifs dans des élevages félines du sud-ouest de la France. Les questionnaires établis ont permis d'améliorer les connaissances sur l'organisation de ces élevages et de proposer des changements/adaptations afin de diminuer le risque parasitaire. La recherche de parasites digestifs en collectivité est une pratique qu'il serait intéressant de faire entrer dans la conduite de suivi d'élevage (notamment de la systématiser aux nouveaux entrants lors de leur période de quarantaine), afin de permettre au praticien de détecter précocement des problèmes parasitaires, et de conseiller au mieux les éleveurs sur leur protocole de vermifugation mais également sur leur protocole de biosécurité au sein de l'élevage. D'autres études de prévalence seront nécessaires à une plus grande échelle, et dans diverses régions de France, afin de conseiller au mieux les éleveurs dans la conduite de leur structure.

## BIBLIOGRAPHIE

ADL, Sina M., TAYLOR, Max F. J. R., BARTA, JOHN R., *et al.*. The New Higher Level Classification of Eukaryotes with Emphasis on the Taxonomy of Protists. *The Journal of Eukaryotic Microbiology*. 2005. Vol. 52, n° 5, p. 399-451. [Consulté le 17/10/2019] DOI 10.1111/j.1550-7408.2005.00053.x.

BALLWEBER, Lora R., PANUSKA, Carla, HUSTON, Carla L., VASILOPULOS, Robert, PHARR, G. Todd et MACKIN, Andrew. Prevalence of and risk factors associated with shedding of *Cryptosporidium felis* in domestic cats of Mississippi and Alabama. *Veterinary Parasitology*. 2009. Vol. 160, n° 3, p. 306-310. [Consulté le 04/01/2020] DOI 10.1016/j.vetpar.2008.11.018.

BARBECHO, Jennifer Mizhquiri, BOWMAN, Dwight D. et LIOTTA, Janice L.. Comparative performance of reference laboratory tests and in-clinic tests for *Giardia* in canine feces. In : *Parasites & Vectors* [en ligne]. 2018. Vol. 11. [Consulté le 19/03/2020]. DOI 10.1186/s13071-018-2990-6.

BARUTZKI, Dieter et SCHAPER, Roland. Age-Dependant Prevalence of Endoparasites in Young Dogs and Cats up to One Year of Age. *Parasitology Research*. 2013. Vol. 112, n° 1, p. 119-131. [Consulté le 23/01/2020] DOI 10.1007/s00436-013-3286-6.

BASTOS, Bethânia Ferreira, ALMEIDA, Flavya Mendes de et BRENER, Beatriz. What is known about *Tritrichomonas foetus* infection in cats? *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*. 2019. Vol. 28, n° 1, p. 1-11. [Consulté le 18/10/2019] DOI 10.1590/s1984-29612019005.

BASTOS, Bethânia Ferreira, BRENER, Beatriz, FIGUEIREDO, Mariana Alves de, LELES, Daniela et MENDES-DE-ALMEIDA, Flavya. Pentatrichomonas hominis infection in two domestic cats with chronic diarrhea. *JFMS Open Reports* [en ligne]. 2018. Vol. 4, n° 1. [Consulté le 14/10/2020]. DOI 10.1177/2055116918774959.

BEUGNET, F et GUILLOT, J. Enquête sur le parasitisme digestif des chiens et des chats de particuliers de la région parisienne. *Revue Méd. Vét.* 2000. p. 4.

BISSETT, S. A., GOWAN, R. A., O'BRIEN, C. R., STONE, M. R. et GOOKIN, J. L. Feline diarrhoea associated with *Tritrichomonas cf. foetus* and *Giardia* co-infection in an Australian cattery. *Australian Veterinary Journal*. 2008. Vol. 86, n° 11, p. 440-443. [Consulté le 24/10/2019] DOI 10.1111/j.1751-0813.2008.00356.x.

BOUZID, Maha, HUNTER, Paul R., CHALMERS, Rachel M. et TYLER, Kevin M. *Cryptosporidium* Pathogenicity and Virulence. *Clinical Microbiology Reviews*. 2013. Vol. 26, n° 1, p. 115-134. [Consulté le 04/01/2020] DOI 10.1128/CMR.00076-12.

BOWMAN, Dwight D., HENDRIX, Charles M., LINDSAY, David S. et BARR, Stephen C., 2002. *Feline Clinical Parasitology*. 2002. [Consulté le 19/03/2020] SI: Wiley. ISBN 978-0-8138-0333-3.

BRIGUI, Nora. CONTRIBUTION A L'ÉTUDE DE LA TRICHOMONOSE FÉLINE EN FRANCE -. [en ligne]. 2007. [Consulté le 07/11/2019]. Disponible à l'adresse : <https://docplayer.fr/40205718-Contribution-a-l-etude-de-la-trichomonose-feline-en-france.html>.

BRUMPT, E.. Recherches morphologiques et expérimentales sur le *Trichomonas felis* Da Cunha et Muniz, 1922, parasite du chat et du chien. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée*. 1925. Vol. 3, n° 3, p. 239-251. [Consulté le 17/10/2019] DOI 10.1051/parasite/1925033239.

- BRYAN, L. A., CAMPBELL, J. R. et GAJADHAR, A. A.. Effects of temperature on the survival of *Tritrichomonas foetus* in transport, Diamond's and InPouch TF media. *The Veterinary Record*. 1999. Vol. 144, n° 9, p. 227-232. [Consulté le 14/10/2020] DOI 10.1136/vr.144.9.227.
- BURGENER, I., FREY, C., KOOK, P. et GOTTSTEIN, B.. [*Tritrichomonas fetus*: a new intestinal parasite in Swiss cats]. *Schweizer Archiv Fur Tierheilkunde*. 2009. Vol. 151, n° 8, p. 383-389. [Consulté le 24/10/2019] DOI 10.1024/0036-7281.151.8.383.
- BUSSIÉRAS, CHERMETTE. Parasitologie vétérinaire: Parasitologie Général, Service de Parasitologie, École Nationale Vétérinaire. *Parasitology Today*. 1992. Vol. 8, n° 3, p. 107. [Consulté le 25/10/2019] DOI 10.1016/0169-4758(92)90252-W.
- CACCIÒ, Simone M., THOMPSON, R. C. Andrew, MCLAUCHLIN, Jim et SMITH, Huw V.. Unravelling Cryptosporidium and Giardia epidemiology. *Trends in Parasitology*. 2005. Vol. 21, n° 9, p. 430-437. [Consulté le 22/01/2020] DOI 10.1016/j.pt.2005.06.013.
- CALERO-BERNAL, Rafael et GENNARI, Solange M. Clinical Toxoplasmosis in Dogs and Cats: An Update. *Frontiers in Veterinary Science* [en ligne]. 2019. Vol. 6. [Consulté le 27/12/2019]. DOI 10.3389/fvets.2019.00054.
- CAPÁRI, B., HAMEL, D., VISSER, M., WINTER, R., PFISTER, K. et REHBEIN, S. Parasitic infections of domestic cats, *Felis catus*, in western Hungary. *Veterinary Parasitology*. 2013. Vol. 192, n° 1, p. 33-42. [Consulté le 26/12/2019] DOI 10.1016/j.vetpar.2012.11.011.
- CDC, Centers for Disease Control and Prevention. Laboratory diagnosis of giardiasis- *Giardia intestinalis* (lamblia). *DPDx- Laboratory Identification of Parasitic Disease of Public Health Concern*. 2013. [Consulté le 11/05/2020]. Disponible à l'adresse : [https://www.cdc.gov/dpdx/resources/pdf/benchAids/Giardia\\_benchaid.pdf](https://www.cdc.gov/dpdx/resources/pdf/benchAids/Giardia_benchaid.pdf)
- CEPLECHA, Václav, SVOBODA, Miroslav, ČEPIČKA, Ivan, HUSNÍK, Roman, HORÁČKOVÁ, Kateřina et SVOBODOVÁ, Vlasta. InPouch™ TF-Feline medium is not specific for *Tritrichomonas foetus*. *Veterinary Parasitology*. 2013. Vol. 196, n° 3, p. 503-505. [Consulté le 18/10/2019] DOI 10.1016/j.vetpar.2013.04.015.
- COLLÁNTES-FERNÁNDEZ, Esther, FORT, Marcelo C., ORTEGA-MORA, Luis M. et SCHARES, Gereon. Trichomonas. *Parasitic Protozoa of Farm Animals and Pets*. 2017. p. 313-388. [Consulté le 13/10/2020] DOI 10.1007/978-3-319-70132-5\_14.
- CRUCITTI, T., ABDELLATI, S., ROSS, D. A., CHANGALUCHA, J., DYCK, E. van et BUVE, A.. Detection of Pentatrichomonas hominis DNA in biological specimens by PCR. *Letters in Applied Microbiology*. 2004. Vol. 38, n° 6, p. 510-516. [Consulté le 18/10/2019] DOI 10.1111/j.1472-765X.2004.01528.x.
- CUI, Zhaohui, SONG, Dan, QI, Meng, ZHANG, Sumei, WANG, Rongjun, JIAN, Fuchun, NING, Changshen et ZHANG, Longxian. Revisiting the infectivity and pathogenicity of Cryptosporidium avium provides new information on parasitic sites within the host. *Parasites & Vectors*. 2018. Vol. 11, n° 1, p. 514. [Consulté le 04/11/2020] DOI 10.1186/s13071-018-3088-x.
- DAHLGREN, S. S., GJERDE, B. et PETTERSEN, H. Y.. First record of natural *Tritrichomonas foetus* infection of the feline uterus. *Journal of Small Animal Practice*. 2007. Vol. 48, n° 11, p. 654-657. [Consulté le 18/10/2019] DOI 10.1111/j.1748-5827.2007.00405.x.
- DE ANDRADE ROSA, Ivone, DE SOUZA, Wanderley et BENCHIMOL, Marlene. Changes in the structural organization of the cytoskeleton of *Tritrichomonas foetus* during trophozoite-pseudocyst

