

République algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université de Blida 1



Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département de biologie des populations et des organismes
Mémoire de Fin D'Etudes en vue de l'Obtention de Diplôme de Master en
Option : Parasitologie
Thème :

Les parasites intestinaux chez les félins domestiques et leur impact sur la santé publique

Date : 13.09.2020

Présenté par :

Melle HATCHANE SIHAM

Mme CAID IKRAM

Devant le jury composé de :

Président	Bendjoudi Djamel	USDB1	MCA
Promotrice	Kara Fatma zohra	USDB 1	Professeur
Co-promoteur	Medrouh Bachir	USDB1	Médecin vétérinaire / Doctorant
Examinatrice	Saighi Hafida	USDB1	MAA

Année universitaire : 2019/2020

Remerciement

*Tout d'abord, nous tenons à remercier dieu
De nous avoir donné la santé, la volonté et la
patience pour pouvoir réalisé ce travail de
recherche.*

*Nous tenons à exprimer nos profond remerciement
Nos vifs remerciement à notre promotrice madame
Kara F/Z et membre de comité pédagogique pour
avoir dirigé ce travail avec attention, rigueur et
disponibilité, et la confiance qu'elle nous a témoigné
tous au long de ce travail*

*Nos vifs remerciement à notre Co-promoteur
Monsieur **MEDROUH Bachir** qui nous a fourné le
sujet de ce mémoire et nous a guidés de ces précieux
conseils.*

*Nous tenons également à exprimer une
reconnaissance aux membres de jury :*

- Mer Bendjoudi djamel de nous avoir honoré de
présider le jury de la soutenance.*
- Mme Saighi hafida d'avoir bien accepté d'examiner
le contenu du présent travail.*

*Nos chers enseignants qui nous ont pris en
charge durant ces années*

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail particulièrement à mes chers parents, qui ont consacré leur existence Me bâtir, pour leur soutien, patience et soucis, de tendresse et d'affection pour tout ce qu'ils ont fait pour que je puisse arriver à ce Niveau.

*A celle qui m'a arrosé de tendresse et d'espoirs, à la source d'amour incessible, à la mère des sentiments fragiles qui ma bénie par ces prières ma mère **Lila**.*

*A mon support dans ma vie, qui m'a appris m'a supporté et ma dirigé vers la gloire mon père **Raouf**.*

*A ma meilleure amie et ma chère sœur **Rania** et mon bras doit chère frère **Hichem**.*

*A mon amour et mon époux bien aimé **Youcef** pour son soutien durant tous mes études.*

A toute ma famille et tous qui m'ont aidé et A accomplir ce modeste travail.

*En fin je remercie mon binôme **Siham** qui a contribué à la réalisation de ce modeste travail pour sa compréhension, et son sérieux au travail avec laquelle j'ai passé d'inoubliables moments.*

Ikram

Dédicace

*Je dédie ce modeste travail Accompagné d'un profond amour :
A celle qui m'a arrosé de tendresse d'espoir, a la femme qui a souffert
sans me laisse souffrir .ma mère **Naïma**.*

*A mon support dans ma vie, mon précieux offre de la vie qui m'a
supporté et m'a dirigé vers la gloire. Mon père **Mahfoud**.*

*A ma grand-mère **KHIVA** ceci est ma profonde gratitude pour ton
éternel amour que ce travail soit le meilleur cadeau que je puisse
t'offrir*

*A mes chères frères **YOUNES, MOUAD** et **ADEM**, et ma sœur
MANEL et son mari **AHMED** qui m'avez toujours soutenue et
encouragé dans ces année d'étude.*

A tous les personnes de ma grande famille.

*A mon source de joie **KHADIDJA** et **HASSINA** et a Monsieur
AISSOU qui n'ont pas cessé de me conseiller et soutenir. Que dieu les
protège et leur offre la chance et le bonheur.*

*A toute ma famille **HATCHANE** et **BENDJABOU** grands et petits.*

*A mon cher binôme **IKRAM** pour ce qu'elle a fait pour la réussite de
ce travail.*

*A tous mes Ami(e)s que j'aime tant, **AMINA, FELLA, ZOLA, DOUAA,**
NAWEL, KHADIDJA, IKRAM ,AMEL, Hafsa et **IMEN** qui m'ont
toujours encouragé, et à qui je souhaite plus de succès*

SIFAM

Sommaire :

Liste des figures.....		
Liste des tableaux.....		
Liste des abréviations.....		
Introduction.....	1	
Chapitre I	Données bibliographiques	2
A	Les principales caractéristiques biologiques des chats.....	2
A.1	Rappelle sur les félidés.....	2
A.2	Maladies parasitaires digestifs des félidés.....	2
A.3	Physiologie du tractus gastro-intestinal des chats.....	2
A.3.1	L'estomac.....	2
A.3.2	L'intestin grêle.....	2
A.3.3	Le gros intestin.....	3
	Les parasites digestifs du chat domestique (Agents pathogènes et zoonotiques).....	4
	Introduction.....	4
B.1	Les protozoaires.....	4
B.1.1	Les flagellés	4
B.1.2	Les coccidies.....	6
B.2	Les helminthes.....	10
B.2.1	Les plathelminthes (vers plats).....	10
B.2.2	Les nématodes (vers ronds).....	15
C	Technique de coprologie	19
C.1	La coprologie parasitaire.....	19
C.1.1	Examen macroscopique.....	19
C.1.2	Examen microscopique.....	19
D	Sérologie.....	22
E	Technique moléculaire.....	23
Chapitre II	Méthodologie.....	24
Première partie	Etude expérimentale des parasites intestinaux des chats.....	24
A	Matériels et Méthodes.....	24
A.1	Lieu de stage.....	24
A.2	Matériel utilisés.....	24
A.2.1	Matériel non biologique.....	24
A.2.2	Matériel biologique.....	24
B	Méthodes utilisée.....	24
B.1	Echantillonnage et prélèvement sur terrain.....	24
B.2	Examen macroscopique.....	24
B.3	Examen microscopique à l'état frais.....	24
B.4	Examen microscopique après coloration au lugol.....	25
B.5	Examen microscopique après concentration.....	25

Deuxième partie	Les principales techniques utilisées dans la recherche et l'identification des parasites digestifs des chats des quelques travaux réalisés	26
1	Observation macroscopique.....	26
2	Analyses microscopiques.....	26
3	Technique de concentration (enrichissement).....	26
3.1	Examen après enrichissement par sédimentation.....	26
3.2	Examen après enrichissement par flottaison.....	27
4	Recherche de larves par la méthode de Baermann.....	27
Chapitre III	Résultat et discussion.....	28
A.1	Résultat de notre étude.....	28
A.2	Etude de Prévalence des parasites intestinaux des chats dans le monde.....	28
A.2.1	Etudes épidémiologiques sur les helminthoses félines menées en Europe spécifiquement en Roumanie en 2010.....	30
A.2.2	Etudes épidémiologiques sur les helminthoses félines menées en Amérique du Nord Spécifiquement au Etats-Unis (New York) en 2011.....	30
A.2.3	Une étude sur les endoparasites des chats errants de Mashhad (Iran) en 2011.....	31
A.2.4	Une étude sur Les parasites gastro-intestinaux des chats errants dans la région nord du delta du Nil, en Égypte.....	33
	Discussion.....	36
	Conclusion.....	38

Listes des figures :

Figure 01	l'appareil digestif de chat.....	3
Figure 02	Représentation schématique d'un trophozoïte de <i>Giardia</i>	4
Figure 03	Structure de <i>Trichomonas fœtus</i>	5
Figure 04	L'oocystes d' <i>Isospora spp</i> à Gr x 40.....	6
Figure 05	Tachyzoïtes de <i>T. gondii</i> observés après coloration au May-Grünwald-Giemsa à Gr x 40.....	7
Figure 06	Kyste libérant ses bradyzoïtes après digestion trypsique de la paroi à Gr x 40.....	7
Figure 07	Oocyste non sporulé (à gauche) et oocyste sporulé contenant deux sporocystes (à droite) à Gr x 40.....	7
Figure 08	Cycle de développement du parasite <i>Toxoplasma gondii</i>	8
Figure 09	Les oocystes de <i>Cryptosporidium felis</i> à Gr x 40.....	9
Figure 10	Proglottis de <i>D. caninum</i>	10
Figure 11	Cycle évolutif de <i>Dipilidium canium</i>	11
Figure 12	<i>Taenia taeniaeformis</i> dans l'estomac d'un chat.....	12
Figure 13	Cycle de <i>Taenia taeniaeformis</i> chez le chat.....	13
Figure 14	<i>Echinococcus multilocularis</i> adulte.....	14
Figure 15	Cycle du parasite <i>Echinococcus multilocularis</i>	14
Figure 16	L'œuf de <i>Toxocara cati</i> à Gr x 40.....	15
Figure 17	Cycle de vie de <i>Toxocara cati</i>	15
Figure 18	Œuf d' <i>Ankylostoma tubaeformae</i> d'un chat à Gr x 40.....	17
Figure 19	Tubes après centrifugation lors d'une méthode diphasique.....	20
Figure 20	Schéma du dispositif de Baermann	21
Figure 21	Fiche de renseignement des prélèvements des matières fécal.....	Annexe 03
Figure 22	L'œuf de <i>Toxocara cati</i> sous microscope à Gr x 40.....	Annexe 04
Figure 23	L'œuf de <i>Giardia</i> sous microscope à Gr x 40.....	Annexe 04
Figure 24	Fluctuation de la prévalence des parasites des chats en Roumanie en 2010.....	30
Figure 25	Fluctuation de la prévalence des parasites des chats l aux Etats unis (New York) de l'année 2011.....	31
Figure 26	Fluctuation de la prévalence des parasites des chats la prévalence des parasites des chats aux Iran (Mashhad) de l'année 2011.....	33
Figure 27	Fluctuation de la prévalence des parasites des chats en Égypte.....	35

Liste des tableaux :

Tableau 01	Les formes évolutives de <i>Toxoplasma gondii</i>	7
Tableau 02	Principales solutions denses	20
Tableau 03	Tableau des principales caractéristiques de coproscopie chez les chiens et les chats	Annexe 01
Tableau 04	Préparation des liquides de flottation	Annexe 02
Tableau 05	Les colorants utilisés dans notre recherche	Annexe 05
Tableau 06	Etudes épidémiologiques réalisées dans le monde en 2010,2011	29
Tableau 07	Etudes épidémiologiques réalisées dans le monde	Annexe 06
Tableau 08	Prévalence des parasites par rapport à l'âge des chats (n=52)	32
Tableau 09	Prévalence des parasites gastro-intestinaux des chats errants dans la province de Kafrelsheikh de la région du delta du Nil en Egypte	34

Liste des abréviations :

ELISA : Enzyme Link ImmunoSorbentAssay

PCR : Polymerase Chain Reaction

HD : hôte définitif

HI : hôtes intermédiaires

MF : matières fécale

MIF : merthiolateiodine-formaldehyde

AC : anticorps

Les parasites intestinaux chez les félins domestiques et leur impact sur la santé publique

Résumé

De nombreux parasites intestinaux peuvent être rencontrés chez les félins qui peuvent avoir un impact sur la santé publique. La détection des endoparasites nécessite un examen coprologique de matière fécale. L'étude de prévalence de ces parasites en 2010-2011 a montré une différence qui peut être due à des facteurs régionaux, environnemental ou climatique. *Toxocara cati* est l'espèce parasitaire la plus fréquemment rencontrée dans le tube digestif des chats à travers le monde avec une prévalence de (20.3%) en Roumanie, (21%) à New York, (4.3%) en Iran et (9%) en Egypte. Cette étude a révélé aussi qu'il existe des parasites qui sont cosmopolites comme *Taenia taeniaformis*, *Giardia intestinalis*, *Dipylidium caninum* mais avec une prévalence différente en fonction des pays. Ces parasites identifiés sont responsables d'une zoonose humaine, donc un ensemble de mesures préventives telles que le traitement par des vermifuges régulier des chats, le nettoyage régulier des excréments et l'hygiène des sols doit être respectée pour pouvoir diminuer le risque de ces parasites.

Mots clés : Parasites intestinaux, chats, analyses coprologiques, Zoonoses, Prévalence

Intestinal parasites in domestic felines and their impact on public health

Abstract

Many intestinal parasites can be encountered in felines that can have an impact on public health. Detection of endoparasites requires coprological examination of fecal matter. The study of the prevalence of these parasites in 2010-2011 showed a difference that may be due to regional, environmental or climatic factors. *Toxocara cati* is the most common parasitic species found in the digestive tract of cats worldwide with a prevalence of (20.3%) in Romania, (21%) in New York, (4.3%) in Iran and (9%) in Egypt. This study also revealed that there are parasites that are cosmopolitan such as *Taenia taeniaformis*, *Giardia intestinalis*, *Dipylidium caninum* but with a different prevalence. These parasites have been identified as responsible for human zoonosis, therefore a set of preventive measures such as regular deworming of cats, regular cleaning of excreta and soil hygiene must be respected in order to reduce the risk of these parasites.

Keywords: Intestinal parasites, cats, coprological analyses, Zoonoses, Prevalence

الطفيليات المعوية في القلط المنزلية وتأثيرها على الصحة العامة

ملخص

يمكن العثور على العديد من الطفيليات المعوية في القلط التي يمكن ان يكون لها تأثير على الصحة العامة. يتطلب الكشف عن الطفيليات الداخلية اجراء فحص طبي للبراز. اظهرت دراسة انتشار هذه الطفيليات في 2010-2011 بسبب عوامل اقليمية او بيئية او مناخية *Toxocara cati* هو اكثر الانواع الطفيلية شيوعاً الموجودة في الجهاز الهضمي للقطط حول العالم مع انتشار يصل الى 20.3% في رومانيا 21% في نيويورك 4.3% في ايران 9% في مصر. هذه الدراسة كشفت ايضاً انه يوجد طفيليات اخرى تتواجد عبر كافة انحاء العالم مثل :

Taenia taeniaformis, *Giardia intestinalis*, *Dipylidium caninum* لكن مع انتشار مختلف هذه الطفيليات التي وجدت انها مسؤولة عن امراض حيوانية المنشأ بشرية لذلك يجب احترام مجموعة من التدابير الوقائية مثل العلاج للتخلص من ديدان القلط التنظيف المنتظم للفضلات و نظافة التربة من اجل تقليل مخاطر هذه الطفيليات.

الكلمات المفتاحية : الطفيليات المعوية ، القلط ، التحاليل البكتيرية ، الأمراض الحيوانية المنشأ ، الانتشار

Introduction

Les chats sont des animaux de compagnie courants qui sont devenus partie intégrante de l'homme et peuvent héberger de nombreux endoparasites, dont des protozoaires, des cestodes, les trématodes et les nématodes (Dantas et Otanto, 2014). Chez le chat, les parasites internes s'installent généralement dans l'intestin, le cœur ou encore les poumons. Les parasites intestinaux et pulmonaires sont fréquemment enregistrés chez les chats et peut être responsable de formes cliniques graves. C'est pourquoi ils sont considérés comme des agents pathogènes importants dans la pratique clinique de ces animaux compagnons (Desantis *et al.*, 2006); (Sager *et al.*, 2006); (Claerebout *et al.*, 2009) ; (Epe, 2009 ; Traversa *et al.*, 2010).

De façon générale, toute infestation parasitaire chez le chat varie en fonction de l'âge et est plus fréquente en zone rurale (Mircean *et al.*, 2010). Les jeunes sont plus fréquemment infestés (Barutzki et Schaper, 2011) (Capari, Hamel, Visser *et al.*, 2013), ainsi que les chats errants ou non stérilisés (Zottler *et al.*, 2019). Parmi les signes cliniques provoqués par les parasites du tube digestifs sont : l'apathie, le pelage terne, les vomissements, la diarrhée, le faible taux de croissance, l'anémie et parfois même la mort, surtout chez les chatons (Traversa, 2012) ; (Sherding et Johnson, 2008).

La détection de ces parasites chez les chats est généralement basée sur des méthodes copromicroscopiques. Parmi les principales techniques de diagnostic, celles basées sur la flottation, la sédimentation et la centrifugation-flottation ont été largement utilisées car elles présentent un faible coût et sont faciles à réaliser (Oliveira *et al.*, 2002) ; (Fisher, 2003). Il est également possible que la coproscopie ne soit tout simplement pas l'examen approprié. On distingue alors l'immunologie (la sérologie) en particulier la technique ELISA, et la biologie moléculaire avec la PCR (Rattez, 2011).