transformation. *Micron*. 2015. Vol. 73, p. 28-35. [Consulté le 24/10/2019] DOI 10.1016/j.micron.2015.03.008.

DE SANTIS-KERR, Andrea C., RAGHAVAN, Malathi, GLICKMAN, Nita W., CALDANARO, Richard J., MOORE, George E., LEWIS, Hugh B., SCHANTZ, Peter M. et GLICKMAN, Lawrence T. Prevalence and risk factors for Giardia and coccidia species of pet cats in 2003–2004. *Journal of Feline Medicine and Surgery*. 2006. Vol. 8, n° 5, p. 292-301. [Consulté le 26/12/2019] DOI 10.1016/j.jfms.2006.02.005.

DUBEY, J. P.. Reshedding of Toxoplasma oocysts by chronically infected cats. *Nature*. 1976. Vol. 262, n° 5565, p. 213-214. [Consulté le 27/12/2019] DOI 10.1038/262213a0.

DUBEY, J. P.. Life Cycle of Isospora rivolta (Grassi, 1879) in Cats and Mice\*. *The Journal of Protozoology*. 1979. Vol. 26, n° 3, p. 433-443. [Consulté le 03/01/2020] DOI 10.1111/j.1550-7408.1979.tb04650.x.

DUBEY, J. P.. Neonatal toxoplasmosis in littermate cats. *Journal of the American Veterinary Medical Association* [en ligne]. S.l. : s.n. 1993. p. 1546. [Consulté le 03/01/2020].

DUBEY, J. P. et FRENKEL, J. K.. Extra-Intestinal Stages of Isospora felis and I. rivolta (Protozoa: Eimeriidae) in Cats\*. *The Journal of Protozoology*. 1972. Vol. 19, n° 1, p. 89-92. [Consulté le 03/01/2019] DOI 10.1111/j.1550-7408.1972.tb03419.x.

DUBEY, J. P., LINDSAY, David S. et LAPPIN, Michael R.. Toxoplasmosis and Other Intestinal Coccidial Infections in Cats and Dogs. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice*. 2009. Vol. 39, n° 6, p. 1009-1034. [Consulté le 26/12/2019] DOI 10.1016/j.cvsm.2009.08.001.

DUBEY, J. P. et PROWELL, M. Ante-Mortem Diagnosis, Diarrhea, Oocyst Shedding, Treatment, Isolation, and Genetic Typing of *Toxoplasma gondii* Associated with Clinical Toxoplasmosis in a Naturally Infected Cat. *Journal of Parasitology*. 2013. Vol. 99, n° 1, p. 158-160. [Consulté le 03/01/2020] DOI 10.1645/GE-3257.1.

DUBNÁ, S., LANGROVÁ, I., NÁPRAVNÍK, J., JANKOVSKÁ, I., VADLEJCH, J., PEKÁR, S. et FECHTNER, J.. The prevalence of intestinal parasites in dogs from Prague, rural areas, and shelters of the Czech Republic. *Veterinary Parasitology*. 2007. Vol. 145, n° 1, p. 120-128. [Consulté le 23/01/2020] DOI 10.1016/j.vetpar.2006.11.006.

FOREYT, William J.. Coccidiosis and Cryptosporidiosis in Sheep and Goats. *Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice*. 1990. Vol. 6, n° 3, p. 655-670. [Consulté le 13/10/2020] DOI 10.1016/S0749-0720(15)30838-0.

FOSTER, Derek M., GOOKIN, Jody L., POORE, Matthew F., STEBBINS, Marty E. et LEVY, Michael G.. Outcome of cats with diarrhea and *Trichostrongylus axei* infection. *Journal of the American Veterinary Medical Association*. 2004. Vol. 225, n° 6, p. 888-892. [Consulté le 17/10/2019] DOI 10.2460/javma.2004.225.888.

FRENKEL, J. et DUBEY, J.. Hammondia hammondi gen. nov., sp.nov., from domestic cats, a new coccidian related to Toxoplasma and Sarcocystis. *Zeitschrift für Parasitenkunde*. 2004. [Consulté le 25/10/2020] DOI 10.1007/BF00383662.

FRENKEL, J. K. Toxoplasmosis in cats: Diagnosis, treatment and prevention. *Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases*. 1978. Vol. 1, n° 1, p. 15-20. [Consulté le 27/12/2019] DOI 10.1016/0147-9571(78)90005-X.

FREY, Caroline F., SCHILD, Marc, HEMPHILL, Andrew, STÜNZI, Philipp, MÜLLER, Norbert, GOTTSTEIN, Bruno et BURGNER, Iwan A., Intestinal *Tritrichomonas foetus* infection in cats in Switzerland detected by in vitro cultivation and PCR. *Parasitology Research*. 2009. Vol. 104, n° 4, p. 783-788. [Consulté le 24/10/2019] DOI 10.1007/s00436-008-1255-2.

GATES, Maureen C. et NOLAN, Thomas J., Endoparasite prevalence and recurrence across different age groups of dogs and cats. In : *Veterinary Parasitology*. 2009. Vol. 166, n° 1-2, p. 153-158. [Consulté le 26/12/2019] DOI 10.1016/j.vetpar.2009.07.041.

GOOKIN, J. L., Diarrhea associated with trichomonosis in cats. - *Archipel* [en ligne]. 1999. [Consulté le 17/10/2019]. Disponible à l'adresse : <https://archipel-univtoulouse.hosted.exlibrisgroup.com>

GOOKIN, J. L., STEBBINS, M. E., HUNT, E., BURLONE, K., FULTON, M., HOCHER, R., TALAAT, M., POORE, M. et LEVY, M. G. Prevalence of and Risk Factors for Feline *Tritrichomonas foetus* and *Giardia* Infection. *Journal of Clinical Microbiology*. 2004. Vol. 42, n° 6, p. 2707-2710. [Consulté le 17/10/2019] DOI 10.1128/JCM.42.6.2707-2710.2004.

GOOKIN, Jody L., BIRKENHEUER, Adam J., BREITSCHWERDT, Edward B. et LEVY, Michael G. Single-Tube Nested PCR for Detection of *Tritrichomonas foetus* in Feline Feces. *Journal of Clinical Microbiology*. 2002. Vol. 40, n° 11, p. 4126-4130. [Consulté le 18/10/2019] DOI 10.1128/JCM.40.11.4126-4130.2002.

GOOKIN, Jody L., COPPLE, Christina N., PAPICH, Mark G., POORE, Matthew F., STAUFFER, Stephen H., BIRKENHEUER, Adam J., TWEDT, David C. et LEVY, Michael G. Efficacy of Ronidazole for Treatment of Feline *Tritrichomonas foetus* Infection. *Journal of Veterinary Internal Medicine*. 2006. Vol. 20, n° 3, p. 536-543. [Consulté le 21/10/2019] DOI 10.1111/j.1939-1676.2006.tb02893.x.

GOOKIN, Jody L., FOSTER, Derek M., POORE, Matthew F., STEBBINS, Marty E. et LEVY, Michael G. Use of a commercially available culture system for diagnosis of *Tritrichomonas foetus* infection in cats. *Journal of the American Veterinary Medical Association*. 2003. Vol. 222, n° 10, p. 1376-1379. [Consulté le 17/10/2019] DOI 10.2460/javma.2003.222.1376.

GOOKIN, Jody L., LEVY, Michael G., LAW, J. Mac, PAPICH, Mark G., POORE, Matthew F. et BREITSCHWERDT, Edward B. Experimental infection of cats with *Tritrichomonas foetus*. *American Journal of Veterinary Research*. 2001. Vol. 62, n° 11, p. 1690-1697. [Consulté le 18/10/2019] DOI 10.2460/ajvr.2001.62.1690.

GOOKIN, Jody L., STAUFFER, Stephen H., COCCARO, Maria R., POORE, Matthew F., LEVY, Michael G. et PAPICH, Mark G. Efficacy of tinidazole for treatment of cats experimentally infected with *Tritrichomonas foetus*. *American Journal of Veterinary Research*. 2007. Vol. 68, n° 10, p. 1085-1088. [Consulté le 24/10/2019] DOI 10.2460/ajvr.68.10.1085.

GRAY, Sara G., HUNTER, Stuart A., STONE, Maria R. et GOOKIN, Jody L. Assessment of reproductive tract disease in cats at risk for *Tritrichomonas foetus* infection. *American Journal of Veterinary Research*. 2010. Vol. 71, n° 1, p. 76-81. [Consulté le 18/10/2019] DOI 10.2460/ajvr.71.1.76.

GRUFFYDD-JONES, Tim, ADDIE, Diane, BELÁK, Sándor, BOUCRAUT-BARALON, Corine, EGBERINK, Herman, FRYMUS, Tadeusz, HARTMANN, Katrin, HOSIE, Margaret J, LLORET, Albert, LUTZ, Hans, MARSILIO, Fulvio, MÖSTL, Karin, PENNISI, Maria Grazia, RADFORD, Alan D, THIRY, Etienne, TRUYEN, Uwe et HORZINEK, Marian C. Tritrichomoniasis in Cats: ABCD guidelines on prevention and management. *Journal of Feline Medicine and Surgery*. 2013. Vol. 15, n° 7, p. 647-649. [Consulté le 17/10/2019] DOI 10.1177/1098612X13489231.

GUNN-MOORE, Daniëlle et TENNANT, Bryn. *Tritrichomonas foetus* diarrhoea in cats. *Veterinary Record*. 2007. Vol. 160, n° 24, p. 850-851. [Consulté le 18/10/2019] DOI 10.1136/vr.160.24.850-b.

HALE, Sophie, NORRIS, Jacqueline M. et ŠLAPETA, Jan. Prolonged resilience of *Tritrichomonas foetus* in cat faeces at ambient temperature. *Veterinary Parasitology*. 2009. Vol. 166, n° 1, p. 60-65. [Consulté le 24/10/2019] DOI 10.1016/j.vetpar.2009.07.032.

HEDGESPEETH, Barry A., STAUFFER, Stephen H., ROBERTSON, James B. et GOOKIN, Jody L. Association of fecal sample collection technique and treatment history with *Tritrichomonas foetus* polymerase chain reaction test results in 1717 cats. *Journal of Veterinary Internal Medicine*. mars 2020. Vol. 34, n° 2, p. 734-741. [Consulté le 21/10/2020] DOI 10.1111/jvim.15727.

HILL, Steven L., CHENEY, John M., TATON-ALLEN, Glenda F., REIF, John S., BRUNS, Christa et LAPPIN, Michael R. Prevalence of enteric zoonotic organisms in cats. *Journal of the American Veterinary Medical Association*. 2000. Vol. 216, n° 5, p. 687-692. [Consulté le 19/03/2020] DOI 10.2460/javma.2000.216.687.

HOLLIDAY, Malcolm, DENI, Dario et GUNN-MOORE, Daniëlle A. *Tritrichomonas foetus* infection in cats with diarrhoea in a rescue colony in Italy. *Journal of Feline Medicine and Surgery*. 2009. Vol. 11, n° 2, p. 131-134. [Consulté le 24/10/2019] DOI 10.1016/j.jfms.2008.06.004.

KESSEL, John F. Trichomoniasis in kittens. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*. 1928. Vol. 22, n°1, p.61-80. [Consulté le 10/10/2020] DOI 10.1016/S0035-9203(28)90155-8

KIRKPATRICK, Carl E. Epizootiology of endoparasitic infections in pet dogs and cats presented to a veterinary teaching hospital. *Veterinary Parasitology*. 1988. Vol. 30, n° 2, p. 113-124. [Consulté le 19/03/2020] DOI 10.1016/0304-4017(88)90158-6.

KUCZYNSKA, Ewa et SHELTON, Daniel R. Method for Detection and Enumeration of *Cryptosporidium parvum* Oocysts in Feces, Manures, and Soils. *Applied and Environmental Microbiology*. 1999. Vol. 65, n° 7, p. 2820-2826. [Consulté le 13/10/2020]

KUEHNER, Kirsten A., MARKS, Stanley L., KASS, Philip H., SAUTER-LOUIS, Carola, GRAHN, Robert A., BARUTZKI, Dieter et HARTMANN, Katrin. *Tritrichomonas foetus* infection in purebred cats in Germany: Prevalence of clinical signs and the role of co-infection with other enteroparasites. In : *Journal of Feline Medicine & Surgery*. 2011. Vol. 13, n° 4, p. 251-258. [Consulté le 18/10/2019] DOI 10.1016/j.jfms.2010.12.002.

LÉGIFRANCE. Arrêté du 3 avril 2014 fixant les règles sanitaires et de protection animale auxquelles doivent satisfaire les activités liées aux animaux de compagnie d'espèces domestiques relevant des articles L. 214-6-1, L. 214-6-2 et L. 214-6-3 du code rural et de la pêche maritime [en ligne]. 2014. [Consulté le 01/10/2020]. Disponible à l'adresse : <https://www.legifrance.gouv.fr/loda/id/JORFTEXT000028856756/2020-10-01/>.

LINDSAY, D S, DUBEY, J P et BLAGBURN, B L. Biology of *Isospora* spp. from humans, nonhuman primates, and domestic animals. *Clinical Microbiology Reviews*. 1997. Vol. 10, n° 1, p. 19-34. [Consulté le 27/12/2019] Disponible à l'adresse: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC172913/>

LONG, Peter L. *Coccidiosis of Man and Domestic Animals*. CRC Press. 2019 [Consulté le 25/10/2020] ISBN 978-1-351-07919-8.

LOOF, Livre Officiel des Origines Félines. Ordonnance du 7 octobre 2015 relative au commerce et à la protection des animaux de compagnie : que retenir pour les éleveurs de chats ? *LOOF asso* [en ligne].

2016. [Consulté le 01/10/2020]. Disponible à l'adresse : [https://loof.asso.fr/download/info\\_loof\\_ordonnance\\_20151007.pdf](https://loof.asso.fr/download/info_loof_ordonnance_20151007.pdf).

LUN, Zhao-Rong, CHEN, Xiao-Guang, ZHU, Xing-Quan, LI, Xiang-Rui et XIE, Ming-Quan. Are *Tritrichomonas foetus* and *Tritrichomonas suis* synonyms? *Trends in Parasitology*. 2005. Vol. 21, n° 3, p. 122-125. [Consulté le 18/10/2019] DOI 10.1016/j.pt.2004.12.001.