Les animaux domestiques prennent une place de plus en plus importante dans la vie de l'homme. Malgré l'affection qu'ils nous apportent, ils sont aussi susceptibles de nous transmettre des maladies, notamment des parasitoses : Parmi les endoparasitoses, on retrouve la toxoplasmose, la toxocarose ou encore les échinococoses (Tricot, 2003).

L'objectif de notre recherche est de mettre en lumière les principaux parasites digestifs des chats et leur influence sur la santé humaine. Pour cela nous avons scindé le manuscrit en plusieurs parties : qui synthétise les connaissances actuelles sur les parasites digestifs des félins que l'on rencontre communément ou qui ont un intérêt médical, ainsi que l'impact de ces parasitoses sur l'homme. La deuxième partie concerne une étude expérimentale réalisée au niveau du laboratoire d'hygiène de Blida pendant 10 jours d'expérimentation et arrêt suite à la pandémie actuelle du COVID 19 et une synthèse des techniques utilisées dans la recherche des parasites du tube digestif des chats à travers différents travaux et une troisième partie consacrée à la discussion et analyses des résultats obtenus dans les recherches ciblées. Dans le but d'obtenir des données réelles sur les infections des endoparasites intestinaux (helminthes et protozoaires) chez les chats ainsi que leurs influences sur l'homme.

A : Les principales caractéristiques biologiques des chats

A.1- Rappel sur les félidés

Les familles des Canidés et des Félidés comptent parmi les espèces les mieux connues du public. Les espèces sauvages sont sensibles à beaucoup d'agents pathogènes des Carnivores domestiques, qui sont connus et efficacement combattus (Artois, Claro, Rémond *et al.*, 1996).

La classification des Félidés fait l'objet de controverses entre zoologistes : la séparation des Félidés en deux groupes, les grands félins qui rugissent et les petits qui miaulent, est toujours admise (respectivement sous-famille des Pantherinae ou genres Panthera et Neofelis [12 espèces] d'une part, et sous-famille des Felinae d'autre part). Les 27 ou 28 espèces de petits félins sont réparties en 16 genres par Ewer (Ewer, 1973), ou 14 sous-genres par Nowak (Nowak, 1991) ; MacDonald (Macdonald, 1984) ne mentionne que 28 espèces du genre Félin.

L'ensemble formé par le chat domestique et les chats sauvages d'Europe et d'Afrique constitue aussi une pomme de discorde entre spécialistes, en raison de la grande similarité entre ces espèces. La tendance est de les regrouper en une seule espèce, *Felis silvestris* (respectivement *F. silvestris catus*, *F. silvestris silvestris* et *F. silvestris libyca*) (Macdonald, 1984).

A.2- Maladies parasitaires digestifs des félidés

Les Carnivores sont sensibles à un grand nombre d'infestations parasitaires, mais compte tenu de leur mode de vie, ils ne sont généralement que faiblement infestés par des helminthes digestifs. Des animaux bien nourris et en bonne santé supportent facilement la plupart des parasites internes, qui passent donc inaperçus (Artois, Claro, Rémond *et al.*, 1996).

A.3- Physiologie du tractus gastro-intestinal des chats :

A.3-1- L'estomac

Cette zone élargie du tube digestif située entre l'œsophage et l'intestin grêle transforme les aliments en nutriments digestibles. Il est composé de 3 parties qui sont le fundus, le corps et l'antrum pylorique qui est limité par le cardia, en partie orale et le pyllore en partie aborale. Sa muqueuse forme des plis (Frappier, 1998).

A.3-2- L'intestin grêle

Il mesure environ 1,30 mètre de long et est arbitrairement divisé en 3 parties (Strombeck, 1996) :

- Le duodénum constitue environ 10% de sa longueur et se situe crânialement il est immobilisé dans la cavité abdominale par le ligament hépatoduodénal et le mésentère qui contient le pancréas auquel il est étroitement relié. Il contourne l'artère mésentérique où une attache mésentérique relie le duodénum ascendant au côlon ascendant dans la zone duodéno-colique. Il est essentiellement vascularisé par l'artère coeliaque.

- Le jéjunum est attaché au mésentère qui lui apporte son innervation et sa vascularisation par des vaisseaux provenant de l'artère mésentérique crâniale.
- L'iléon constitue le segment le plus caudal de l'intestin grêle. Il est vascularisé par des vaisseaux provenant du côlon et du cæcum auquel il est relié par la valvule iléo-cæcale.

A.3-3- Le gros intestin

Il s'anastomose à l'intestin grêle au niveau du cæcum, mesurant de 2 à 4 cm chez le chat. Il est lui aussi divisé en 3 parties (Strombeck, 1996 ; Sturgess *et al.*, 2001) :

- Le côlon est intra-abdominal et est relié à l'intestin grêle par le cæcum. Il comprend les côlons ascendant, transverse (qui entoure l'artère mésentérique) et descendant.
- Le rectum commence à l'entrée du bassin.
- L'anus constitue la partie la plus distale du gros intestin et se termine par la jonction ano-cutanée (Figure 01).

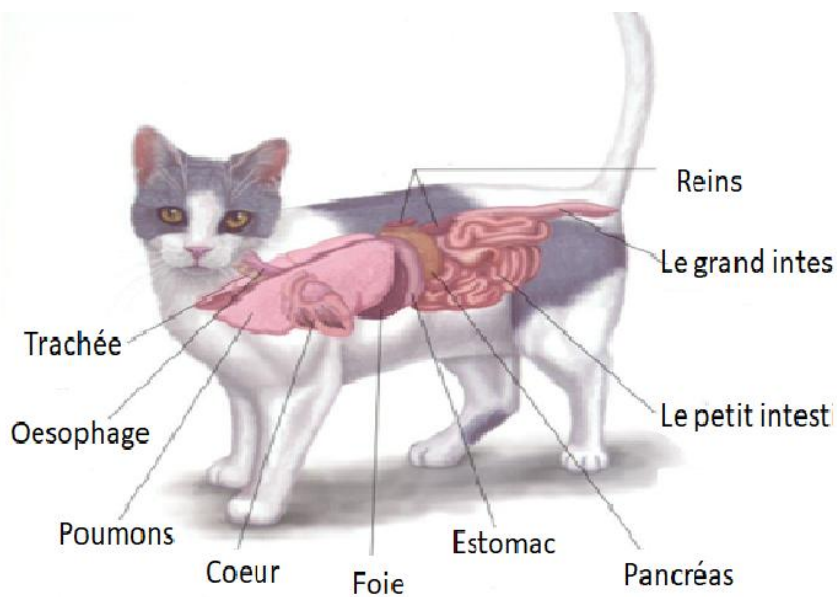


Figure 01 : L'appareil digestive de chat (Blagburn *et al.*, 1999)

B : Les parasites digestifs du chat domestique (Agents pathogènes et zoonotiques)

Introduction

Les parasites du tube digestif chez le chat sont nombreux et appartiennent à deux règnes, celui des Animaux avec en particulier l'embranchement des plathelminthes et des némathelminthes, et celui des Protozoaires (Euzéby, 1987; Bussiéras et Charmette, 1988; Beugnet et Halos, 2015).

B-1) Les protozoaires

Les protozoaires sont des parasites peu fréquents chez le chat (Euzéby, 1987).

B-1-1) Les flagellés :

B-1-1-1) *Giardia intestinalis* :

Giardia intestinalis (syn. *G. duodenalis*, *G. lamblia*) est le parasite de très nombreux mammifères, dont l'homme, le chien et le chat (Escap, 2013b).

Giardia spp existe sous deux formes : Le trophozoïte a une forme piriforme à ellipsoïdale, bilatéralement corps symétrique, 12-15 par 5-9 μm . La face dorsale est convexe et portant un disque d'aspiration sur le côté ventral, deux noyaux antérieurs, deux axostyles minces, huit flagelles et une paire de corps médians à coloration foncée. Les corps médians sont des barres courbes ressemblant aux griffes d'un marteau. Les kystes sont ovoïdes, 8-12 par 7-10 μm et contiennent quatre noyaux (Figure 02) (Taylor *et al.*, 2016).

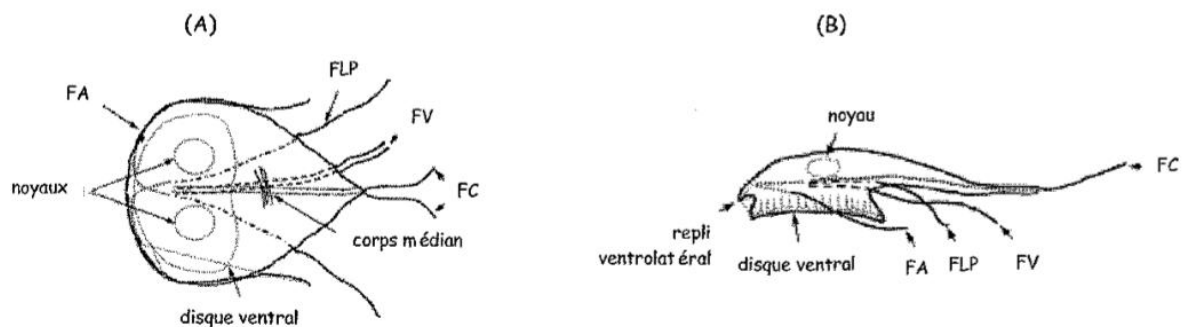


Figure 02 : Représentation schématique d'un trophozoïte de *Giardia lamblia*. (A) vue dorsale, (B) vue latérale. FA : flagelles antérieurs (x2), FC : flagelles caudaux (x2), FLP : flagelles latéro-postérieurs (x2) et FV : flagelles ventraux (x2) (Elmendorf *et al.*, 2003).

a. Cycle de vie :

Giardia intestinalis a un cycle direct (Escap, 2013B). Le kyste est transmis dans les selles de l'hôte et infecte un nouvel hôte par contamination fécale-orale directe. Lorsqu'un hôte ingère un kyste, les trophozoïtes quittent le kyste dans l'intestin grêle et s'installent à la muqueuse intestinale. Ils se divisent à plusieurs reprises jusqu'à ce qu'ils peuplent l'intestin d'un nouvel hôte avec des trophozoïtes. Dans les cinq à seize jours suivant qu'un chat ait ingéré un kyste,

le chat est capable d'excréter des milliers de kystes dans l'environnement (Bowman, Hendrix, Charles, Lindsay, David *et al.*, 2008).

b. Clinique :

Le plus souvent, l'infection reste asymptomatique. Elle peut néanmoins entraîner des diarrhées chroniques intermittentes, mucoïdes, de consistance pâteuse, ainsi qu'anorexie, vomissements, perte de poids et apathie. Ces symptômes sont surtout rencontrés chez les chiots/chatons ou chez les animaux immunodéprimés, particulièrement lors de coinfections avec un autre agent pathogène (Escap, 2017).

B-1-1-2) *Tritrichomonas foetus* :

Tritrichomonas foetus est un protozoaire flagellé unicellulaire, il a été identifié comme un pathogène entérique des chats domestiques qui réside dans le lumen du côlon (Romatowski, 1996). Il possède une morphologie fusiforme à piriforme, avec une extrémité antérieure arrondie et une extrémité postérieure pointue, et mesure 10 à 25 μm de long pour 3 à 15 μm de large. Il possède un unique noyau bien délimité situé dans la partie antérieure de la cellule (Figure 03) (Levine, 1973).

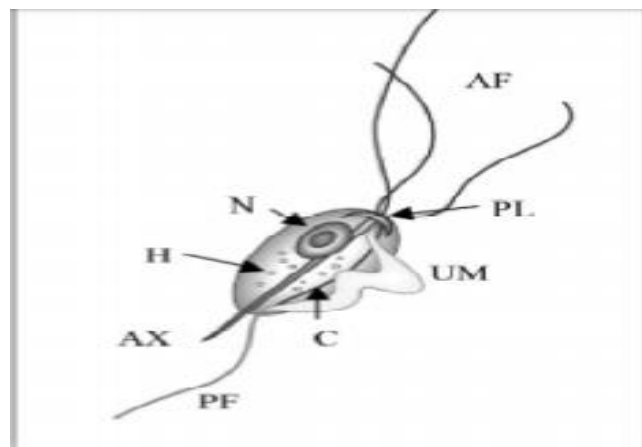


Figure 03: Structure de *Tritrichomonas foetus* AF : flagelles antérieurs ; N : noyau ; H : hydrogénosomes ; AX : axostyle ; PF : flagelle postérieur ; C : costa ; UM : membrane ondulante ; PL : pelta 1 (Stockdale *et al.* 2006).

a. Cycle de vie :

Le cycle de vie est un simple cycle asexué, où le trophozoïte multiplie par la division binaire longitudinale, et la transmission se produit directement entre les hôtes par l'ingestion de trophozoïtes (Gookin *et al.*, 2017). Il n'y a pas de véritable stade de kyste, mais certains auteurs décrivent cela dans les conditions de stress environnemental, telles que la rareté des nutriments, ou des changements brusques de température, il peut y avoir des formations de

pseudo-kystes. Dans ce cas, les flagelles sont internalisés, mais la cellule est non entouré d'une paroi de kyste (Pereira *et al.*, 2003 ; Pereira et Benchimol, 2009 ; Rosa *et al.*, 2015).

b. Cliniques :

L'infection par *T. foetus* est souvent asymptomatique, mais en général, les chatons ou les sujets naïfs peuvent exprimer des signes cliniques : fèces semi-formées (« en bouse de vache ») avec du sang et/ou du mucus, voire une incontinence fécale avec une anite douloureuse (Escap, 2013b).

Chez le chat, *Tritrichomonas foetus* était jusqu'à présent très souvent confondu avec *Giardia duodenalis* et n'était donc pas identifié (Gookin *et al.*, 2004).

B-1-2) Les coccidies

B-1-2-1) *Isospora spp* :

La coccidiose chez les chats n'est pas considérée comme un problème courant et n'est généralement observée que chez les chatons naturellement infectés (Wilkinson, 1977). Chez le chat, deux espèces existent : *I. felis* et *I. rivolta*. Les chiens ne servent pas des HD pour ces espèces (Shah, 1970).

Les kystes sont sub-sphériques et émis non sporulés. Leur paroi est fine, le contenu est clair. *Isospora felis* mesure : 38-51 x 27-29 μm alors que *I. rivolta* est plus petit : 21-20 x 18-23 μm . Après sporulation, le kyste contiendra deux sporocystes contenant chacun 4 sporozoïtes. Ces kystes peuvent être difficiles à distinguer de ceux des genres *Hammondia*, *Besnoitia* et *Toxoplasma* pourtant plus petit (Figure 04) (Bourdoiseaug, 1993).



Figure 04 : L'oocystes d'*Isospora spp* a Gr x 40 (Zajak *et al.*, 2012)

a. cycle de vie :

Les sources d'infections sont les fèces de chats porteurs du parasite. Le rongeur est un HP possible pour le chat, et notamment la souris qui constitue un HP, comme vu précédemment (Dubey et Frenkel, 1972 ; Escap, 2013 ; Lindsay *et al.*, 2014 ; Beugnet *et al.*, 2018), ainsi que les ruminants et les porcs (Fayer et Frenkel, 1979).

Les hypnozoïtes contenus dans les viscères de souris seraient infectants durant plusieurs semaines pour les chatons et les tissus de chats infestés sont également infectants

pour les chatons (Dubey et Frenkel, 1972). La transmission se fait soit par ingestion de kystes tissulaires, soit par ingestion d'ookystes contenant les sporozoïtes infestants (Bussieras et Chermette, 1992).

b. Clinique :

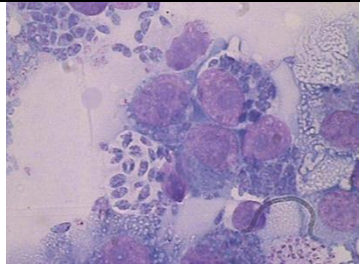

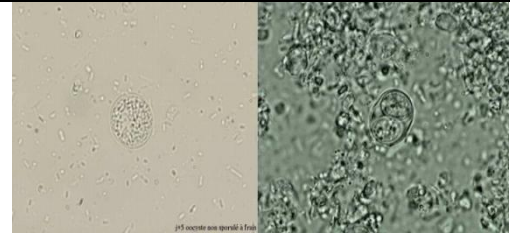
Les signes cliniques normalement associés à la coccidiose inclut une diarrhée mucoïde ou sanguinolente (rare), de la douleur abdominale, une déshydrations, de l'anémie, une perte de poids, des vomissements (Lindsay et Blagburn, 1991).

B-1-2-2) *Toxoplasma gondii* :

Toxoplasma gondii est l'un des agents de zoonose les plus répandus dans le monde. Cette pathologie est bénigne pour le chat mais ce parasite a un fort potentiel zoonotique. Cette coccidiose concernerait plutôt les jeunes chats qui s'infestent souvent au sevrage lors de leurs premières prédatons (Bourdiseau, 1993). Les micromammifères (surtout rongeurs et petits carnivores sauvages) jouent un rôle important dans la contamination du chat, et comme réservoirs de la maladie (Lehmann *et al.*, 2003).

Au cours du cycle, le toxoplasme existe sous trois formes évolutives (Tableau 1) (Figure 05) (Figure 06) (Figure 07) (Dubey, 1998).

Tableau 1 : Les formes évolutives de *Toxoplasma gondii* (Dubey, 1998).

Le tachyzoïte	Les bradyzoïtes	Les sporozoïtes
-Il a une forme de croissant et mesure 6 à 8 µm de long sur 3 à 4 µm de large.	-Semblables aux tachyzoïtes. -Contenus dans des kystes toxoplasmiques .	- Présents dans les oocystes sporulés et issus de la reproduction sexuée du parasite chez l'hôte définitif.
 <p>Figure 05 : Tachyzoïtes de <i>T. gondii</i> observés après coloration au May-Grünwald-Giemsa à Gr x 40.</p>	 <p>Figure 06 : Kyste libérant ses bradyzoïtes après digestion trypsique de la paroi à Gr x 40 (crédit photo : M.L. Dardé).</p>	 <p>Figure 07 : Oocyste non sporulé (à gauche) et oocyste sporulé contenant deux sporocystes (à droite) à Gr x 40 (crédit photo I. Villena).</p>

b. Cycle de vie :

Le toxoplasme est un parasite dixène facultatif (Euzeby, 1987). Leur cycle se déroule comme suivant (Figure 08).

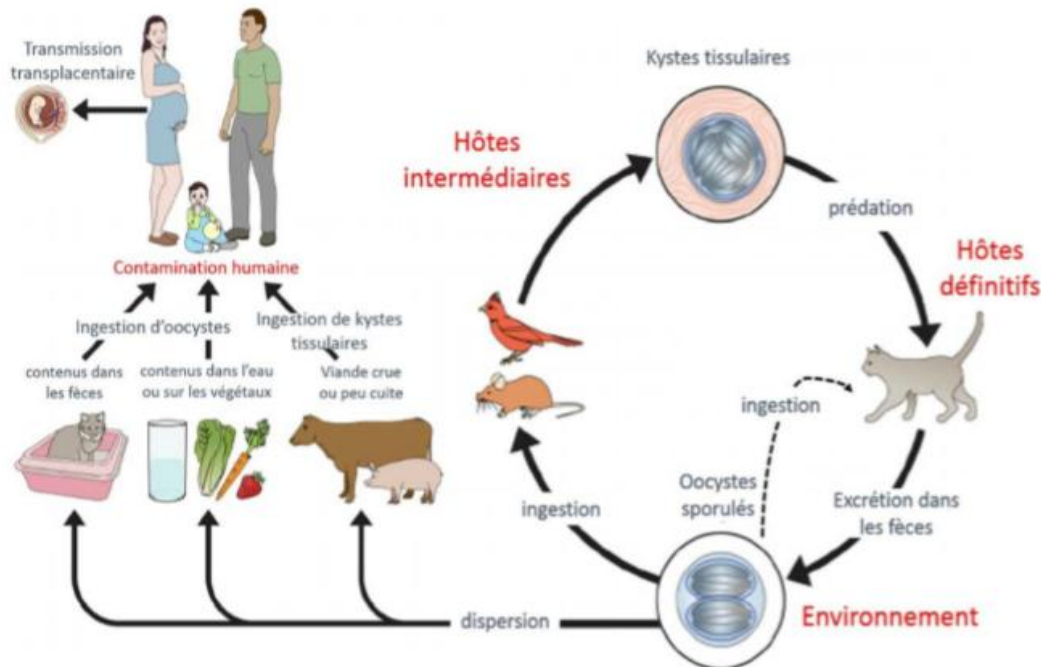


Figure 08: Cycle de développement du parasite *Toxoplasma gondii* (Esch et Petersen, 2013).

B-1-2-3) *Hammondia hammondi* :

Cette coccidiose est cliniquement peu fréquente. *Hammondia hammondi* est un parasite spécifique du chat. Il s'agit d'une parasitose qui concerne plutôt les animaux vivant en contact avec l'extérieur (Bourdoiseau, 1993).

Les kystes sont sphériques à sub-sphériques et sont émis non sporulés. La paroi est fine, le contenu est clair. Le kyste mesure 14-12 μm . Après sporulation, le kyste contiendra 2 sporocystes contenant chacun 4 sporozoïtes. Ces kystes sont morphologiquement indiscernables de ceux des genres *Isospora* (même si ceux-ci sont souvent plus grands), *Besnoitia* et surtout *Toxoplasma* (Bourdoiseau, 1993). Les infections à *Hammondia* chez l'hôte définitif sont généralement asymptomatiques (Escap, 2013).

a. Cycle de vie :

En tant que carnivores et prédateurs, les chats ayant accès à l'extérieur ont la possibilité d'ingérer des rongeurs ou autres proies et par conséquent les parasites qu'ils contiennent (Euzeby, 1987). Le cycle est dixène ou le parasite se développe dans l'intestin grêle de leur HD. La sporulation est exogène, et a lieu en deux à trois jours dans les conditions optimales pour *H. hammondi*, les ookystes sont très résistants dans le milieu extérieur et

peuvent persister plusieurs mois. Chez les hôtes intermédiaires (rongeurs, oiseaux, ruminants), les kystes sont musculaires (se trouve dans l'œsophage). La contamination se fait par ingestion d'hôtes intermédiaires véhiculant des kystes (Bourdoiseau, 1993).

B-1-2-4) *Besnoitia* sp :

C'est un parasite du chat uniquement, survenant plutôt en zone rurale. Deux espèces parasitent le chat en Europe : *Besnoitia besnoiti* et *Besnoitia wallacei* (Bourdoiseau, 1993). Aucun signe clinique d'infection n'a été signalé chez le chat (Dwight *et al.*, 2002).

B-1-2-5) *Sarcocystis* sp :

Au sein du genre *Sarcocystis*, plusieurs espèces parasitent le chat comme hôtes définitifs (Escap, 2013). Ces coccidioses sont cosmopolites, rencontrées dans les élevages et collectivités. La prévalence des coccidioses à *Sarcocystis* est faible.

Les espèces du genre *Sarcocystis* parasites du chien ou du chat ne sont pas des agents de zoonose (Escap, 2013).

B-1-2-6) *Cryptosporidium felis* :

Cryptosporidium est un protozoaire de l'intestin grêle. Il en existe plusieurs génotypes parmi lesquels *Cryptosporidium parvum* et *Cryptosporidium felis* qui peuvent infester le chat (Sargent *et al.*, 1998). De point de vue clinique cette parasitose est généralement asymptomatique (Figure 09) (Taylor *et al.*, 2016).

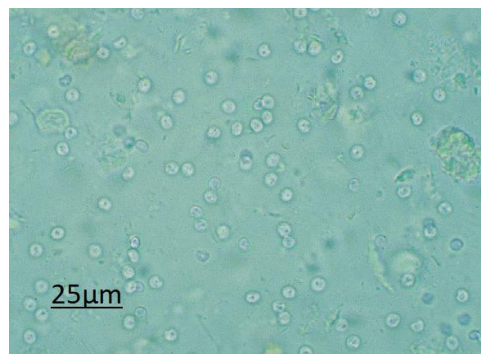


Figure 09 : Les oocystes de *Cryptosporidium felis* à Gr x 40 (Zajak *et al.*, 2012)

a. Cycle de vie :

Le cycle est monoxène mais le parasite est peu spécifique. Les ookystes émis sont sporulés et donc immédiatement infestant, deux types d'ookystes sont émis : des ookystes à paroi mince responsables du caractère chronique et infectieux de la maladie et des ookystes à paroi épaisse capables de résister dans le milieu extérieur et infestant pour de nombreuses espèces animales (Gatei, Greensill, Ashford, *et al.*, 2003)

B-2) Les helminthes

Ce sont des "vers intestinaux", peuvent infester le chat à n'importe quel moment et provoquer des troubles parfois graves. Il existe deux catégories de ces parasites :

B-2-1) Les plathelminthes (vers plats)

Les **vers plats** regroupent les ténias qui sont segmentés. Le corps est composé d'une tête, cou et de nombreux segments. La tête a généralement des ventouses ou des sillons musculaires qui permettent au ténia de se fixer à l'intestin de l'animal (Hendrix, 1998).

B-2-1-1) *Dipylidium caninum* :

Dipylidium caninum (*D. caninum*), ou le ténia du concombre, un cestode parasite intestinal commun des chiens et des chats qui nécessite la participation d'un arthropode (puces et poux) en tant qu'intermédiaire dans son cycle de vie (García *et al.*, 2014).

Dipylidium caninum est un long ver blanc plat, mesurant de 15 à 70 cm de long pour 2-3 mm de large. Les adultes possèdent un scolex à quatre ventouses avec rostre rétractable qui comporte quatre rangées de crochets permettant la fixation à l'intestin de l'hôte. Le scolex est prolongé par un cou court et grêle et par un strobile composé de l'ensemble des proglottis (Figure 10) (García *et al.*, 2014).



Figure 10: Proglottis de *D. caninum* (García *et al.*, 2014)

a. Cycle de vie :

Le cycle de vie de *Dipylidium caninum* est dihéteroxyzène. L'HI principal est la puce (*Ctenocephalides felis*, *Ctenocephalides canis*) et plus rarement les poux

Mallophages (*Trichodectescanis*, *Felicolasubrostratus*). Les larves de puce sont détritivores, elles ingèrent parfois des œufs libérés après la destruction d'un segment ovigère de *Dipylidium caninum*. Ces œufs sont sphériques, de petite taille (30-50 µm) à paroi mince et lisse. Ils contiennent un embryon hexacante et peuvent rester vivants dans des segments déshydratés. Le développement de la larve de *Dipylidium caninum* se poursuit dans la larve de puce mais les larves cysticercoïdes ne deviennent infestantes qu'une fois la puce est adulte. La puce adulte est ingérée par le chat au cours de la toilette, permettant à la larve de cestode de poursuivre son développement dans l'intestin grêle et d'atteindre le stade adulte en quatre à six semaines. *Dipylidium caninum* est un agent de zoonose, la dipylidiose, lors d'ingestion accidentelle par l'Homme de puces contaminées. De rares cas sont recensés chaque année (Figure 11) (García *et al.*, 2014).

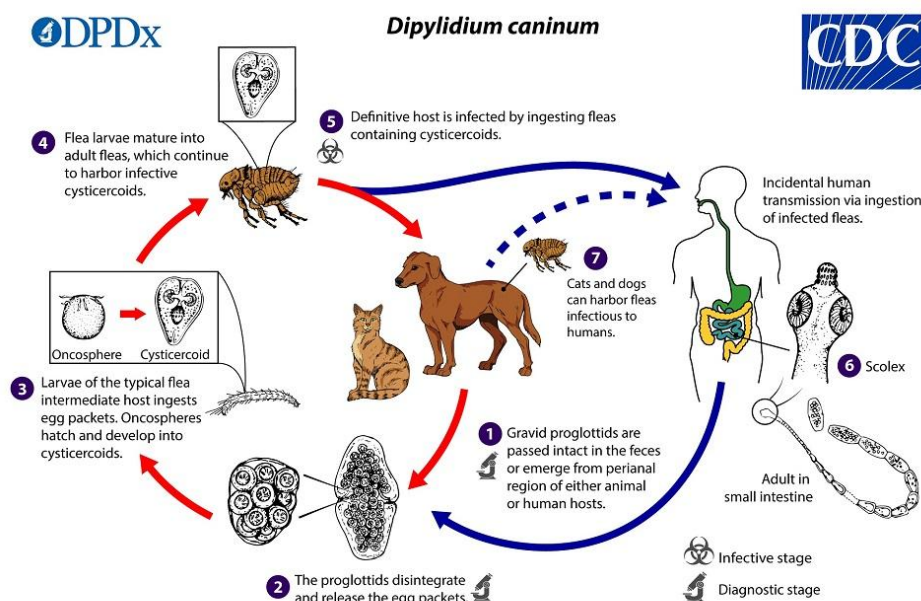


Figure 11 : Cycle évolutif de *Dipylidium caninum* (Anonyme)

a. Clinique :

Les infections chez les chiens et les chats n'entraînent que rarement des symptômes cliniques (Escap, 2015). Le *Dipylidium caninum* est légèrement pathogène.

B-2-1-2) Joyeuxiella pasqualeii :

Le parasite adulte est structurellement similaire au *Dipylidium caninum* et peut être facilement confondu avec lui. Il s'agit d'un ver solitaire de taille petite à moyenne, mais il peut atteindre une longueur de 30 cm (Bowman, Dwight, Hendrix, Charles, Lindsay, David, *et al.*, 2008).

a. Cycle de vie :

Le cycle de *Joyeuxiella pasqualei* est méconnu. Il comporte deux hôtes intermédiaires: le premier n'est pas identifié, le second serait un reptile (lézard, gecko...). Le chat s'infecte en ingérant ce second hôte reptilien. Chez un chat infecté depuis 90 jours, les vers avaient atteint la maturité et mesuraient entre 16 et 28 cm de long et avaient un total d'environ 200 à 300 segments (Agrawal et Pande., 1979).

b. Clinique :

Normalement, les infections par les ténias adultes ne sont pas très nocives pour les chats (Bowman, Dwight, Hendrix, Charles, Lindsay, David, *et al.*, 2008).

B-2-1-3) *Taenia taeniaeformis* :

Taenia taeniaeformis est le plus robuste des ténias parasites que l'on trouve chez le chat. C'est également la seule espèce de *Taenia* typiquement signalée chez le chat domestique dans le monde entier.

Le ver adulte mesure 60 cm de long. La tête se continue directement par des segments; il n'existe pas vraiment de cou. Les segments terminaux, blanchâtres et d'une bonne épaisseur, adoptent une forme de cloche, ce qui n'est toutefois pas un critère d'identification fiable (Figure 12) (Bowman, Dwight, Hendrix, Charles, Lindsay, David, *et al.*, 2008).



Figure 12: *Taenia taeniaeformis* dans l'estomac d'un chat. Chat avec gastrite (Alamy banque d'images, 2018).

a. Cycle de vie :

Les ténias adultes vivent dans l'intestin grêle du chat et rejettent les segments terminaux dans les selles. Ces segments sont capables de sortir par le sphincter d'un chat à d'autres moments que lors du passage des excréments, et on peut les trouver en train de ramper près du chat ou

sur son pelage. Les segments sont capables de ramper considérablement les distances. L'HI est un petit rongeur chez lequel les larves migrent à travers la paroi intestinale et se développent jusqu'à un stade strobilocercus dans le foie du rongeur. Jusqu'à l'âge d'environ 2 mois avant d'être infectieux pour un chat, la partie postérieure de la larve est digérée, puis la partie antérieure commence à se développer. Les infections patentes se développent chez le chat entre 32 et 80 jours après l'ingestion des strobilocerques. Les chats conservent les infections patentes pendant 7 mois à plus de 34 mois (Figure 13) (Bowman, Dwight, Hendrix, Charles, Lindsay, David *et al.*, 2008).

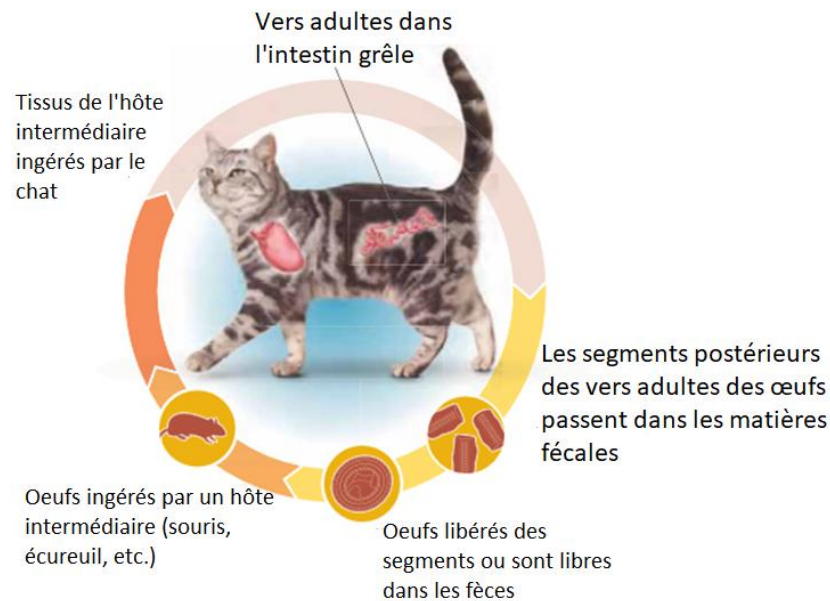


Figure 13: Cycle de *Taenia taeniaeformis* chez le chat (Blagburn, 2010).

b. Clinique :

Généralement non pathogène ; occasionnellement associé aux sarcomes hépatiques (Ballweber, 2001).