MALANDAIN, Elise, LITTLE, Susan, CASSELEUX, Grégory, SHELTON, Lorraine, PIBOT, Pascale, PARAGON, Bernard-Marie. Guide Pratique de l'Élevage Félin-PDF. [en ligne].& 2006. [Consulté le 01/10/2020]. Disponible à l'adresse : <https://docplayer.fr/25722308-Ce-guide-pratique-de-l-elevage-felin-constitue.html>.

MCGLADE, T.R., ROBERTSON, I. D., ELLIOT, A. D., READ, C., THOMPSON, R. C. A. Gastrointestinal parasites of domestic cats in Perth, Western Australia. *Veterinary Parasitology*. 2003. Vol. 117, n°4, p. 251-262. [Consulté le 22/10/2020] DOI 10.1016/j.vetpar.2003.08.010

MCREYNOLDS, Christopher A, LAPPIN, Michael R, UNGAR, Beth, MCREYNOLDS, Lisa M, BRUNS, Christa, SPILKER, Melissa M, THRALL, Mary Ann et REIF, John S. Regional seroprevalence of *Cryptosporidium parvum*-specific IgG of cats in the United States. *Veterinary Parasitology*. 1999. Vol. 80, n° 3, p. 187-195. [Consulté le 19/03/2020] DOI 10.1016/S0304-4017(98)00219-2.

MIDDLEJ, Victor, PEREIRA-NEVES, Antonio, KIST, Luiza Wilges, BOGO, Maurício Reis et BENCHIMOL, Marlene. Ultrastructural features of *Tritrichomonas mobilensis* and comparison with *Tritrichomonas foetus*. *Veterinary Parasitology*. 2011. Vol. 182, n° 2-4, p. 171-180. [Consulté le 18/10/2019] DOI 10.1016/j.vetpar.2011.05.015.

MINISTÈRE DE L'AGRICULTURE, DE L'AGROALIMENTAIRE ET DE LA FORÊT. Ordonnance n°2015-1243 du 7 octobre 2015 relative au commerce et à la protection des animaux de compagnie. *Journal Officiel de la République Française*. 2015 [Consulté le 01/10/2020]. Disponible à l'adresse: [https://www.legifrance.gouv.fr/download/file/adIgITIW0KHSw-UA1cGMxAR8rz2mDcUCfrk98grSbWA=/JOE\\_TEXTE](https://www.legifrance.gouv.fr/download/file/adIgITIW0KHSw-UA1cGMxAR8rz2mDcUCfrk98grSbWA=/JOE_TEXTE)

MINISTÈRE DE L'AGRICULTURE, DE L'AGROALIMENTAIRE ET DE LA FORÊT. Arrêté du 3 avril 2014 fixant les règles sanitaires et de protection animale auxquelles doivent satisfaire les activités liées aux animaux de compagnie d'espèces domestiques relevant du IV de l'article L. 214-6 du code rural et de la pêche maritime. *Journal Officiel de la République Française*. 2014 [Consulté le 01/10/2020]. Disponible à l'adresse: [https://www.legifrance.gouv.fr/download/file/PY7VUUpMXUtoV2TacQ2H6RNMRhNICqeFPgsYZrpoiAQ=/JOE\\_TEXTE](https://www.legifrance.gouv.fr/download/file/PY7VUUpMXUtoV2TacQ2H6RNMRhNICqeFPgsYZrpoiAQ=/JOE_TEXTE)

MOHEBALI, Mehdi, ZAREI, Zabiholah, KHANALIHA, Khadijeh, KIA, Eshrat Beigom, MOTAVALLI-HAGHI, Afsaneh, DAVOODI, Jaber, TARIGHI, Fathemeh, KHODABAKHSH, Mahya et REZAEIAN, Mostafa. Intestinal Protozoa in Domestic Cats (Carnivora: Felidae, *Felis catus*) in Northwestern Iran: A Cross-Sectional Study with Prevalent of Microsporidian and Coccidian Parasites. *Iranian Journal of Parasitology*. 2019. Vol. 14, n° 1, p. 136-142. [Consulté le 27/12/2019]. Disponible à l'adresse: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC6511594/>

NEOCARE (Néonatalogie des Carnivores Reproduction et Élevage). « Bâtiments d'élevage », résultats de la 16<sup>ème</sup> enquête NeoCare. <https://www.neocare.pro/wp-content/uploads/2020/05/Enquête-NeoCare-16-Locaux.pdf> [Consulté le 01/10/2020]

NOLAN, Thomas J. et SMITH, Gary. Time series analysis of the prevalence of endoparasitic infections in cats and dogs presented to a veterinary teaching hospital. *Veterinary Parasitology*. 1995. Vol. 59, n° 2, p. 87-96. [Consulté le 19/03/2020] DOI 10.1016/0304-4017(94)00742-U.

NUTTER, Felicia B., DUBEY, J. P., LEVINE, Jay F., BREITSCHWERDT, Edward B., FORD, Richard B. et STOSKOPF, Michael K. 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. *Journal of the American Veterinary Medical Association*. 2004. Vol. 225, n° 9, p. 1394-1398. [Consulté le 19/03/2020] DOI 10.2460/javma.2004.225.1394.

OKHUYSEN, Pablo C. et CHAPPELL, Cynthia L. Cryptosporidium virulence determinants – are we there yet? *International Journal for Parasitology*. 2002. Vol. 32, n° 5, p. 517-525. [Consulté le 04/01/2020] DOI 10.1016/S0020-7519(01)00356-3.

ORTUÑO, Anna, SCORZA, Valeria, CASTELLÀ, Joaquim et LAPPIN, Mike. Prevalence of intestinal parasites in shelter and hunting dogs in Catalonia, Northeastern Spain. *The Veterinary Journal*. 2014. Vol. 199, n° 3, p. 465-467. [Consulté le 23/01/2020] DOI 10.1016/j.tvjl.2013.11.022.

PALLANT, Louise, BARUTZKI, Dieter, SCHAPER, Roland et THOMPSON, RC Andrew. The epidemiology of infections with Giardia species and genotypes in well cared for dogs and cats in Germany. *Parasites & Vectors* [en ligne]. 2015. Vol. 8. [Consulté le 23/01/2020]. DOI 10.1186/s13071-014-0615-2.

PEDERSEN, Niels C. et PRATT, Paul W. *Feline Husbandry: Diseases and Management in the Multiple-cat Environment*. S.l. : American Veterinary Publications. 1991 [Consulté le 19/03/2020] ISBN 978-0-939674-29-9.

PEREIRA-NEVES, Antonio et BENCHIMOL, Marlene. Tritrichomonas foetus: Budding from Multinucleated Pseudocysts. *Protist*. 2009. Vol. 160, n° 4, p. 536-551. [Consulté le 24/10/2019] DOI 10.1016/j.protis.2009.05.001.

PEREIRA-NEVES, Antonio, RIBEIRO, Karla Consort et BENCHIMOL, Marlene. Pseudocysts in Trichomonads – New Insights. *Protist*. 2003. Vol. 154, n° 3, p. 313-329. [Consulté le 24/10/2019] DOI 10.1078/143446103322454095.

POLAK, K. C., LEVY, J. K., CRAWFORD, P. C., LEUTENEGGER, C. M. et MORIELLO, K. A. Infectious diseases in large-scale cat hoarding investigations. *The Veterinary Journal*. 2014. Vol. 201, n° 2, p. 189-195. [Consulté le 23/01/2019] DOI 10.1016/j.tvjl.2014.05.020.

PROFIZI, C., HUGONNARD, M., LAMBERT, V., GROUD, K., GAGNON, A. et ZENNER, L. Épidémiologie du Tritrichomonas foetus chez les chats de race en France et comparaison de deux méthodes de dépistage. *Pratique Médicale et Chirurgicale de l'Animal de Compagnie*. 2012. Vol. 47, n° 2, p. 64. [Consulté le 17/10/2019] DOI 10.1016/j.anicom.2012.04.013.