B-2-1-4) *Echinococcus multilocularis* :

La larve d'*Echinococcus multilocularis* est une petite ténia agent d'une dangereuse maladie zoonotique L'échinococcose (Karamon, Jacek, Sroka, Jacek, Dąbrowska, Joanna, *et al.*, 2019).

Echinococcus multilocularis est un très petit ténia (2-4 mm) et est généralement similaire à *E. granulosus*, mais généralement avec trois à cinq segments, celui du terminal mesurant moins que la moitié de la longueur du ver entier (Figure 14) (Taylor *et al.*, 2016).



Figure 14 : *Echinococcus multilocularis* adulte (Franck, 2011).

a. Cycle :

Le cycle typique de cette espèce est sylvatique et concerne les renards, les chiens et les chats domestiques sont également des HD sensibles et peuvent être infectés par la prédation des HI où les chiens et les chats peuvent capturer et manger des rongeurs infectés. Des cycles impliquant des chats et des souris domestiques peuvent également exister dans certains domaines (Figure 15) (Eckert, Gemmell, Meslin, François, Pawlowski, 2001).

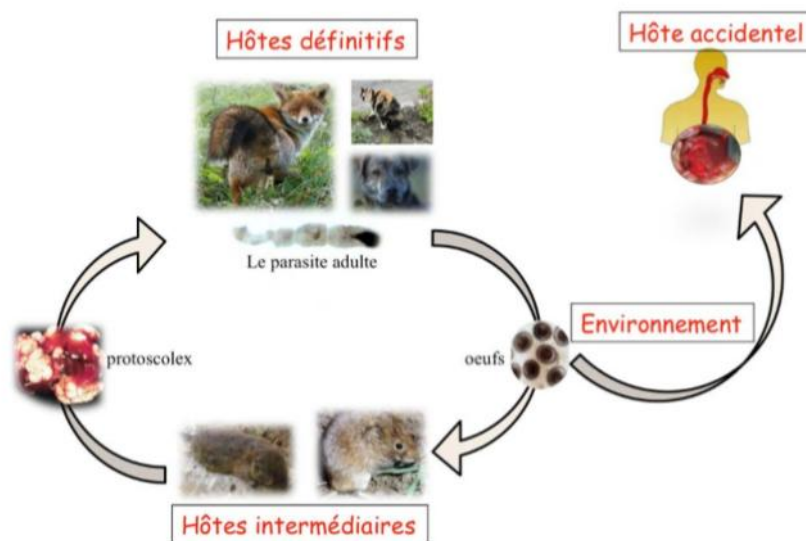


Figure 15 : Cycle du parasite *Echinococcus multilocularis* (Franck, 2011).

B-2-1-5) *Mesosestoide lineatus* :

Les adultes de *Mesosestoides lineatus* se trouvent dans l'intestin grêle du chat. Le stade larvaire tréthyridien est parfois observé chez les chats, généralement dans la cavité péritonéale, mais parfois aussi dans les muscles (Loennberg, 1896).

Les signes d'infection par le stade adulte du *Mesocestoides lineatus* chez le chat n'ont jamais été décrits, ils sont donc probablement asymptomatiques (Loennberg, 1896).

B-2-2) Les nématodes (vers ronds)

Les vers ronds sont des parasites intestinaux courants chez le chat. Les chats sont le plus souvent infectés lorsqu'ils ne sont que des chatons.

B-2-2-1) *Toxocara cati* :

Toxocara cati est un parasite fréquent chez les chats à travers le monde. Les chatons peuvent être fortement infestés de vers de *T. cati* par l'intermédiaire du lait maternel, et être gravement malades avant même qu'un diagnostic n'ait pu être posé via un examen des selles (Escap, 2016).

Les vers adultes sont de couleur jaune brunâtre ou crème à rosâtre et ont une longueur pouvant atteindre 10 cm (Figure 16) (Bowman, Dwight, Hendrix, Charles, Lindsay, David, *et al.*, 2008).



Figure 16 : L'œuf de *Toxocara cati* à Gr x 40 (Blagburn *et al.*, 1999)

a. Cycle de vie :

Les vers adultes se trouvent dans l'intestin grêle, où ils pondent des œufs qui sont éliminés avec les selles. Après quelques semaines, ces œufs deviennent infestant et survivent pendant des années dans le milieu extérieur. Les chats sont infestés en ingérant des œufs infestant présents dans leur environnement. Dans l'intestin grêle, les œufs libèrent des larves qui traversent la paroi intestinale. Elles effectuent une migration hépato-trachéale, terminant leur cycle de vie au moment de leur expectoration. Après déglutition, les larves se retrouvent à nouveau dans l'intestin grêle où elles terminent leur migration. Les chatons peuvent être infestés par le lait maternel (Figure 17) (Escap, 2016).

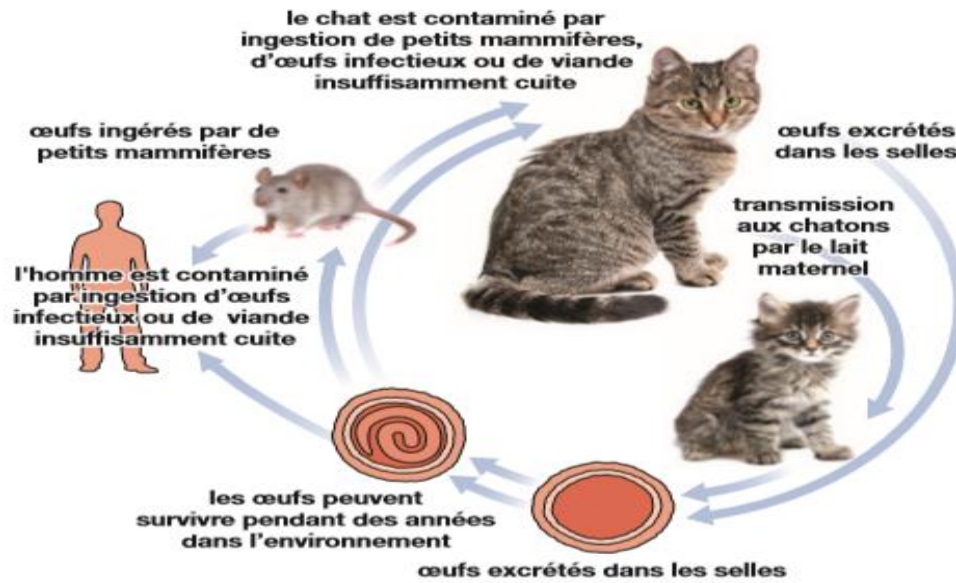


Figure 17 : Cycle de vie de *Toxocara cati* (Escap, 2016).

b. Clinique :

L'infection de *Toxocara cati* chez les chats est souvent asymptomatique. Il peut parfois être possible de palper un épaissement des intestins (Bowman, Dwight, Hendrix, Charles, Lindsay, David, *et al.*, 2008).

B-2-2-2) *Toxascaris leonina* :

Le nématode ascaride *Toxascaris leonina* est un parasite du chien et du chat (Epe, 2009). Les vers adultes se trouvent dans l'intestin grêle du chat (Dubey, 1969).

Les œufs de *T. leonina* ne sont pas infectieux lorsqu'ils passent dans les selles.

L'embryonisation à l'infectieux. Le stade L3 peut survenir dans les 8 à 9 jours à 127°C, mais nécessite normalement 3 à 4 semaines. L'infection se produit par ingestion d'œufs embryonnés ou de L3 chez des hôtes paraténiques. Après l'éclosion dans le duodénum, le développement se poursuit dans la paroi de l'intestin grêle, jusqu'à ce que Les pré-adultes retournent à la lumière intestinale pour atteindre la perméabilité après 7 à 10 semaines. Une petite fraction peut également effectuer une migration somatique vers le foie, les poumons, la musculature et d'autres organes (Epe, 2009).

B-2-2-3) *Uncinaria stenocephala* :

C'est un parasite commun au chien et au renard. Ce parasite est très rare chez le chat (Gibier, 2007). Les chats sont relativement réfractaires à l'infection par *Uncinaria stenocephala* (Rohde, 1959 ; Hurley, 1990).

B-2-2-4) *Ankylostoma tubaeformae* :

Ancylostoma tubaeformae est un ver rougeâtre fortement hématophage vivant dans l'intestin grêle proximal. Il mesure un à deux centimètres et possède une capsule buccale à trois paires de crochets et une paire de dents triangulaires ventrales. Les femelles sont prolifiques et pondent des œufs ovoïdes à extrémités arrondies, mesurant 65 x 40 µm, à paroi lisse et mince, qui contiennent une morula de huit à seize cellules remplissant presque totalement l'œuf. Ce ver est cosmopolite (Figure 18) (Taylor, 2016).



Figure 18 : Œuf d'*Ankylostoma tubaeformae* d'un chat à Gr x 40 (Zajac *et al.*, 2012).

Le cycle est très similaire à celui d'*Uncinaria stenocephala*. *Ancylostoma tubaeformae* est un parasite spécifique des félins dont le mode d'infestation majeur est la voie transcutanée (Henry, Perrine, Huck., 2017). Les *Ancylostoma tubaeforme* adultes n'ont pas été retrouvés chez l'homme (Bowman, Dwight, Hendrix, Charles, Lindsay, David, *et al.* 2008).

B-2-2-5) *Strongyloide sp (Strongyloides cati Rogers, 1939):*

Le genre *Strongyloides* est composé de petits vers parasites avec des femelles adultes parthénogénétiques qui vivent dans la muqueuse de l'épithélium intestinal de leurs hôtes. Les femelles parasites ont une longueur de 2,4 à 3,3 mm (moyenne 2,8 mm) (Horie *et al.*, 1981).

a. Cycle :

Les chats sont infectés par l'ingestion orale de larves infectieuses ou par la pénétration de la peau. Il n'y a pas eu de description des signes cliniques chez les chats infectés. Il n'existe aucune trace de ce parasite chez l'homme (Bowman, Dwight, Hendrix, Charles, Lindsay, David, *et al.*, 2008).

B-2-2-6) *Trichures* :

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

Trichuris campanula infeste ainsi le chat en Europe, *Trichuris vulpis* infeste normalement les canidés et exceptionnellement le chat. Après ingestion d'œufs par l'HD, des larves

sont libérées dans le tractus digestif. Leur développement dure dix à douze semaines sans migration systémique. Les larves ne quittent jamais les parois de l'intestin. Les femelles adultes sont relativement prolifiques et pondent des œufs classiquement décrits comme « en forme de citron », mesurant 60-70 x 25-40 μm , jaune-marron, à paroi fine et lisse et présentant deux bouchons polaires. Ces œufs sont particulièrement résistants dans le milieu extérieur. Lorsqu'ils sont émis, ils ne contiennent qu'une cellule unique, une larve s'y développe en quelques semaines à quelques mois selon les conditions extérieures (Henry, Perrine, Huck, 2017).

C-Technique de Coprologique chez le chat

C-1) La coprologie parasitaire

La coproscopie est un examen aisé et incontournable compte tenu de son large spectre diagnostique. Par conséquent, lors de l'exploration de signes digestifs ou respiratoires sans suspicion clinique précise, son utilisation en première intention se justifie (Blagburn et Spencer, 2010). Les types d'éléments parasitaires à rechercher dans les MF sont tout d'abord les parasites intestinaux : les œufs, les larves et les adultes des nématodes les cestodes et les protozoaires (Verweij *et al.*, 2003) (annexe 1).

Les différentes techniques coproscopie utilisables en médecine vétérinaire sont dans un premier temps, l'examen macroscopique des matières fécales puis l'observation microscopique sans enrichissement et les méthodes d'enrichissement par flottation et sédimentation. Ensuite, les méthodes de colorations permettant de mettre en évidence les éléments parasitaires seront détaillés avec le lugol (Deguilhem et Clémentine, 2015).

C-1-1) Examen macroscopique

Tout compte-rendu d'examen coprologique doit comporter une description des MF : leur couleur ; leur abondance ; - leur aspect : selles en billes (en scybales), en fragments, moulées, moulées fermes ou moulées molles, pâteuses, semi-liquides ou franchement liquides. Les selles sont homogènes ou hétérogènes ; par exemple : selles dures fragmentées dans un liquide fécaloïde ou avec du sang, du mucus, etc (Raynaud *et al.*, 1970).

C-1-2) Examen microscopique

a)Examen microscopique sans enrichissement (direct)

Pour de nombreuses infections intestinales parasitaires, le standard d'or diagnostique reste l'examen microscopique des selles fraîches (natives) ou des selles fixées (Verweij *et al.*, 2003).

Par l'examen direct des selles, les parasites mobiles peuvent être repérés tels que les trophozoïtes de *Giardia* avec leur disque donnant une forme concave à leur surface ventrale. Pour observer les trophozoïtes, il est recommandé de réduire le niveau de la lumière en *Toxocara canis* mettant le condenseur en position basse ou en fermant le diaphragme pour augmenter le contraste (Zajac, 1992). L'ajout d'une goutte de solution d'iode lugol tue les trophozoïtes donc les immobilise et permet d'améliorer la reconnaissance de leur structure interne par la coloration. Des selles fraîches sont nécessaires pour détecter les trophozoïtes mobile, car ils sont très fragiles du fait de leur unique membrane. L'examen direct permet très rarement d'observer des kystes de *Giardia*, car ils sont difficiles à identifier à cause des débris fécaux, de leur petite taille et de leur immobilité (Kirkpatrick, 1987).

b) Examen microscopique méthodes d'enrichissement

* Méthodes d'enrichissement par flottaison ou flottation

L'utilisation d'un liquide de densité supérieure aux œufs de parasites permet de faire remonter les œufs vers la surface et d'entraîner les débris vers le fond. Plus le liquide est dense, meilleure est la sensibilité pour détecter des œufs (Beugnet, 2000). Cependant, un liquide trop dense fait également remonter les débris, ce qui gêne la lecture (Tableau 02) (annexe 02) (O'grady et Slocombe., 1980).

Tableau 02 : Principales solutions denses (Beugnet, 2004).

Liquide de Faust	solution de sulfate de Zinc à 33% (d=1,18)
Liquide de Willis	solution aqueuse de NaCl à saturation (d=1,20)
Sulfate de Magnésium	à saturation (d=1,28) (300gMgSO ₄ qsp1000mL d'eau)
Sulfate- Acétate de zinc	33g de sulfate de zinc et 15g d'acétate de zinc qsp 100mL d'eau (d=1,33)
Sulfate- Acétate de zinc	Solution de Janeckso-Urbanyl (=iodomercurate de potassium) : 150g de biodure de mercure, 11g de iodure de potassium et 400g d'eau (d=1,44) - Solution de sulfate de zinc à saturation (jusqu'à d=1,42)

*Méthodes d'enrichissement par sédimentation

La sédimentation utilise une solution de densité faible pour diluer les selles, ce qui fait descendre les œufs et les concentre dans le culot. Les éléments parasitaires sont hydrophiles. La sédimentation est intéressante pour les œufs lourds ou operculés qui ne flottent pas bien à cause de l'effet hypertonique exercé par la solution de flottation (Figure 19) (Dryden *et al.*, 2005).

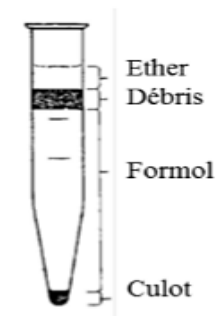


Figure 19: Tubes après centrifugation lors d'une méthode diphasique (Oms, 1997)

*Méthodes de détection des larves :

La technique de Baermann permet de mettre en évidence les larves vivantes de nématodes qui sont attirées par l'eau (hydrotropisme et géotropisme positif). La technique est représentée dans la (Figure 20) :

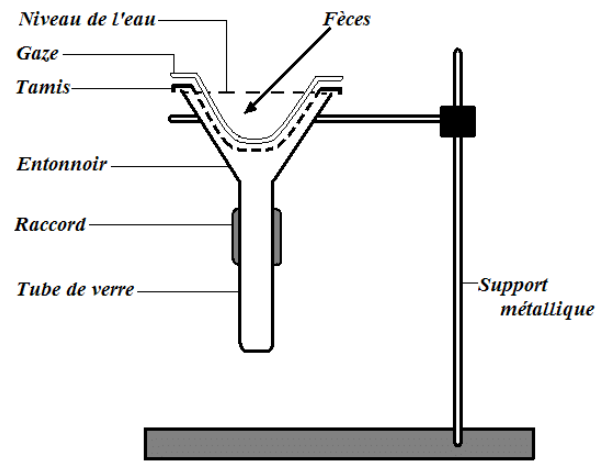


Figure 20: Schéma du dispositif de Baermann (Okombe, 2011)

c) Examen microscopique après coloration

Bien que facultative dans le diagnostic des amibes et flagellés intestinaux, les colorations peuvent toutefois faciliter le diagnostic d'espèces. On distingue deux types de colorations : les colorations extemporanées pour montage entre lame et lamelle et les colorations permanentes pour les frottis de selles fixés.

Parmi les colorations dites « extemporanées », le gold standard est la coloration merthiolateiodine-formaldehyde (MIF) pour la détection des kystes et des formes végétatives de *G intestinalis* qui permet à la fois de concentrer et de colorer ces formes parasitaires. Cependant, l'une des plus courantes est la coloration à l'aide d'une solution iodo-iodurée à 1%, type Lugol, qui colore le glycogène et les noyaux de kystes quand ils sont présents. Les protozoaires sont alors colorés en jaune et les noyaux et vacuoles prennent une teinte brune (Röser *et al.*, 2014).

Parmi les colorations dites « permanentes », plus longues et complexes, on retrouve la coloration à l'hématoxyline ferrique et le trichrome de Gomori-Wheatley. La coloration Trichrome permet de colorer les protozoaires. Les solutions de carbol-xylène et le xylène utilisé dans cette technique, permettent de déshydrater et d'éclaircir la solution. Cette méthode n'est plus utilisée aujourd'hui en raison de la toxicité du xylène et de sa complexité de réalisation. Il existe des colorations spécifiques des cryptosporidies parmi lesquelles, la plus populaire est la coloration Ziehl-Neelsen (ZN) modifiée (Röser *et al.*, 2014) après concentration par la méthode de Bailenger. D'autres colorations sont disponibles pour les

amibes et flagellés intestinaux : le Giemsa ou des colorations commerciales comme le Kop-Color® (Fumouze Diagnostics) (Baxby, *et al.*, 1984).

Il est également possible que la coproscopie ne soit tout simplement pas l'examen approprié compte tenu des hypothèses envisagées. C'est le cas par exemple lors de suspicion d'entérite bactérienne ou virale. On distingue alors :

- des examens complémentaires à la coproscopie : les indications sont dans ce cas communes (*Giardiose, Trichomonose, Cryptosporidiose...*).
- et des alternatives diagnostiques à la coproscopie : les indications sont différentes (entérite bactérienne, virale).

Les principes de ces examens sont :

- l'immunologie : en particulier la technique ELISA.
- la biologie moléculaire avec la PCR, technique d'amplification d'ADN in vitro (Rattez, 2011).

D) Sérologie

De nos jours, les tests antigéniques sont couramment utilisés pour diagnostiquer l'infestation parasitaire. Un test antigénique est maintenant offert pour détecter les parasites intestinaux. La méthode immuno-enzymatique (ELISA) pour la détection des antigènes des ankylostomes, des ascaris et des *Trichures* dans les fèces (Fahrion *et al.*, 2011).

La sérologie à la recherche d'anticorps ou d'antigènes circulants ; ou aspécifique : protéinogramme, modifications de l'hémogramme telle que l'anémie, l'éosinophilie (Loscher et Saathoff, 2008). Les réactions immunologiques surtout sérologiques à la recherche d'anticorps ou d'antigènes circulants, doivent être idéalement :

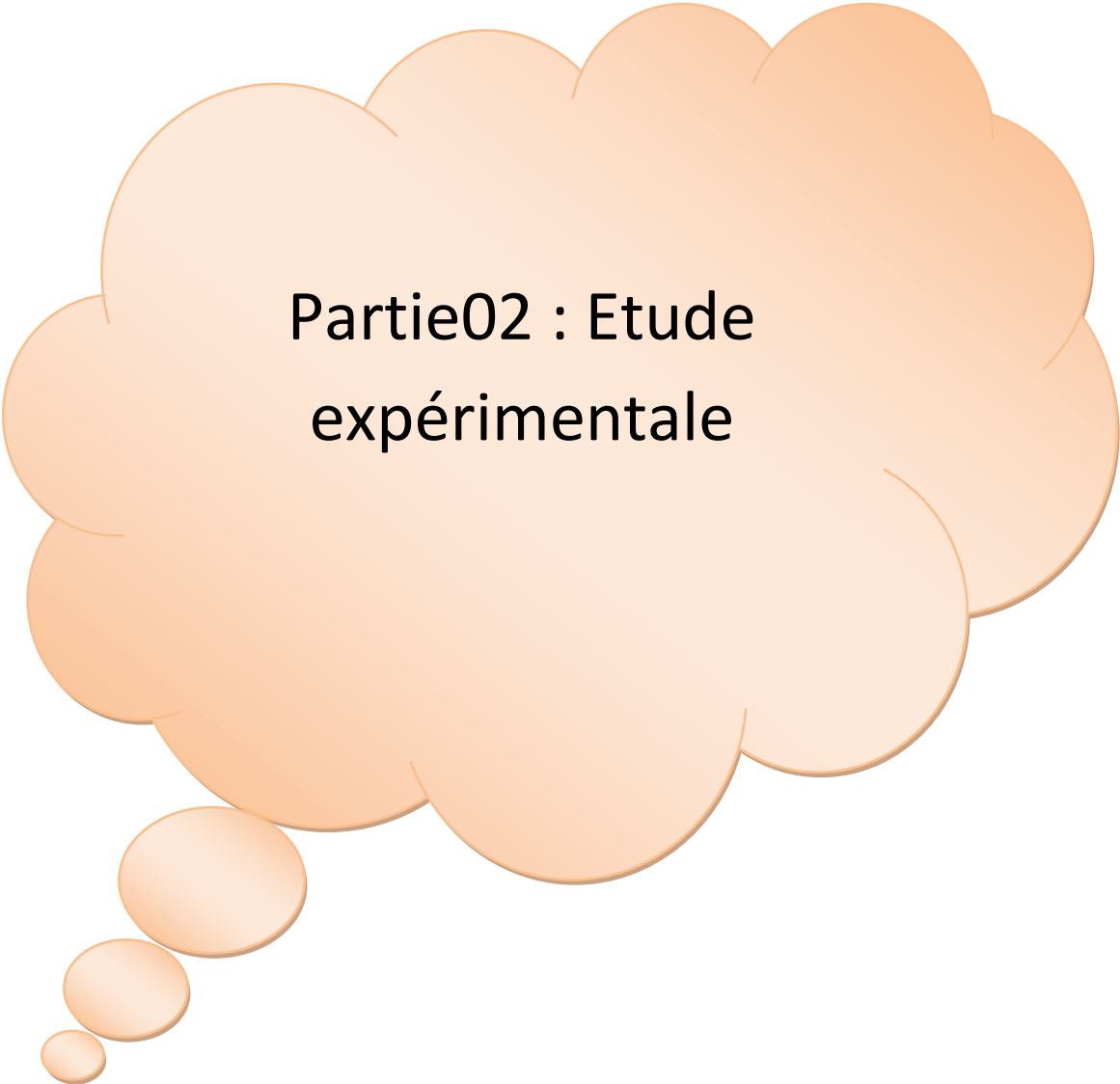
- Spécifiques d'espèce et si possible de stade : réactions de précipitation, analyse immuno électrophorétique, co-électrosynérèse.

- Sensible et quantitative : IFI, méthode ELISA, réactions d'agglutination directe ou de lyse, d'agglutination passive de particules de « latex », d'hémagglutination passive, de déviation ou fixation du complément. Les examens sérologiques sont optimaux pour les parasites qui, du fait de l'envahissement intestinal et du passage dans les tissus, provoquent une réaction par production d'anticorps (*Strongyloides stercoralis*).

Toutefois, lors de l'interprétation de tels tests sérologiques, il convient de prendre en considération aussi bien la sensibilité et la spécificité que les réactions croisées. De même, la sérologie peut être négative durant la phase aiguë d'une maladie et doit être répétée deux à quatre semaines plus tard, préférablement au bout de trois mois en cas de soupçon de schistosomiase (Whitty *et al.*, 2000). Outre l'éosinophilie, une augmentation du taux global des IgE peut également indiquer diverses maladies parasitaires (Reese et Lehrer, 2000).

E) Technique moléculaire

La PCR (Polymerase Chain Reaction) La mise au point récente de techniques de recherche de parasites par biologie moléculaire, est d'un apport précieux. Ainsi, on peut caractériser certains parasites intestinaux par PCR qualitative et ou par PCR quantitative (en temps réel) (Mathis *et al.*, 1996).



**Partie02 : Etude
expérimentale**

Première partie : Etude expérimentale des parasites intestinaux des félins.**A- Matériels et Méthodes****A-1) Lieu de stage**

Il s'agit d'une recherche des parasites intestinaux des félins dans La matière fécale par l'examen coprologiques. L'étude se dérouler au laboratoire d'hygiène de la Wilaya de Blida le stage s'est déroulé seulement du 05/03/ 2020 au 15/03/2020 à cause de la pandémie de COVID 19.

A-2) Matériels utilisés**A-2-1) Matériel non biologique****Appareillage et verrerie :**

Gants et bavettes, Boite de pétri propre et stérile, étiqueté, Pipette pasteur, Lame et lamelle, Tube conique, centrifugeuse, Entonnoir, Balançoire, Microscope optique, Passoire à thé.

- ❖ **réactifs et solution utilisés** : l'eau physiologique-solution NaCl-lugol (colorant iode - iodure)

A-2-2) Matériel biologique

12 prélèvements de MF des chats domestiques ont été réalisés dans la région de Blida du début de mois de mars 2020.

B-méthodes utilisées**B-1) Echantillonnage et prélèvement sur terrain.**

- Les selles doivent être recueillies fraîches juste après leurs émissions (< 24 H) dont la Quantité minimale
- Les prélèvements sont acheminés aux laboratoires à une température de 4°C (annexe 03).

B-2) Examen macroscopique

On a examiné chaque prélèvement de MF à l'œil nu, on se basant sur : leur aspect, la couleur, la consistance (présence ou absence de diarrhée) et la présence des éléments parasitaire (ver adulte, proglottis).

B-3) Examen microscopique à l'état frais

Dans le but de détecter les trophozoïtes mobiles des protozoaires, les kystes, les formes végétatives et les parasites qui se concentrent difficilement.

On a Déposer une petite goutte de saline 0,85 % sur une lame avec une petite portion du matière fécal (1-2 mg) et bien mélanger pour obtenir une suspension uniforme. Puis nous avons examiné entre lame et lamelle au microscope optique.

- Objectif 10X pour examen systématique pour dépister surtout les helminthes.
- Objectif 40X pour Identification plus précise des organismes retrouvés à l'objectif 10X et Dépistage et identification des protozoaires.

B-4) Examen microscopique après coloration au lugol

On réalise en parallèle une coloration au Lugol et un examen direct non coloré mais éventuellement concentré.

- On a déposé sur la lame une goutte de Lugol et une goutte d'eau physiologique (ou sur 2 lames distinctes) et on rajoute un petit morceau de MF.
- Nous avons recouvert avec une lamelle en évitant la formation de trop de bulles d'air (en avoir un peu permet de faire la mise au point facilement).
- Nous avons observé la préparation au microscope à l'objectif x40 (les kystes sont colorés en jaune-brun. Les membranes nucléaires et caryosome sont brun foncé tandis que les vacuoles se teintent en brun-rougeâtre) (annexe 05).

B-5) Examen microscopique après concentration

B-5-1) Technique de flottaison

-On utilise cette technique dans le but de concentrer les éléments parasitaires à partir d'une très petite quantité de déjections. L'utilisation de cette technique est comme suite :

-On pèse 5g de MF recueillies en divers points du prélèvement. On les a place dans un récipient gradué en plastique.

- On ajoute 20ml d'une solution de flottation.

-On filtre le mélange sur une passoire à thé sous laquelle Nous avons déposé un récipient en plastique pour recueillir le filtrat.

- Nous avons remplie complètement un tube conique (ou à défaut un tube à essai) avec le liquide filtré (NaCl) jusqu'à formation d'un ménisque convexe.

-Crever les bulles d'air à la surface s'il y a lieu.

-Puis on recouvre le ménisque d'une lamelle sans emprisonner de bulles d'air, et attendre 15 à 20 min la remontée des œufs par ascension (ou centrifuger le mélange 4 min à 3000 tours /min.

-On a retiré la lamelle à la face inférieure de laquelle se sont accumulés les œufs.

- La face inférieure de cette lamelle est déposée sur une lame porte objet.

-A la fin on fait l'observation au microscope à Gr x40.

Deuxième partie : les principales techniques utilisées dans la recherche et l'identification des parasites digestifs des chats des quelques travaux réalisés

D'après les travaux de Henry et Huck qui ont étudié la prévalence des parasites gastro-intestinaux, pulmonaires et de *Toxoplasma gondii* chez le chat en région toulousaine en 2017. Dans leurs Thèse de doctorat. Les méthodes utilisées dans la recherche et l'identification des parasites de tube digestifs des chats sont (Henry, 2017) :

1) Observation macroscopique

L'analyse des selles débute par un examen macroscopique dans un premier temps, les parasites macroscopiquement visibles seront recueillis à l'aide d'une pipette Pasteur ou de pinces souples et disposés dans des boîtes de Pétri avec un peu de soluté physiologique de NaCl. Ils seront examinés secondairement à la loupe binoculaire et éventuellement sub-isolés et rincés (Raynaud *et al.*, 1970).

2) Analyses microscopiques

D'après les travaux de Rousset, 1993. La technique d'analyse des parasites des tubes digestifs est comme suit :

A l'aide d'une fine baguette on prélèvera des selles en superficie et en profondeur à différents endroits en privilégiant les zones où des anomalies sont patentées (mucus sanglant). Ces petites particules de matière fécale seront diluées sur lame dans une goutte de soluté NaCl à 9 %, éventuellement tiédi. L'écrasement se fera avec le doigt protégé par un papier buvard et des doigts ou des gants protecteurs (absorption de l'excès de liquide et hygiène individuelle).

On lira toute la ou les préparations aux objectifs faibles et on regardera au moins une centaine de champs microscopiques à l'objectif x 40. L'objectif à immersion sera réservé pour des études fines d'un parasite déjà repéré (Rousset, 1993).

3) Technique de concentration (enrichissement)

On appelle concentrations les techniques par lesquelles on essaie, à partir de la grande quantité de MF recueillies, d'obtenir dans un faible volume les œufs, larves, kystes voire formes végétatives fixées de parasites par élimination des résidus de la digestion (Rousset, 1993).

3-1) Examen après enrichissement par sédimentation

D'après les travaux de Henry et Huck en 2017. La méthode d'enrichissement par la sédimentation est :

Les fèces sont placées dans une compresse suspendue au-dessus d'un verre à pied. Le verre à pied est rempli avec de l'eau du robinet tiède de façon à ce que la compresse soit immergée. Le dispositif est laissé en place pendant minimum douze heures. Après ce délai, le surnageant est délicatement éliminé pour ne conserver que 25 ml de culot. Ce culot est

centrifugé à 1400 tours/minute pendant trois minutes. A nouveau, le surnageant obtenu est éliminé afin de ne conserver que 5 ml de culot.

Ce dernier est homogénéisé, une goutte est prélevée et observée au microscope entre lame et lamelle.

3-2) Examen après enrichissement par flottaison

1. Homogénéiser le prélèvement
2. Déliter 5g de fèces dans 70mL de solution dense dans un verre à pied
3. Tamiser le mélange dans une passoire à thé
4. Remplir un tube à ras bord avec le mélange obtenu (ménisque convexe). Puis recouvrir le tube d'une lamelle sans emprisonner de bulles d'air
5. Laisser reposer durant environ 20 à 30 minutes Ou centrifuger 5 minutes à 2000trs/min (300g).
6. Récupérer la lamelle sur laquelle les éventuels éléments parasitaires se sont collés (face inférieure) et l'observer sur une lame au microscope (Beugnet *et al.*, 2004).