PROFIZI, Claire. *Contribution à l'étude de la trichomonose chez le chat de race en France*. S.l. : sn. L-2013-021 [Consulté le 17/10/2019]

RAE, D. Owen et CREWS, John E. Tritrichomonas foetus. *Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice*. 2006. Vol. 22, n° 3, p. 595-611. [Consulté le 18/10/2019] DOI 10.1016/j.cvfa.2006.07.001.

RAMBOZZI, Luisa, MENZANO, Arianna, MANNELLI, Alessandro, ROMANO, Simona et ISAIA, Maria Cristina. Prevalence of cryptosporidian infection in cats in Turin and analysis of risk factors. *Journal of Feline Medicine and Surgery*. 2007. Vol. 9, n° 5, p. 392-396. [Consulté le 04/01/2020] DOI 10.1016/j.jfms.2007.03.005.

RAZAKANDRAINIBE, Romy, GOFF, Lilly, GARGALA, Gilles et FAVENNEC, Loic. Giardiose et cryptosporidiose: deux parasitoses à transmission hydrique. *Revue Francophone des Laboratoires*. 2014. Vol. 2014, p. 51-56. [Consulté le 04/11/2020] DOI 10.1016/S1773-035X(14)72364-0.

- ROSADO, Terri W., SPECHT, Andrew et MARKS, Stanley L. Neurotoxicosis in 4 Cats Receiving Ronidazole. *Journal of Veterinary Internal Medicine*. 2007. Vol. 21, n° 2, p. 328-331. [Consulté le 21/10/2019] DOI 10.1111/j.1939-1676.2007.tb02968.x.
- SANTÍN, M. Clinical and subclinical infections with *Cryptosporidium* in animals. *New Zealand Veterinary Journal*. 2013. Vol. 61, n° 1, p. 1-10. [Consulté le 04/01/2020] DOI 10.1080/00480169.2012.731681.
- SCHARES, G., HERRMANN, D. C., BECKERT, A., SCHARES, S., HOSSEININEJAD, M., PANTCHEV, N., GLOBOKAR VRHOVEC, M. et CONRATHS, F. J. Characterization of a repetitive DNA fragment in *Hammondia hammondi* and its utility for the specific differentiation of *H. hammondi* from *Toxoplasma gondii* by PCR. *Molecular and Cellular Probes*. 2008. Vol. 22, n° 4, p. 244-251. [Consulté le 27/12/2019] DOI 10.1016/j.mcp.2008.04.003.
- SHAH, Harish L. The Life Cycle of *Isospora felis* Wenyon, 1923, a Coccidium of the Cat\*. *The Journal of Protozoology*. 1971. Vol. 18, n° 1, p. 3-17. [Consulté le 03/01/2020] DOI 10.1111/j.1550-7408.1971.tb03271.x.
- SIMPSON, A. G. B. et ČEPIČKA, I. Amitochondriate Protists (Diplomonads, Parabasalids and Oxymonads). SCHAECHTER, Moselio (éd.), *Encyclopedia of Microbiology (Third Edition)* [en ligne]. Oxford: Academic Press. p. 545-557. [Consulté le 26/10/2020]. Disponible à l'adresse : <http://www.sciencedirect.com/science/article/pii/B9780123739445002467>.
- SKIRNISSON, Karl, PALSDOTTIR, Gudny et EYDAL, Matthias. Parasites of dogs and cats imported to Iceland during 1989 – 2017 with remarks on parasites occurring in the native populations. *Icelandic Agricultural Sciences*. 2018. Vol. 31, p. 49-63. [Consulté le 25/10/2020] DOI 10.16886/IAS.2018.04.
- ŠLAPETA, Jan. Cryptosporidiosis and *Cryptosporidium* species in animals and humans: A thirty colour rainbow? *International Journal for Parasitology*. 2013. Vol. 43, n° 12, p. 957-970. [Consulté le 04/01/2020] DOI 10.1016/j.ijpara.2013.07.005.
- ŠLAPETA, Jan, CRAIG, Simon, MCDONELL, Denise et EMERY, David. *Tritrichomonas foetus* from domestic cats and cattle are genetically distinct. *Experimental Parasitology*. 2010. Vol. 126, n° 2, p. 209-213. [Consulté le 18/10/2019] DOI 10.1016/j.exppara.2010.04.024.
- ŠLAPETA, Jan, MÜLLER, Norbert, STACK, Colin M., WALKER, Giselle, LEW-TABOR, Ala, TACHEZY, Jan et FREY, Caroline F. Comparative analysis of *Tritrichomonas foetus* (Riedmüller, 1928) cat genotype, *T. foetus* (Riedmüller, 1928) cattle genotype and *Tritrichomonas suis* (Davaine, 1875) at 10 DNA loci. *International Journal for Parasitology*. 2012. Vol. 42, n° 13, p. 1143-1149. [Consulté le 18/01/2020] DOI 10.1016/j.ijpara.2012.10.004.
- SOMMER, M. F., RUPP, P., PIETSCH, M., KASPAR, A. et BEELITZ, P. *Giardia* in a selected population of dogs and cats in Germany – diagnostics, coinfections and assemblages. *Veterinary Parasitology*. 2018. Vol. 249, p. 49-56. [Consulté le 22/01/2020] DOI 10.1016/j.vetpar.2017.11.006.
- SPAIN, C. Victor, SCARLETT, Janet M., WADE, Susan E. et MCDONOUGH, Patrick. Prevalence of Enteric Zoonotic Agents in Cats less than 1 Year Old in Central New York State. *Journal of Veterinary Internal Medicine*. 2001. Vol. 15, n° 1, p. 33-38. [Consulté le 19/03/2020] DOI 10.1111/j.1939-1676.2001.tb02294.x. Zotero.

# Annexes

## Annexe 1 : Mode d'emploi de l'InPouch™

### INTRODUCTION

#### EXPLANATION

*T. foetus* can cause chronic diarrhea in felines. Evidence of this infection has been found widely and further research is being conducted<sup>1</sup>.

#### PROCEDURE PRINCIPALS

The InPouch™ TF-Feline is a self-contained system for the detection of *T. foetus* in feline fecal samples. The proprietary medium is selective for the transport and growth of the trichomonad while inhibiting the growth of mold, bacteria and yeast which could interfere with diagnosis.

The InPouch™ device consists of clear high-barrier, oxygen-resistant plastic which is formed into an enclosed pouch in the shape of two "V"-like chambers connected by a narrow passage (canula). This two-compartment system allows direct (wet mount) observation on a newly inoculated specimen in the upper chamber before expressing it into the lower chamber for culture.

The InPouch™ is sensitive enough that an inoculum containing as little as one organism is sufficient to potentially result in a presumptive positive test.

Presumptive positive pouches for *T. foetus* Feline can be tested via PCR for verification. Transport and off-site testing can be performed easily due to the flexible packaging and integral design of the pouch.

#### REAGENTS

InPouch™ Medium contains: tripticase, protease, peptone, yeast extract, maltose (and other nutrients), amino acids, slats, antifungal and antimicrobial agents in a normal saline phosphate buffer.

#### PRECAUTIONS

FOR VETERINARY AND *IN VITRO* DIAGNOSTIC USE ONLY. All specimens are to be handled according to CDC-NIH regulations for potentially infectious organisms at BIOSAFETY LEVEL 2.

#### STORAGE AND SHELF LIFE

DO NOT REFRIGERATE OR FREEZE the InPouch™ device. Store any uninoculated pouches horizontally at room temperature (18-25°C) away from direct sunlight. Product shelf life is 12 months from the date of manufacture. DO NOT USE THE InPouch™ if it leaks, appears cloudy, dark brown, dry/sticky or has a syrup-like consistency.

### USING THE TEST

#### SAMPLE COLLECTION

*Materials needed:*

- InPouch™ Test(s)
- Viewing clip (Optional and SOLD SEPARATELY)
- Disposable gloves
- Infusion/insemination pipette
- 20mL syringe per sample, OR
- Sterile cotton-tipped wooden applicators
- Laboratory incubator & microscope

#### METHOD 1

- Insert sterile cotton swab directly into feline's rectum. It is unnecessary to collect additional feces with the rectal swab since *T. foetus* "clings" to the cellular lining of the colon. Any feces obtained should only coat the swab. The swab should be free of anything that could kill *T. foetus*; i.e. lubricants.