4) Recherche de larves par la méthode de Baermann

- **Mode opératoire**

1. 10 à 20 grammes de fèces fraîches sont déposées dans une passoire métallique tapissée d'une à 2 couches de gaze.
2. La passoire contenant les fèces est déposée dans un entonnoir. L'entonnoir est relié à un tube en caoutchouc avec un robinet (pince de Mohr ou clamp) à son extrémité distale.
3. L'entonnoir est rempli d'eau jusqu'à imbiber la compresse de gaze. Un béccher est placé, sous le robinet pour collecter l'eau et les larves présentes.
4. Attendre 18 à 24 heures, avant d'ouvrir le robinet pour récupérer le liquide avec les larves ayant migré vers le bas. Récupérer environ 5 ml de liquide (Beugnet *et al.*, 2004).



Résultats et discussion

A-1) Résultat de notre étude :

Dans notre étude ou le prélèvement a été réalisé le début de mois de mars. Un examen coprologique de MF signal la présence de 2cas sur 10 prélèvements infectés par un *Toxocara cati* (annexe 04) dont les 2 chats ont subi une diarrhée de couleur foncé, 1/10 infecté par *Giardia intestinales* sans symptôme, 7/10 sont des individus sains.

A-2) Etude de Prévalence des parasites intestinaux des chats dans le monde.

À cause de la pandémie du COVID 19 qui a bloqué notre recherche et donc l'absence des résultats de prévalence des parasites. Une étude multi-analytique des travaux réalisés en 2010-2011. Le choix se base sur la localisation des zones des prélèvements et l'année d'études (Tableau 06) (annexe 06).

Tableau 06 : Etudes épidémiologiques réalisées dans le monde en 2010, 2011.

Pays et la technique utilisée	-Roumanie, 2010 -Coproscopie (chlorure de sodium)	-Etats-Unis (New York), 2011 -Coproscopie (flottation au sulfate de zinc et flottation au sucre puis centrifugation)	-Iran, 2011 -Coproscopie (flottation formaline-éther)	- Egypte, 2011 - Coproscopie (flottation au sulfate de zinc et chlorure de sodium)
Espèce	0,7% <i>Giardia duodenalis</i> 1% <i>Sarcocystis</i> spp 1,2% <i>Toxoplasma gondii</i> like 5,3% <i>Isospora felis</i> 8,9% <i>Isospora rivolta</i> 2,7% <i>Taenia taeniaformis</i> 0,2% <i>Dipylidium caninum</i> 20,3% <i>Toxocara cati</i> 10,1% <i>Ancylostoma</i> spp 3,1% <i>Capillaria aerophila</i> 3,4% <i>Strongyloides</i> spp 5,6% <i>Aelurostrongylus abstrusus</i>	21% <i>Cystoisospora</i> spp. 21% <i>Toxocara cati</i> 8,9% <i>Giardia</i> spp 6,2% <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> 3,7% <i>Aonchotheca</i> spp. 2,3% <i>Eucoleus</i> spp. 1,1% <i>Dipylidium caninum</i> 0,4% <i>Spirometra</i> spp. 0,4% <i>Alaria</i> spp.	28,8% <i>Toxocara cati</i> 7,6% <i>Toxascaris leonina</i> 23,07% <i>Dipylidium caninum</i> 13,4% <i>Mesocestoides lineatus</i> 9,6% <i>Taenia taeniaformis</i> 7,6% <i>Joyeuxiella echinorhyncoïdes</i> 1,9% <i>Taenia hydatigena</i> 23,7% <i>Isospora felis</i>	9% <i>Toxoplasma gondii</i> 2% <i>Isospora</i> spp 2% <i>Giardia</i> spp 1% <i>Sarcocyst</i> spp 22% <i>Taenia taeniaformis</i> 5% <i>Dipylidium caninum</i> 9% <i>Toxocara cati</i> 5% <i>Toxascaris leonina</i> 4% <i>Ancylostoma tubaeforma</i> 3% <i>Capillaires</i>
Nombre de chat	414 chats domestiques	1322 chats de refuge	52 chats errants	113 chats errants
Référence	(Mircean et al., 2010)	(Lucio-forster et Bowman, 2011)	(Borji et al., 2011)	(Khalafalla, 2011)

A-2-1) Etudes épidémiologiques sur les helminthoses félines menées en Europe spécifiquement en Roumanie en 2010.

Les tests réalisés par Miecean *et al.*, 2010, 414 chats domestiques ont été soumis à une étude coproscopique.

Les parasites trouvés sont distribués de la façon suivante : 0,7% *Giardia duodenalis* ; 1% *Sarcocystis* spp ; 1,2% *Toxoplasma gondii* like ; 5,3% *Isospora felis* ; 8,9% *Isospora rivolta* ; 2,7% *Taenia taeniaformis* ; 0,2% *Dipylidium caninum* ; 20,3% *Toxocara cati* ; 10,1% *Anlostoma* spp. ; 3,1% *Capillaria aerophila* ; 3,4% *Strongyloïdes* spp ; 5,6% *Aelurostrongylus abstrusus* (Figure 24).

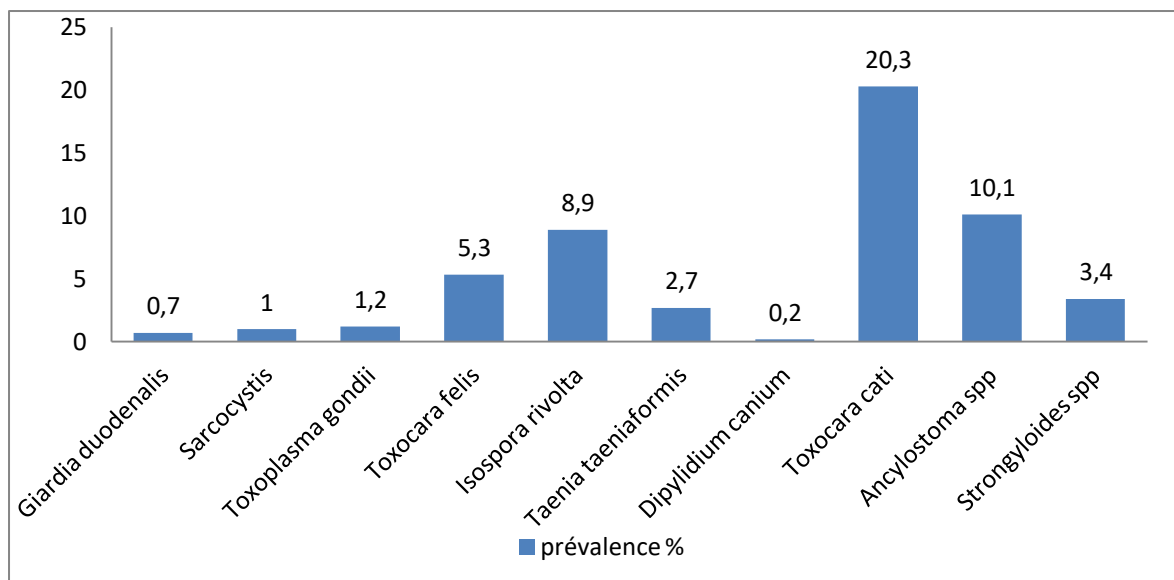


Figure 24 : Fluctuation de la prévalence des parasites des chats en Roumanie en 2010 (Mircean *et al.*, 2010).

A-2-2) Etudes épidémiologiques sur les helminthoses félines menées en Amérique du Nord spécifiquement aux Etats-Unis (New York) en 2011

L'analyse coproscopique (flottation au sulfate de zinc et flottation au sucre puis centrifugation) de 1322 chats de refuge menée par Lusio et Bowman en 2011 dans la région de New York a révélé la présence des différents parasites aux pourcentages suivants :

21% *Cystoisospora* spp, 21% *Toxocara cati*, 8,9% *Giardia* spp, 6,2% *Aelurostrongylus abstrusus*, 3,7% *Aonchotheca* spp, 2,3% *Eucoleus* spp, 1,1% *Dipylidium caninum*, 0,4% *Spirometra* spp, 0,4% *Alaria* spp (Figure 25).

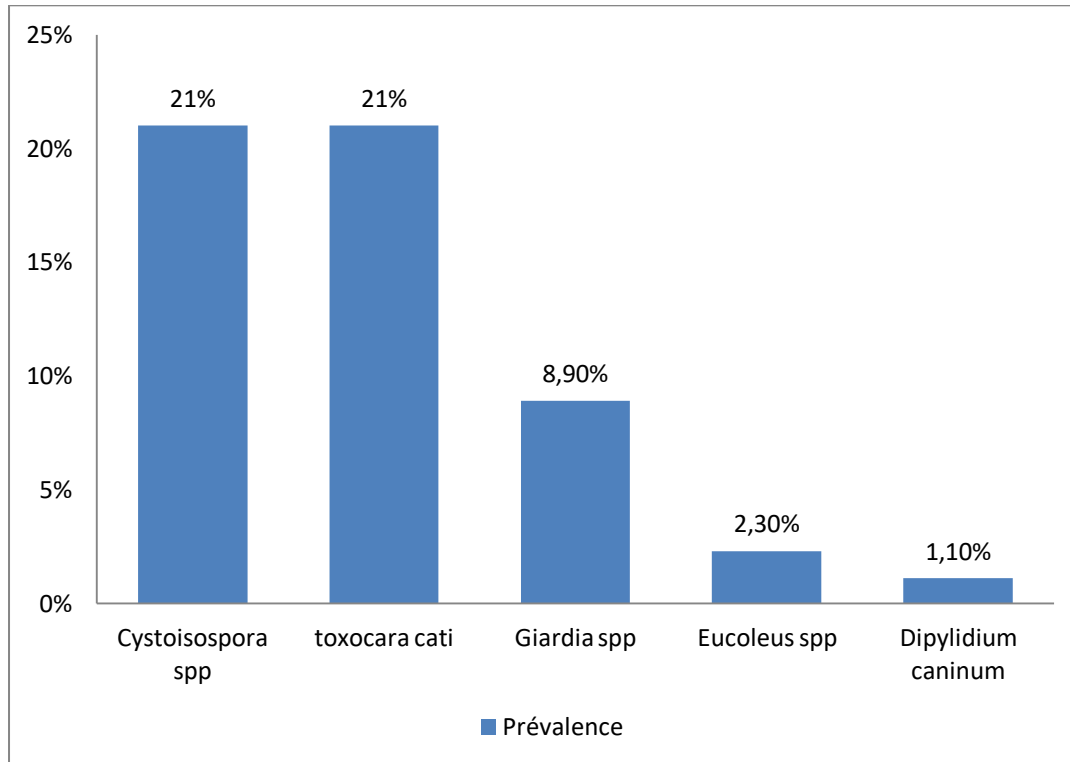


Figure 25 : Fluctuation de la prévalence des parasites des chats l aux Etats unis (New York) de l'année 2011 (Lucio-forster et Bowman, 2011).

A-2-3) Analyse des résultats sur les endoparasites des chats errants de Mashhad (Iran) en 2011

Cette étude a été réalisée sur Cinquante-deux chats errants qui ont été piégés et récupérés de différentes zones résidentielles de Mashhad entre Octobre 2009 et septembre 2010. Sur les 52 chats errants inclus dans l'enquête, 18 (34,6 %) étaient des mâles et 34 (65,4 %) des femelles. La prévalence des parasites digestifs était : Phylum Nematoda : *T. cati* 28,8%, *Toxocara leonina* 7,6% .Classe Cestoda : *Dipylidium caninum* 23,07%, *Mesocestoides lineatus* 13,4%, *Taenia taeniaformis* 9,6%, *Joyeuxiella echinorhyncoïdes*, protozoaire de phylum : *Isospora felis* 23,7% (Tableau 08) (Figure 26).

Tableau 08: Prévalence des parasites par rapport à l'âge des chats (n = 52) (Borji *et al.*, 2011).

Parasite	Prévalence, totale (%)	
	L'âge	
	<6 mois (n=18)	>6 mois (n=34)
<i>Toxocara cati</i>	11(61.1)	4(11.7)
<i>Toxoscaris leonina</i>	3(16.6)	1(2.9)
<i>Physaloptera praepuatielis</i>	0	2(5.8)
<i>Dipylidium canium</i>	3(16.6)	9(26.4)
<i>Mesocestoides linaetus</i>	0	7(20.5)
<i>Joyxiella echonoriyncooides</i>	0	4(11.7)
<i>Taenia taeniaeformis</i>	0	5(14.7)
<i>Taenia hydatigena</i>	0	1(2.9)
<i>Isospora felis</i>	13(72.2)	0
<i>Haemobortonella felis</i>	0	1(2.9)
<i>Ctenocephalides felis</i>	0	1(2.9)
<i>Cheyletiella blabei</i>	0	1(2.9)

Sur la base de nos données, il n'y a pas eu de différence significative dans le taux d'infection entre les individus mâles et femelles. Cependant, l'âge des chats s'est révélé être un facteur de risque important associés à une infection parasitaire.

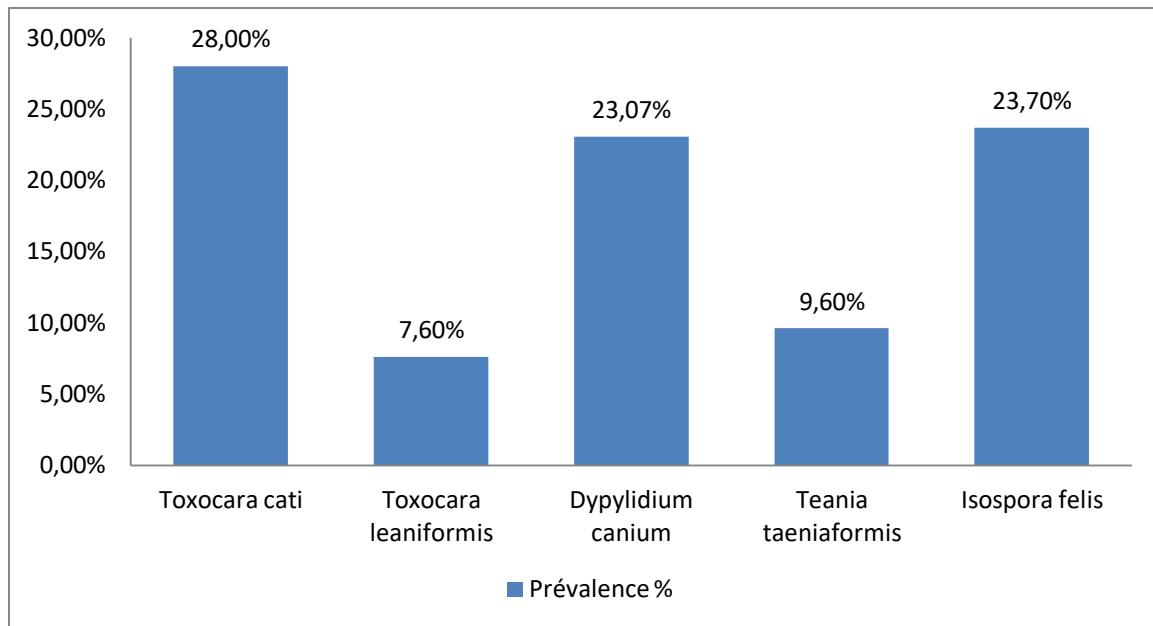


Figure 26 : Fluctuation de la prévalence des parasites des chats la prévalence des parasites des chats aux Iran (Mashhad) de l'année 2011 (Borji *et al.*, 2011).

A-2-4) Analyse des résultats sur Les parasites gastro-intestinaux des chats errants dans la région nord du delta du Nil, en Égypte.

Durant la période de janvier à mai 2010, 113 échantillons fécaux de chats errants ont été collectés chaque semaine dans différentes zones sablonneuses de la province de Kafrelsheikh, définie comme la partie nord de la région du delta du Nil en Égypte (Khalafalla, 2011).

L'analyse coprologique de ces échantillons a indiqué que le taux d'infection global était de 91 %. La prévalence individuelle des infections est représentée dans le Tableau (2) et Figure (21). Les échantillons positifs étaient infectés par des protozoaires (12%), des cestodes (23%), des nématodes (21%), des trématodes (3%) et des arthropodes (15%), (Tableau 09) (Figure 27).

Tableau 09 : Prévalence des parasites gastro-intestinaux des chats errants dans la province de Kafrelsheikh de la région du delta du Nil en Égypte (Khalafalla, 2011).

Parasites	Les échantillons infectés (n=113)	Prévalence%
<i>Toxoplasma gondii</i>	10	9%
<i>Isospora spp</i>	2	2%
<i>Giardia spp</i>	2	2%
<i>Sarcocyst spp</i>	1	1%
Tous les infections protozoaires	14	12%*
<i>Taenia taeniaformis</i>	25	22%
<i>Dipylidium canium</i>	6	5%
Tous les infections des Cestodes	26	23%*
<i>Toxocara cati</i>	10	9%
<i>Toxoscaris leonina</i>	6	5%
<i>Ancylostoma tubaeforme</i>	5	4%
<i>Capillaria spp</i>	3	3%
Tous les infections des Nématodes	24	21%*
<i>Heterophyes heterophyes</i>	3	3%
Tous les infections des Trématode	3	3%
Les œufs d'acariens	15	13%
<i>Liguatula serrata</i>	2	2%
Tous les infections d'Arthropodes	17	15%

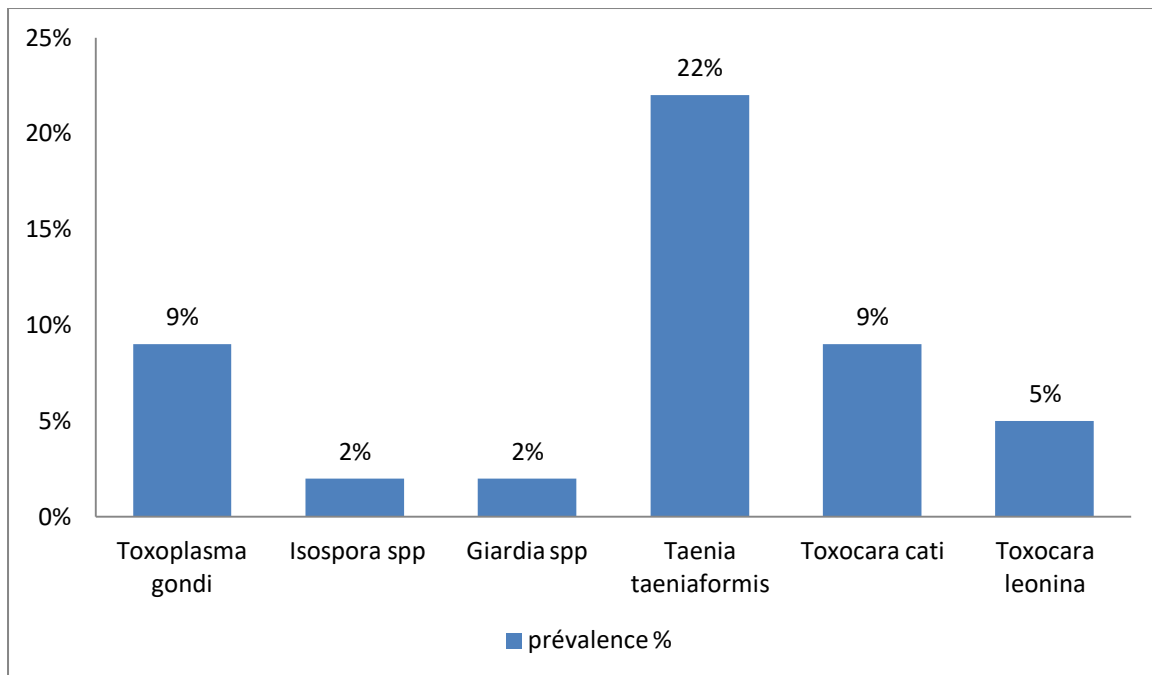


Figure 27 : Fluctuation de la prévalence des parasites des chats en Égypte (Khalafalla, 2011).

Discussion :

Les parasites gastro-intestinaux sont les principales causes de morbidité chez les chats domestiques (Hendrix, Blagburn, 1983) et ils présentent un risque zoonotique très important. Devant la multitude des enquêtes pratiquées entre 2010 et 2011 menées dans divers pays du monde (annexe 1). On a choisi 4 études dans un pays de chaque continent Asie, Afrique, Amérique, Europe (Iran-Egypte-USA- Roumanie).

La recherche des parasites intestinaux se base sur un test coprologique des chats à fin de détecter et d'identifier ces parasites. La technique de flottation soit une technique de routine, facile à réaliser et de moindre coût (Gaglio *et al.*, 2008). Cependant, un résultat négatif après une méthode de flottation ne certifie pas l'absence d'helminthe chez l'animal (Escap, 2015). Cette situation est surtout valable pour le cas des genres *Taenia* et *Dipylidium* (Takeuchi *et al.*, 2016). Ce manque de sensibilité peut être dû au fait que les œufs ne peuvent pas être détectés lorsque les parasites sont encore de forme immature (stade pré patent), ou qu'il s'agit d'un seul sexe de ver, ou bien l'excrétion des œufs est très faible et ne peut pas dépasser la limite de détection de l'examen coprologique (Susan, 2014 ; Escap, 2015).

On comparant les résultats des 4 études choisies dans les pays ciblés, nous constatons la présence des parasites avec des fréquences variables, qui varient entre 45% à 54%. En Roumanie, ils ont enregistré un taux d'infestation moyen des 53.8% (Mircean *et al.*, 2010). Ces résultats sont proches des résultats enregistrés à New York (54.3%) (Lucio et Bowman, 2011). De même que pour les résultats rapportés en Iran où 45,2% des chats sont infestés (Borji *et al.*, 2011). Enfin, un taux de 49% est enregistré en Egypte (Khalafalla, 2011).

L'analyse a signalé que *Toxocara cati* été l'espèce la plus réponde dans ces enquêtes étudiées. *Toxocara cati* est un parasite cosmopolite et il est le nématode le plus courant chez le chat (Susa, 2014), notamment dans les pays en voie de développement (Hedley *et al.*, 2015). Un grand nombre d'études ont cependant montré aussi que le genre *Toxocara sp* est plus fréquent (Calvete *et al.*, 1998 ; Ragozo *et al.*, 2002). Sauf en Egypte où le *Taeniataenia formis* était l'espèce la plus répandue avec une prévalence de 22%, ce qui corrobore avec les données de la littérature. D'un autre part *Taenia taeniaformis* est enregistré aussi en Roumanie et en Iran. Cependant, avec des prévalences respectivement faible de 2.7% et 9.6 %.

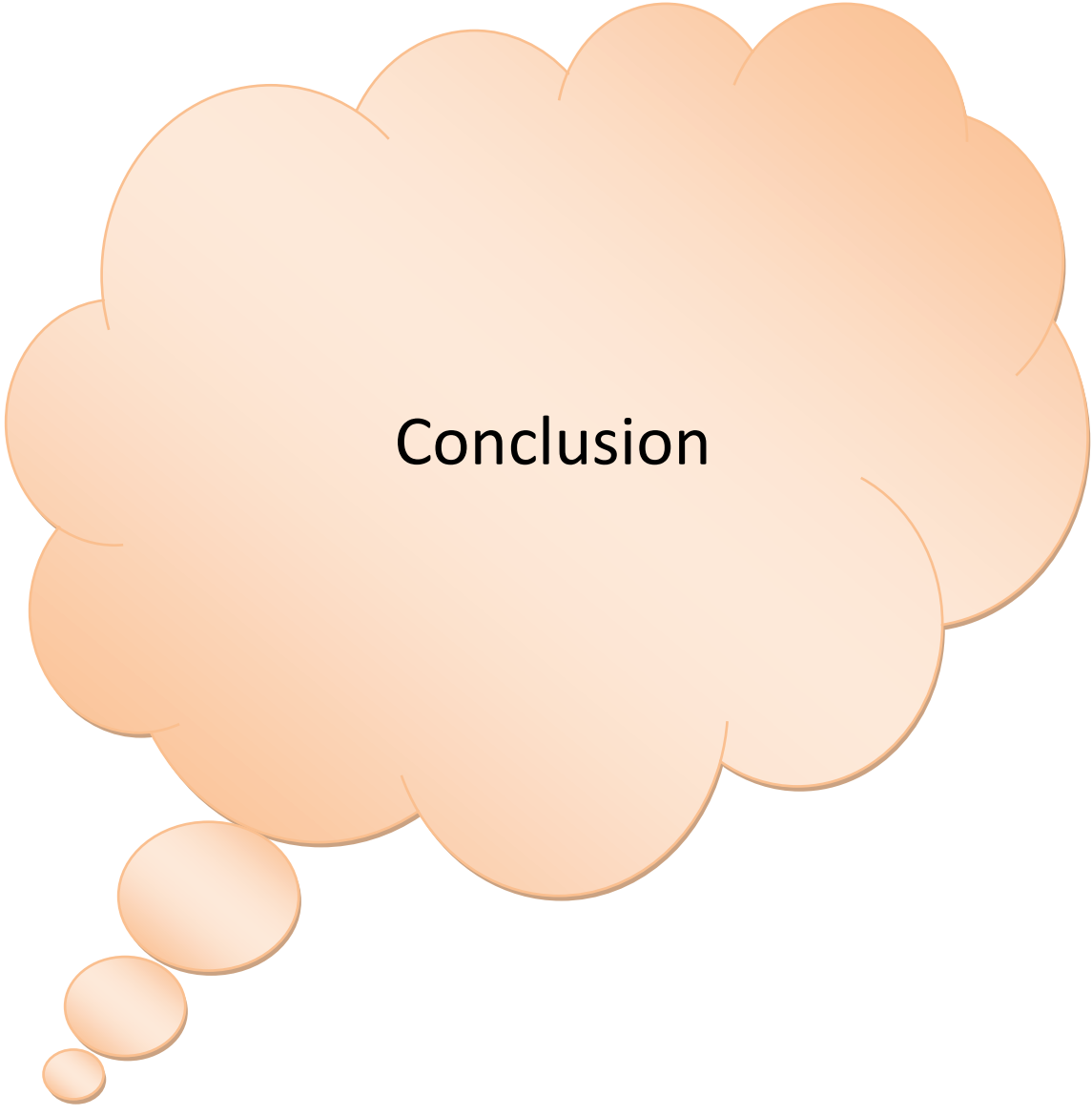
L'analyse de ces travaux signale la présence de *Dipylidium caninum* avec une prévalence élevée en Iran par rapport aux autres pays (Roumanie 0.2%, Egypte 5%, New York 1.1%). La présence de ce parasite est généralement sous-estimée dans les enquêtes utilisant des tests copro-parasitologiques puisque son diagnostic est fait sur la base de la présence de proglottide dans les fèces fraîches ou de formes adultes lors de l'autopsie mais rarement sur la présence de capsules ovigères dans les fèces (Gennari *et al.*, 1999). Les pourcentages d'infection par *D. caninum* sont différents selon l'origine des animaux (Souza *et al.*, 1982). On note aussi que *Dipylidium caninum* (*D. caninum*) nécessite la participation d'un arthropode (puces et poux) dans son cycle de vie (García *et al.*, 2014). Une association significative entre la prévalence de *Dipylidium* et la chasse des insectes a été trouvée. Ces insectes s'agissent des

mouches, cafards et papillons. Or, les insectes dites hôtes intermédiaires de *Dipylidium* ne sont que des puces et des poux (Taylor *et al.*, 2007).

Isospora spp est une autre espèce qui a été enregistré, en Iran avec une prévalence élevée de 23.7% par rapport à celle trouvée en Roumanie 5%, Egypte 2%. L'absence de cette espèce est aussi signalée à New York.

On remarque aussi qu'il existe des parasites qui sont communs dans les différentes études comme *Giardia spp*, *Toxascaris leonina*, *Ancylostoma tubaeforma*, *Toxoplasma gondii* mais avec une prévalence incomparable entre les enquêtes réalisées. La fluctuation dans les prévalences des différents parasites pourrait être expliquée par des conditions d'environnement.

Le caractère zoonotique de ces parasites synthétisé dans ces études doit servir d'alerte aux agences de santé publique, aux vétérinaires et aux propriétaires d'animaux de compagnie, (Langenegger et Lanzieri, 1963). Avec la domestication des animaux, le contact entre les chats et les humains s'est intensifié favorisant l'apparition de zoonoses parasitaires (Brooker *et al.*, 2004 ; Landmann *et al.*, 2003 ; Katagiri *et al.*, 2007 ; Thompson *et al.*, 2008 ; Araújo *et al.*, 2008). Cela est plus évident dans les endroits où les conditions hygiéniques et sanitaires sont mauvaises (Ederli *et al.*, 2008) et où des excréments humains ou animaux sont présents dans l'environnement (Gatei *et al.*, 2008 ; Smith *et al.*, 2010 ; Sousa *et al.*, 2010 ; Yoder *et al.*, 2010). Ainsi, les grands conglomérats humains et les modifications environnementales apportées par les hommes ont favorisé l'apparition de plusieurs maladies parasitaires émergentes et réémergentes (Prociv et Croese, 1996 ; Maccarthy et Oore *et al.*, 2000).



Conclusion

Conclusion

La plupart de nos animaux domestiques sont contaminés par des vers. Certains parasites qui affectent les animaux domestiques, comme par exemple les ascaris et les ankylostomes, peuvent également porter atteinte à la santé des êtres humains. Les parasites intestinaux des chats domestiques sont rarement à l'origine des manifestations cliniques alors qu'ils sont agents de zoonoses potentiellement dangereuses pour l'homme.

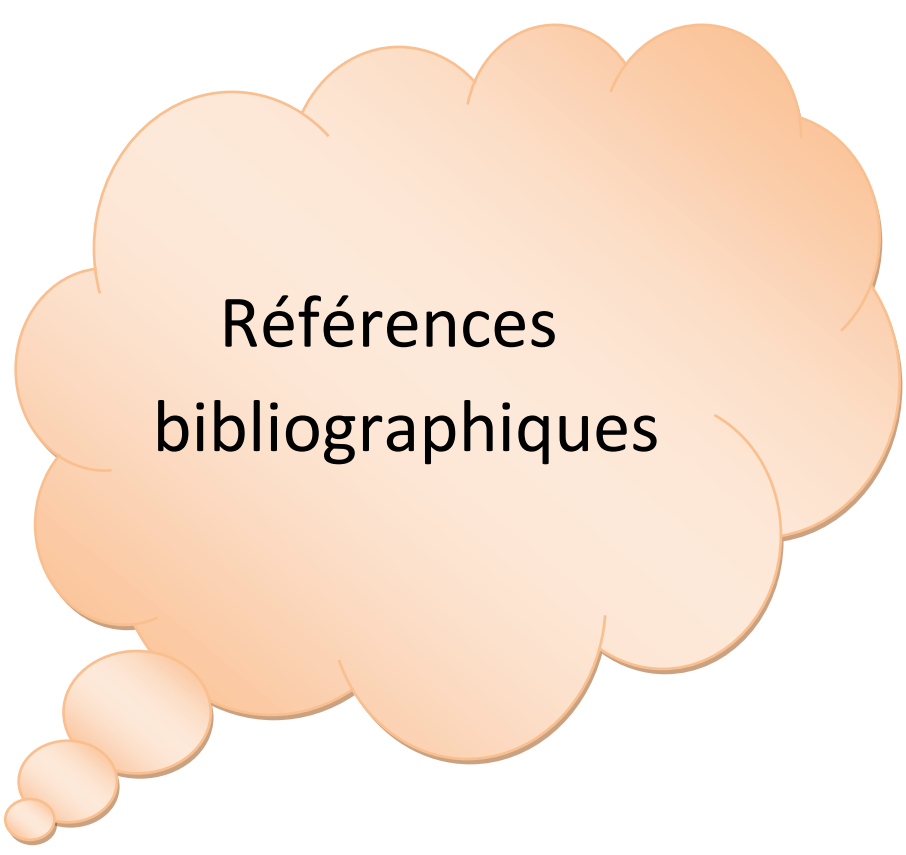
La prévalence de ces parasites intestinaux se réalise par une étude coprologique de matière fécale. Les parasites à considérer ne sont pas toujours les mêmes selon les zones géographiques, certains étant inféodés à des régions tropicales ou tempérées, d'autres étant plus cosmopolites. De nombreux ouvrages et publications font le point à ce sujet.

Les résultats de ces études sont différents d'un pays à une autre, il existe des espèces parasitaires communes dans les résultats des 4 enquêtes comme *Toxocara cati*, *Taenia taeniformis*, *Giardia spp*, avec une forte prévalence ce qui montre que ce sont des espèces cosmopolites. Cependant d'autres parasites qui sont présents dans des pays et pas d'autres comme *Dipylidium caninum* en Iran et New York, *Isospora sp* en Égypte et Roumanie.

D'après ces résultats, nous pouvons déduire qu'il existe une corrélation entre l'environnement et les parasites. Toutes ces espèces trouvées sont des espèces parasitaires pathogènes pour l'homme.