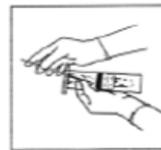
#### METHOD 2

- Alternatively, with a clean wooden applicator or swab, obtain approximately 0.03g of feces (smaller than a peppercorn) that has been voided within 1-2 hours of collection.

#### Specimen should NOT be refrigerated or frozen.

#### INOCULATION

1. Identify patient, specimen location, date of inoculation, etc. on the InPouch™ label prior to opening.
2. Express the media in the pouch so that there is approximately 1mL in the upper chamber of the InPouch™. **Be sure the liquid is well below the closure tape to prevent fluid from spilling or leaking out the top.**
3. Tear open the pouch at the notches just above the tape closure; open the pouch by gently pulling apart the tape's middle tabs.
4. Insert the sample into the liquid within the chamber; the sample can be "milked" by pinching/rolling the sample between the pouch walls. Dispose of swab/applicator.

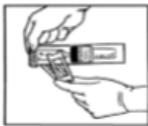


#### 5. FOR WET MOUNT ANALYSIS-

pinch the opening back together. Roll the tape closure twice and secure end tabs. Observe top chamber microscopically.

#### 6. FOR CULTURE OR TRANSPORT-

Fully express sample into the lower chamber; Roll tape end-on-end until it reaches the top of the label. Secure end tabs to "lock" the roll.



#### TRANSPORT

The InPouch™ is an excellent device for sample transport; the plastic pouch resists damage and maintains viability. Inoculated pouches must be maintained between 15-37°C.

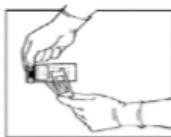
#### INCUBATION

Incubate pouch vertically at 37°C. After initial incubation, store the pouch vertically in the dark at room temperature, incubation is not necessary.

### READING THE RESULTS

#### MICROSCOPIC EVALUATION

Place the (optional) Viewing Clip horizontally over the lower chamber of the inoculated pouch and lock the clip. Observe using a low-powered microscope (10x). A higher power microscope (20-30x) may be needed for confirmation.



**NOTE:** Trichomonads gravitate to the edges of the InPouch™ chamber. Briefly scan the edges being sure to focus in on the liquid and not the textured plastic. *Do not mistake Brownian motion of microscopic debris as evident Trichomonas activity.*

Repeat evaluations daily for 2 - 4 days (post-inoculation) for confirmed presence of Trichomonads. If no viable motions are detected, incubate the sample at 35°C to 37°C every-other day for up to twelve (12) days.



**VIEWING TIP:** Pull the pouch up and down across the edge of a table 3-4 times before reading the pouch.

#### PROCEDURE LIMITATIONS

*P. hominis* and *Giardia* are contaminants commonly found in feline samples, these contaminants will not survive within the pouch beyond 24hrs and will not affect product performance. Though uncommon, *P. hominis* CAN grow. PCR testing is the only way to distinguish *Trichomonads*<sup>2</sup>.

The InPouch™ medium suppresses but does not eliminate yeast and bacterial growth. Gas build-up from bacterial growth may be relieved by opening the pouch out of doors or within a BIOSAFETY LEVEL 2 hood.

**NOTE:** Too much fecal material may cause excessive cloudiness; subculture as necessary into another uninoculated TF-Feline InPouch™.

#### DISPOSAL

All InPouch™ devices are regarded as BIOSAFETY LEVEL 2 and must be destroyed by autoclave sterilization or equivalent means.

#### United States ONLY:

##### *Trichomonas foetus* Feline LIVE CULTURE

Biomed Diagnostics, Inc. maintains a TF-Feline live culture isolate. This positive-control culture can be purchased from the Biomed catalog (Item #11-1115).

Inoculate a new pouch with 40µl (1 drop) of stock every 3 - 4 days (when growth concentration reaches 1x10<sup>5</sup>/mL) to maintain a viable stock culture. Incubate newly inoculated pouches at 37°C for 24 hours, transfer to 32°C (culture is also stable at room temperature).

#### SAFETY

#### WARNING

THIS PRODUCT CONTAINS A CHEMICAL KNOWN TO THE STATE OF CALIFORNIA TO CAUSE BIRTH DEFECTS AND OTHER REPRODUCTIVE HARM.

#### REFERENCES

<sup>1</sup> Gookin, J. L. et al. Use of Commercially Available Culture System for the Diagnosis of *Trichomonas foetus* in Cats. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 2003; 222:1376-1379.

<sup>2</sup> Gookin, J. L. et al. Identification of *Pentatrichomonas hominis* in Feline Fecal Samples by Polymerase Chain Assay. *Vet Parasitology.* 2007; 145: 11-15

# InPouch™ TF-Feline

*Trichomonas foetus* TEST

Catalog No. 11-1107 5 Test Box

Catalog No. 11-1110 10 Test Box

Catalog No. 11-1103 100 Pack Box

Catalog No. 11-1115 Live Culture

A SELECTIVE CULTURE SYSTEM

FOR THE DIAGNOSIS OF

*Trichomonas foetus* Feline

For Veterinary Use Only

For *In Vitro* Diagnostic Use Only

**BIOMED**

Manufactured by:

Biomed Diagnostics, Inc.

PO Box 23366 • White City, OR 97503

tel. (800)-964-6466 • fax. (541) 830-3001

info@biomeddiagnostics.com

www.biomeddiagnostics.com

**Annexe 2** : Questionnaire envoyé aux éleveurs

**Questionnaire Eleveur**  
**Présentation et Consentement**

<b>Date :</b>	
Nom de l'éleveur :	Adresse :
Nom-prénom de l'éleveur :	
Tel :	Email :
Race(s) élevée(s):	
Antécédents pathologiques dans l'élevage :	
<input type="checkbox"/> Aucun <input type="checkbox"/> Diarrhée occasionnelle <input type="checkbox"/> Diarrhée chronique <input type="checkbox"/> Autres :	
<input type="checkbox"/> <u>Je suis d'accord pour participer</u> dans l'étude intitulée : « Lien entre la présence de <u><i>Tritrichomonas foetus</i></u> dans les élevages félines/refuges et la conduite d'élevage »	
<input type="checkbox"/> <u>Je ne souhaite pas participer</u> à l'étude intitulée : « Lien entre la présence de <u><i>Tritrichomonas foetus</i></u> dans les élevages félines/refuges et la conduite d'élevage »	

**A propos des échantillons collectés**

Animaux concernés <small>Pour chaque salle, préciser la population concernée (Femelle gestante, seulement chatons&lt;3 mois, Adultes au repos, Femelle en lactation + chatons...)</small>	Nombre d'échantillons collectés
Tous l'élevage/le refuge	
Salle 1 :	
Salle 2 :	
Salle 3 :	
Salle 4 :	
Salle 5 :	
Salle 6 :	

**Environnement - Logement- Prophylaxie sanitaire**

	Salle 1	Salle 2	Salle 3	Salle 4	Salle 5	Salle 6
<b>Surface</b>						
Surface de chaque hébergement (en m <sup>2</sup> )						
Nombre d'animaux par hébergement <small>(Si chatons, préciser le nombre)</small>						
Contacts physiques possibles avec chats des autres salles ?	O / N	O / N	O / N	O / N	O / N	O / N

	Salle 1	Salle 2	Salle 3	Salle 4	Salle 5	Salle 6
<b>Aménagement</b>						
Présence de litière ? (si oui combien de bacs)						
Fréquence de nettoyage total des bacs à litières						
<b>Nettoyage et désinfection</b>						
Type de revêtement du sol (Carrelage, lino...)						
Type de revêtement des murs (Carrelage, lino...)						
Produit 1 : Nom But et fréquence d'utilisation Mode et temps d'emploi						
Produit 2 : Nom But et fréquence d'utilisation Mode et temps d'emploi						
Si Produit 3 : Nom But et fréquence d'utilisation Mode et temps d'emploi						
	Salle 1	Salle 2	Salle 3	Salle 4	Salle 5	Salle 6
<b>Ambiance</b>						
Eclairage	<input type="checkbox"/> Artificielle Durée/j : <input type="checkbox"/> Fenêtre					

Possédez-vous une infirmerie ?  Oui  Non

Possédez-vous une quarantaine ?  Oui  Non

Si oui, combien de temps laissez-vous un nouveau chat en quarantaine ?

### A propos des chats

	Jeunes < 3 mois	3-12 mois	Femelles gestantes, en lactation	Adultes
<b>Etat général</b>				
Alimentation	<small>En plus du lait maternel</small> <input type="checkbox"/> Ration ménagère Préciser :  <input type="checkbox"/> Croquettes Marque :  <input type="checkbox"/> Pâtée Marque :	<input type="checkbox"/> Ration ménagère Préciser :  <input type="checkbox"/> Croquettes Marque :  <input type="checkbox"/> Pâtée Marque :	<input type="checkbox"/> Ration ménagère Préciser :  <input type="checkbox"/> Croquettes Marque :  <input type="checkbox"/> Pâtée Marque :	<input type="checkbox"/> Ration ménagère Préciser :  <input type="checkbox"/> Croquettes Marque :  <input type="checkbox"/> Pâtée Marque :
Fréquence des repas	<input type="checkbox"/> 1 fois/jour <input type="checkbox"/> 2 fois/ jour <input type="checkbox"/> 3 fois/jour <input type="checkbox"/> Plusieurs fois/jour <input type="checkbox"/> Libre-service	<input type="checkbox"/> 1 fois/jour <input type="checkbox"/> 2 fois/ jour <input type="checkbox"/> 3 fois/jour <input type="checkbox"/> Plusieurs fois/jour <input type="checkbox"/> Libre-service	<input type="checkbox"/> 1 fois/jour <input type="checkbox"/> 2 fois/ jour <input type="checkbox"/> 3 fois/jour <input type="checkbox"/> Plusieurs fois/jour <input type="checkbox"/> Libre-service	<input type="checkbox"/> 1 fois/jour <input type="checkbox"/> 2 fois/ jour <input type="checkbox"/> 3 fois/jour <input type="checkbox"/> Plusieurs fois/jour <input type="checkbox"/> Libre-service
Trouble de l'appétit <small>(si oui depuis quand)</small>	<input type="checkbox"/> Oui   <input type="checkbox"/> Non	<input type="checkbox"/> Oui   <input type="checkbox"/> Non	<input type="checkbox"/> Oui   <input type="checkbox"/> Non	<input type="checkbox"/> Oui   <input type="checkbox"/> Non
Corpulence	<input type="checkbox"/> Retard croissance <input type="checkbox"/> Croissance normale	<input type="checkbox"/> Maigre <input type="checkbox"/> Normal <input type="checkbox"/> Surpoids	<input type="checkbox"/> Maigre <input type="checkbox"/> Normal <input type="checkbox"/> Surpoids	<input type="checkbox"/> Maigre <input type="checkbox"/> Normal <input type="checkbox"/> Surpoids
<b>Vermifuge</b>				
Nom (des) produit(s)				
Fréquence/ Protocole			<input type="checkbox"/> 1 fois/an <input type="checkbox"/> 2 fois/an <input type="checkbox"/> 4 fois/an <input type="checkbox"/> Autour mise bas <input type="checkbox"/> Occasionnellement	<input type="checkbox"/> 1 fois/an <input type="checkbox"/> 2 fois/an <input type="checkbox"/> 4 fois/an <input type="checkbox"/> Occasionnellement
Date dernier traitement				
<b>Antiparasitaire externe</b>				
Nom du produit				
Fréquence/ Protocole		<input type="checkbox"/> 1 fois/mois <input type="checkbox"/> Tous les 2 mois <input type="checkbox"/> Occasionnellement	<input type="checkbox"/> 1 fois/mois <input type="checkbox"/> Tous les 2 mois <input type="checkbox"/> 2 fois/an <input type="checkbox"/> Autour mise bas <input type="checkbox"/> Occasionnellement	<input type="checkbox"/> 1 fois/mois <input type="checkbox"/> Tous les 2 mois <input type="checkbox"/> 2 fois/an <input type="checkbox"/> Occasionnellement
Date dernier traitement				

	Jeunes < 3 mois	3-12 mois	Femelles gestantes, en lactation	Adultes
<b>Examen des selles normales</b>				
Aspect selles <small>Au moment des troubles digestifs</small>	<input type="checkbox"/> Moulées <input type="checkbox"/> Molles <input type="checkbox"/> Liquides <input type="checkbox"/> Sèches	<input type="checkbox"/> Moulées <input type="checkbox"/> Molles <input type="checkbox"/> Liquides <input type="checkbox"/> Sèches	<input type="checkbox"/> Moulées <input type="checkbox"/> Molles <input type="checkbox"/> Liquides <input type="checkbox"/> Sèches	<input type="checkbox"/> Moulées <input type="checkbox"/> Molles <input type="checkbox"/> Liquides <input type="checkbox"/> Sèches
Couleur	<input type="checkbox"/> Verdâtre <input type="checkbox"/> Jaune <input type="checkbox"/> Marron <input type="checkbox"/> Noire <input type="checkbox"/> Autre :	<input type="checkbox"/> Verdâtre <input type="checkbox"/> Jaune <input type="checkbox"/> Marron <input type="checkbox"/> Noire <input type="checkbox"/> Autre :	<input type="checkbox"/> Verdâtre <input type="checkbox"/> Jaune <input type="checkbox"/> Marron <input type="checkbox"/> Noire <input type="checkbox"/> Autre :	<input type="checkbox"/> Verdâtre <input type="checkbox"/> Jaune <input type="checkbox"/> Marron <input type="checkbox"/> Noire <input type="checkbox"/> Autre :
<b>Si diarrhée</b>				
Diarrhée observé il y a	<input type="checkbox"/> < 1 semaine <input type="checkbox"/> 2-3 semaines <input type="checkbox"/> 1 mois <input type="checkbox"/> >1 mois	<input type="checkbox"/> < 1 semaine <input type="checkbox"/> 2-3 semaines <input type="checkbox"/> 1 mois <input type="checkbox"/> < 6 mois <input type="checkbox"/> Autres :	<input type="checkbox"/> < 1 semaine <input type="checkbox"/> 2-3 semaines <input type="checkbox"/> 1 mois <input type="checkbox"/> < 6 mois <input type="checkbox"/> Autres :	<input type="checkbox"/> < 1 semaine <input type="checkbox"/> 2-3 semaines <input type="checkbox"/> 1 mois <input type="checkbox"/> < 6 mois <input type="checkbox"/> Autres :
Antécédents pathologiques <small>De l'année écoulée</small>	<input type="checkbox"/> Aucun <input type="checkbox"/> Diarrhée occasionnelle <input type="checkbox"/> Diarrhée chronique <input type="checkbox"/> Autres :	<input type="checkbox"/> Aucun <input type="checkbox"/> Diarrhée occasionnelle <input type="checkbox"/> Diarrhée chronique <input type="checkbox"/> Autres :	<input type="checkbox"/> Aucun <input type="checkbox"/> Diarrhée occasionnelle <input type="checkbox"/> Diarrhée chronique <input type="checkbox"/> Autres :	<input type="checkbox"/> Aucun <input type="checkbox"/> Diarrhée occasionnelle <input type="checkbox"/> Diarrhée chronique <input type="checkbox"/> Autres :
Cause de diarrhée connue ?	<input type="checkbox"/> Oui Préciser : <input type="checkbox"/> Non	<input type="checkbox"/> Oui Préciser : <input type="checkbox"/> Non	<input type="checkbox"/> Oui Préciser : <input type="checkbox"/> Non	<input type="checkbox"/> Oui Préciser : <input type="checkbox"/> Non
Si Traitement -Préciser lequel -datant <b>de moins de 2 semaines?</b>	<input type="checkbox"/> Oui <input type="checkbox"/> Non	<input type="checkbox"/> Oui <input type="checkbox"/> Non	<input type="checkbox"/> Oui <input type="checkbox"/> Non	<input type="checkbox"/> Oui <input type="checkbox"/> Non
Nombre d'individu touchés				
Présence de : <small>Au moment des troubles digestifs</small>	<input type="checkbox"/> Sang <input type="checkbox"/> Mucus <input type="checkbox"/> Ténésme <small>(difficulté à déféquer)</small> <input type="checkbox"/> Autre :	<input type="checkbox"/> Sang <input type="checkbox"/> Mucus <input type="checkbox"/> Ténésme <small>(difficulté à déféquer)</small> <input type="checkbox"/> Autre :	<input type="checkbox"/> Sang <input type="checkbox"/> Mucus <input type="checkbox"/> Ténésme <small>(difficulté à déféquer)</small> <input type="checkbox"/> Autre :	<input type="checkbox"/> Sang <input type="checkbox"/> Mucus <input type="checkbox"/> Ténésme <small>(difficulté à déféquer)</small> <input type="checkbox"/> Autre :
Couleur	<input type="checkbox"/> Verdâtre <input type="checkbox"/> Jaune <input type="checkbox"/> Marron <input type="checkbox"/> Noire <input type="checkbox"/> Autre :	<input type="checkbox"/> Verdâtre <input type="checkbox"/> Jaune <input type="checkbox"/> Marron <input type="checkbox"/> Noire <input type="checkbox"/> Autre :	<input type="checkbox"/> Verdâtre <input type="checkbox"/> Jaune <input type="checkbox"/> Marron <input type="checkbox"/> Noire <input type="checkbox"/> Autre :	<input type="checkbox"/> Verdâtre <input type="checkbox"/> Jaune <input type="checkbox"/> Marron <input type="checkbox"/> Noire <input type="checkbox"/> Autre :
Odeur	<input type="checkbox"/> Sans odeur <input type="checkbox"/> Malodorante <input type="checkbox"/> Nauséabonde <input type="checkbox"/> Autre :	<input type="checkbox"/> Sans odeur <input type="checkbox"/> Malodorante <input type="checkbox"/> Nauséabonde <input type="checkbox"/> Autre :	<input type="checkbox"/> Sans odeur <input type="checkbox"/> Malodorante <input type="checkbox"/> Nauséabonde <input type="checkbox"/> Autre :	<input type="checkbox"/> Sans odeur <input type="checkbox"/> Malodorante <input type="checkbox"/> Nauséabonde <input type="checkbox"/> Autre :
Incontinence fécale	O/N	O/N	O/N	O/N

### Relations extérieures

Exposition(s)/Concours de beauté			
Fréquence			
Nombre d'animaux concernés			
Précautions prises autour de l'exposition	<b>Avant</b>	<b>Pendant</b>	<b>Après</b>
	<input type="checkbox"/> Toilettage <input type="checkbox"/> Autre :	Type de cage : <input type="checkbox"/> Grillagée <input type="checkbox"/> Plexis Qui peut toucher vos chats ? <input type="checkbox"/> Personne <input type="checkbox"/> Tout le monde <input type="checkbox"/> Seulement les visiteurs <input type="checkbox"/> Seulement les éleveurs	<input type="checkbox"/> Toilettage <input type="checkbox"/> Mise en quarantaine <small>Si oui combien de temps :</small> <input type="checkbox"/> Autre :

Saillie avec chats d'autres élevages				
	<u>A l'intérieur</u> de l'élevage		<u>A l'extérieur</u> de l'élevage	
Fréquence				
Durée de cohabitation des 2 chats				
Précautions prises avec <u> votre </u> chat	<b>Avant</b>	<b>Après</b>	<b>Avant</b>	<b>Après</b>
	Tests réalisés ? <input type="checkbox"/> Toilettage <input type="checkbox"/> Autre :	<input type="checkbox"/> Toilettage <input type="checkbox"/> Mise en quarantaine <small>Si oui combien de temps :</small> <input type="checkbox"/> Autre :	Tests réalisés ? <input type="checkbox"/> Toilettage <input type="checkbox"/> Autre :	<input type="checkbox"/> Toilettage <input type="checkbox"/> Mise en quarantaine <small>Si oui combien de temps :</small> <input type="checkbox"/> Autre :
Précautions prises avec <u> l'autre </u> chat	Tests demandés ? <input type="checkbox"/> Mise en quarantaine <small>Si oui combien de temps :</small> <input type="checkbox"/> Toilettage		Tests demandés ?	

Signature de l'éleveur :



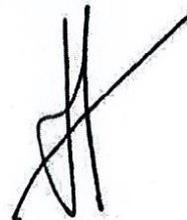
**AGREMENT SCIENTIFIQUE**  
**En vue de l'obtention du permis d'imprimer de la thèse de doctorat vétérinaire**

Je soussignée, Emilie BOUHSIRA, Enseignant-chercheur, de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, directrice de thèse, certifie avoir examiné la thèse de Sofia ABEL intitulée « Influence de la gestion sanitaire en élevage sur la présence des parasites digestifs chez le chat » et que cette dernière peut être imprimée en vue de sa soutenance.

Fait à Toulouse, le 14/10/2020  
Enseignant-chercheur de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse  
Docteure Emilie BOUHSIRA



Vu :  
Le Directeur de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse  
M. Pierre SANS



Vu :  
Le Président du jury  
Professeur Alexis VALENTIN



Vu et autorisation de l'impression :  
Le Président de l'Université Paul Sabatier  
M. Jean-Marc BROTO

Le Président de l'Université Paul Sabatier,  
Jean-Marc BROTO



Mme Sofia ABEL  
a été admis(e) sur concours en : 2015  
a obtenu son diplôme d'études fondamentales vétérinaires le : 09/07/2019  
a validé son année d'approfondissement le : 16/07/2020  
n'a plus aucun stage, ni enseignement optionnel à valider.

**NOM : ABEL**

**PRENOM : Sofia**

**TITRE : Parasitisme gastro-intestinal et conduite d'élevage dans des élevages félins du sud-ouest de la France.**

Les parasites gastro-intestinaux ont une prévalence plus élevée dans les milieux à forte densité. Les élevages sont notamment concernés. Les élevages félins, contrairement aux élevages canins, sont la plupart du temps indissociables du foyer de l'éleveur. La biosécurité est alors un point clés pour diminuer la pression parasitaire. Pour compléter les données déjà connues et aider au mieux les éleveurs félins à assainir leur élevage, des analyses coprologiques ainsi que la recherche systématique de *Tritrichomonas foetus* par culture chez différents groupes d'animaux de chaque élevage de l'étude, ont été réalisés. De plus, des données concernant la conduite d'élevage de chaque établissement visité ont été relevées. L'objectif de cette thèse est d'identifier des liens éventuels entre la présence de parasites gastro-intestinaux communément retrouvés dans les élevages félins et la biosécurité mise en place dans les bâtiments accueillant les animaux, dans le but de proposer des améliorations faciles à mettre en œuvre par l'éleveur.

**MOTS-CLÉS:** Parasites gastro-intestinaux, *Tritrichomonas foetus*, coccidies, élevages félins, biosécurité, coprologie, conduite d'élevage

---

**TITLE: Gastrointestinal parasitism and livestock driving in feline farms in southwestern France**

Gastrointestinal parasites have a higher prevalence in high-density environments. The breedings are particularly concerned. Catteries, unlike dog breeding kennels, are mostly inseparable from the breeder's home. Biosecurity is then a key point to reduce the parasitic pressure. To supplement the data available in the literature and to help feline breeders to clean up their cattery, coprological analyses and the systematic detection of *Tritrichomonas foetus* by culture were carried out in different groups of animals from each farm of the study. Moreover, data on the breeding conduct of each establishment visited were collected. The aim of this thesis is to look for and identify possible links between infestation with gastrointestinal parasites commonly found in catteries and the biosecurity set up in the buildings welcoming animals, and finally propose improvements easy to implement by the breeder.

**KEYWORDS:** Gastrointestinal parasites, *Tritrichomonas foetus*, coccidian, catteries, biosecurity, coprology, breeding management.