Notre synthèse des différents travaux réalisée révèle que les maladies parasitaires transmises aux humains sont dangereuses et peuvent varier en fonction de la fréquence de la zoonose et de sa gravité et sa répartition géographique. Nous préconisons la nécessité d'appliquer des mesures préventives. Les chats ont besoin d'être régulièrement vermifugés pour éviter d'être infestés par les parasites intestinaux. Les chatons ont besoin d'être traités très tôt (dès l'âge de trois semaines) car ils attrapent les ascarides en premier lieu par leur mère, ils doivent aussi être traités contre les cestodes. Heureusement, de nombreux traitements vermifuges sont efficaces sur les deux types de vers : il suffit donc d'une seule dose.

Les parasites sont désagréables pour les chats comme pour nous. C'est avec un programme de prévention contre les puces et les vers recommandé par des vétérinaires que les parasites ne seront plus un problème pour la santé publique.



Références
bibliographiques

Références bibliographiques:

1. Agrawal, R. D., & Pande, B. P. (1979). Cysticeroid of *Joyeuxiella pasqualei* in the wall-lizard and its experimental development in kitten. *Indian J Helminthol*, *31*, 75-80.
2. Araújo, A., Reinhard, K.J., Ferreira, L.F. et al. (2008). Parasites as probes for prehistoric human migrations? *Trends in Parasitology*. Vol.24, No.3, (Mar 2008), pp. 112-115, ISSN 1471-4922.
3. Artois, M., Claro, F., Rémond, M., & Blancou, J. (1996). Pathologie infectieuse des Canidés et Félidés des parcs zoologiques. *Rev. Off. Int. Epizoot*, *15*, 115-140.
4. Ballweber, L. R. (2001). *Veterinary parasitology: the practical veterinarian* 324 p.
5. Barutzki, D., & Schaper, R. (2011). Results of parasitological examinations of faecal samples from cats and dogs in Germany between 2003 and 2010. *Parasitology research*, *109*(1), 45-60.
6. Baxby, D., Blundell, N. & Hart, C. A. The development and performance of a simple,
7. Beugnet F, Guillot J, Polack B, Chermette R. Enquête sur le parasitisme digestif des chiens et des chats de particuliers de la région parisienne. *Revue Méd Vét.* 2000;151(5):443–6.
8. Beugnet F, Halos L, 2015. Parasitoses & vector borne diseases of cats. *Merial* <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0005335>
9. Beugnet ,Symeonidou, I., Gelasakis, A. I., Arsenopoulos, K., Angelou, A., Beugnet, F., & Papadopoulos, E. (2018). Feline gastrointestinal parasitism in Greece: emergent zoonotic species and associated risk factors. *Parasites & vectors*, *11*(1), 227.
10. Beugnet, F., Bourdoiseau, G., Dang, H., 2004. *Abrégé de parasitologie clinique des carnivores domestiques*. Volume 1. Parasitoses digestives. Kalianxis, Auxon, 266 p
11. Blagburn B et Spencer J (2010). Fecal examination. In: *Textbook of veterinary internal medicine*, Seventh edition (*Ettinger SJ, Ed*), Saunders CO, Philadelphia, 321-330.
12. Blagburn, B. (2010). *Internal Parasites of Dogs and Cats: Diagnostic Manual*. *United States: Novartis Animal Health US* 74p.
13. Blagburn, B. L., & Dryden, M. W. (1999). *Pfizer Atlas of veterinary clinical parasitology*. Pfizer Animal Health 45 p.

14. Borji H, Razmi G, Ahmadi A, Karami H, Yaghfoori S, Abedi V, 2011. A survey on
15. Bourdoiseau, G. (1993). Les protozooses digestives. *Prat. Méd. Chir. Anim. Comp*, 28, 295-303.
16. Bowman, D. D., Hendrix, C. M., Lindsay, D. S., & Barr, S. C. (2008). *Feline clinical parasitology*. John Wiley & Sons, 475 p
17. Brooker, S., Bethony, J. & Hotez, P.J. (2004). Human hookworm infection in the 21st Century. *Advances in Parasitology*, Vol.58, (Mar 2004), pp. 197-288, ISSN 0065-308X
18. Bussiéras J, Charmette R, 1988. Abrégé de Parasitologie vétérinaire. R. Rosset
19. Bussiéras, J., & Chermette, R. (1992). Fascicule II: Protozoologie vétérinaire. *Abrégé de parasitologie vétérinaire. Edition: Alfort*.
20. Bussiéras, J., Chermette, R., 1992. Abrégé de parasitologie vétérinaire, Fascicule 2, Protozoologie vétérinaire. Polycopié. École Nationale Vétérinaire d'Alfort, Service de parasitologie, 186 p.
21. Calvete, C., Lucientes, J., Castilho, J.A., Estrada, R., Gracia, M.J., Peribáñez, A. & Ferrer, M. (1998). Gastrointestinal helminth parasites in stray cats from the mid-Ebro Valley, Spain. *Veterinary Parasitology*. Vol.75, No. 2-3, (Feb 1998), pp. 235-240, ISSN 03044017.
22. Centrifugal flotation in feline samples from two shelters in upstate New York. *J. Feline Med.Surg.* 13, 300–303
23. Claerebout, E., Casaert, S., Dalemans, A.C., De Wilde, N., Levecke, B., Vercruysse, J., Geurden, T., 2009. Giardia and other intestinal parasites in different dog populations in Northern Belgium. *Vet. Parasitol.* 161, 41–46.
24. Dantas-Torres, F., & Otranto, D. (2014). Dogs, cats, parasites, and humans in Brazil: opening the black box. *Parasites & vectors*, 7(1), 22.
25. De Santis, A.C., Raghavan, M., Caldanaro, R.J., Glickman, N.W., Moore, G.E., Lewis, H.B., Scantz, P.M., Glickman, L.T., 2006. Estimated prevalence of nematode parasitism among pet cats in the United States. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 228, 885–892.
26. Dryden, M.W., Payne, P.A., Ridley, R., Smith, V., 2005. Comparison of common fecal flotation techniques for the recovery of parasite eggs and oocysts. *Vet Ther* 6, 15–28.

27. Dubey JP. 1969. Migration and development of *Toxascaris leonina* larvae in mice. *Trop Geogr Med* 21:214-218
28. Dubey, J. P., & Frenkel, J. K. (1972). Cyst-induced toxoplasmosis in cats. *The Journal of Protozoology*, 19(1), 155-177.
29. Dubey, J. P., Lindsay, D. S., & Speer, C. A. (1998). Structures of *Toxoplasma gondii* tachyzoites, bradyzoites, and sporozoites and biology and development of tissue cysts. *Clinical microbiology reviews*, 11(2), 267-299.
30. Dwight, S. S., Harris, M. A., Dolinski, K., Ball, C. A., Binkley, G., Christie, K. R., ... & Sethuraman, A. (2002). Saccharomyces Genome Database (SGD) provides secondary gene annotation using the Gene Ontology (GO). *Nucleic acids research*, 30(1), 69-72.
31. Eckert, J, Gemmell, M. A, Meslin, François-Xavier, Pawlowski, Z. S & World Health Organization. (2001). WHO/OIE manual on echinococcosis in humans and animals : a public health problem of global concern / edited by J. Eckert ... [et al.]. Paris, France: World Organisation for Animal Health. <https://apps.who.int/iris/handle/10665/42427>
32. Ederli, B.B., Ederli, N.B., Oliveira, F.C.R., Quirino, C.R. & Carvalho, C.B. (2008). Fatores de risco associados à infecção por *Cryptosporidium* spp. em cães domiciliados na cidade de Campos dos Goytacazes, Estado do Rio de Janeiro, Brasil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, Vol.17, No.1, pp. 250-266, ISSN 1984-2961.
33. Elmendorf, H.G., Dawson: S.C., McCaffery, J.M., 2003. The cytoskeleton of *Giardia lamblia*. *Int. J. Parasitol.* 33, 3-28.
34. endoparasites and ectoparasites of stray cats from Mashhad (Iran) and association with risk factors. *J. Parasit. Dis.* 35, 202–206.
35. Epe, C. (2009). *Intestinal Nematodes: Biology and Control. Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice*, 39(6), 1091–1107.
36. ESCCAP ,2015 Lutte contre les vers (helminthes) chez les chiens et les chats Adaptation du Guide de recommandations ESCCAP no. 1 pour la Suisse, 2ème Edition, février 2015.32p.
37. ESCCAP, 2007. Guide de recommandations. Traitement et prévention des parasitoses des carnivores domestiques : Protozoaires parasites digestifs du chien et du chat. 5.11p.

38. ESCCAP, 2013. Guide de recommandation. Traitement et prévention des parasitoses des carnivores domestiques : Nématodes et cestodes parasites du chien et du chat. 1. 15p.
39. ESCCAP, 2017 Extrait révisé du Guide de recommandations ESCCAP no. 6 pour la Suisse: «Lutte contre les protozoaires intestinaux du chien et du chat»
40. Esch, K. J., & Petersen, C. A. (2013). Transmission and epidemiology of zoonotic protozoal diseases of companion animals. *Clinical microbiology reviews*, 26(1), 58-85.
41. European scientific conseil companion animal parasites. recommandations sont basées sur la Recommandation N°1 de l'ESCCAP, troisième impression – 2016. © ESCCAP 2016. ISBN 978-1-907259-51-7
42. Euzéby, J. (1987). Protozoologie Médicale Comparée Vol II. Myxozoa-Microspora-Ascetospora-Apicomplexa, 1: Coccidiosis (Sensu Lato). *Coll. Fond. Marcel Merieux*, 202-237.
43. Ewer R.F. (1973). - The carnivores, 2 e éd. Cornell University Press, Ithaca, New York, 494 pp.
44. Fahrion AS, Schnyder M, Wichert B, Deplazes P. *Toxocara* eggs shed by dogs and cats and their molecular and morphometric species-specific identification: is the finding of *T. cati* eggs shed by dogs of epidemiological relevance? *VetParasitol.* 2011;177(1–2):186-189
45. Fayer, R., & Frenkel, J. K. (1979). Comparative infectivity for calves of oocysts of feline coccidia: *Besnoitia*, *Hammondia*, *Cystoisospora*, *Sarcocystis*, and *Toxoplasma*. *The Journal of parasitology*, 756-762.
46. Fisher M. *Toxocara cati*: an underestimated zoonotic agent. *Trends Parasitol* 2003; 19(4): 167-170. [http://dx.doi.org/10.1016/S1471-4922\(03\)00027-8](http://dx.doi.org/10.1016/S1471-4922(03)00027-8). PMID:12689646
47. Frappier BL. Digestive System. In : Dellmann HD, Eurell JAC editor : Textbook of Vet. Histol., 1998, 179-183
48. Gaglio G, Cringoli G, Rinaldi L, Brianti E, Gianneto S. Use of the FLOTAC technique for the diagnosis of *Aelurostrongylus abstrusus* in the cat. *Parasitol Res.* 2008;103:1055–7.
49. García-Agudo L, García-Martos P, Rodríguez-Iglesias M, 2014. *Dipylidium caninum* infection in an infant: a rare case report and literature review. *Asian Pac. J. Trop. Biomed.* 4, S565–S567.

50. Gatei, W., Barrett, D., Lindo, J.F., Eldemire-Shearer, D., Cama, V. & Xiao, L. (2008). Unique *Cryptosporidium* population in HIV-infected person, Jamaica. *Emerging Infectious Diseases*, Vol.14, No.5, (May 2008), pp. 841-843, ISSN 1080-6059.
51. Gatei, W., Greensill, J., Ashford, R. W., Cuevas, L. E., Parry, C. M., Cunliffe, N. A., & Hart, C. A. (2003). Molecular analysis of the 18S rRNA gene of *Cryptosporidium* parasites from patients with or without human immunodeficiency virus infections living in Kenya, Malawi, Brazil, the United Kingdom, and Vietnam. *Journal of Clinical Microbiology*, 41(4), 1458-1462.
52. Gennari, S.M., Kasai, N., Pena, H.F.J. & Cortez, A. (1999). Ocorrência de protozoários e helmintos em amostras de fezes de cães e gatos da cidade de São Paulo. *Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science*, Vol.36, No.2, pp. 87-91, ISSN 14139596.
53. Gookin JL, STEBBINS ME, HUNT E, BURLONE K, FULTON M, HOCHERL R, TALAAT M, POORE M, LEVY MG. (2004) Prevalence of and risk factors for feline *Tritrichomonas foetus* and *Giardia* infection, *Journal of Clinical Microbiology*, 42, 2707-2710
54. Gookin, J. L., Hanrahan, K., & Levy, M. G. (2017). The conundrum of feline trichomonosis—the more we learn the ‘trickier’ it gets. *Journal of feline medicine and surgery*, 19(3), 261-274.
55. Hedley L, Robert L, Serafino W. Diagnosis and selection of appropriate drug treatments for common helminth infections. *The Pharmaceutical Journal*. 2015;1–16
56. Hendrix CM, Blagburn BL (1983) Common gastrointestinal parasites. *Vet Clin North Am* 13: 627–646
57. Hendrix, CM. *Parasitologie vétérinaire diagnostique*. Mosby, Inc. Saint-Louis, MO; 1998; 66-73, 83-102.
58. Henry, P., & Huck, C. (2017). *Etude de la prévalence des parasites gastro-intestinaux, pulmonaires et de *Taxoplasma gondii* chez le chat en région toulousaine* (Doctoral dissertation), 140 p
59. Hookworms reappraised in the light of a “new” zoonosis. *Acta Tropica*, Vol.62,
60. Horie M, Noda R, Higashino J. 1981. Studies on *Strongyloides* sp. isolated from a cat and raccoon dog. *Jap J Parasitol* 30:215–230.

61. Hurley KJ, Bowman DD, Frongillo MK, {NEED TO FILL IN AUTHORS} 1990. Experimental infections with *Uncinariastenocephala* in young dogs: treatment with nitroscanate (abst). Proc Am Assoc Vet Parasitol #42.
62. Karamon, J., Sroka, J., Dąbrowska, J., Bilska-Zajac, E., Zdybel, J., Kochanowski, M. & Cencek, T. (2019). First report of *Echinococcus multilocularis* in cats in Poland: a monitoring study in cats and dogs from a rural area and animal shelter in a highly endemic region. *Parasites & vectors*, 12(1), 313.
63. Katagiri, S., Oliveira-Sequeira, T.C.G. (2007). Zoonoses causadas por parasitas intestinais de cães e o problema do diagnóstico. Arquivos do Instituto Biológico. Vol.74, No.2, (AbrJun 2007), pp. 175-184, ISSN 1808-1657
64. Khalafalla RE, 2011. A Survey Study on Gastrointestinal Parasites of Stray Cats in Northern Region of Nile Delta, Egypt. PLoS ONE 6, e20283
65. Kirkpatrick, C.E., 1987. Giardiasis. Vet. Clin.North Am. Small Anim. Pract.17, 1377–1387.
66. Landmann, J.K. & Prociv, P. (2003). Experimental human infection with the dog hookworm, *Ancylostoma caninum*. The Medical Journal of Australia, Vol.178, No.2, (Jan 2003), pp. 69-71, ISSN 0025-729X.
67. Levine ND. (1973) Protozoan parasites of domestic animals and of man, Burgess, Second edition, 88-110
68. Lindsay DS, Blagburn BL. 1991. Coccidial parasites of cats and dogs. Compendium of Continuing Education for the Practicing Veterinarian 13 : 759-765.
69. Loennberg E. 1896. Cestoden in: Hamburger MalhaenischeSammelreise, 10 pages. (Cited in Witenberg, 1932).
70. LOSCHER, T. & SAATHOFF, E. 2008. Eosinophilia during intestinal infection. Best Pract Res ClinGastroenterol, 22, 511-36.
71. Lucio-Forster A, Bowman DD, 2011. Prevalence of fecal-borne parasites detected by
72. Macdonald D.W. (édit.) (1984). - The encyclopaedia of mammals, Vol. 1. George Allen & Unwin, Londres, 447 pp
73. MATHIS, A., DEPLAZES, P., KOHLER, P. & ECKERT, J. 1996. [PCR for detection and characterization of parasites (*Leishmania*, *Echinococcus*, *Microsporidia*, *Giardia*)]. Schweiz Arch Tierheilkd, 138, 133-8.
74. McCarthy, J. & Moore, T.A. (2000). Emerging helminth zoonoses. International Journal for Parasitology, Vol.30, 2000, pp. 1351-1360, ISSN 0020-7519.

75. Mircean, V., Titilincu, A. & Vasile, C. (2010). Prevalence of endoparasites in household cat (*Felis catus*) populations from Transylvania (Romania) and association with risk factors. *Veterinary Parasitology*, Vol.171, No.1-2, (Jul 2010), pp. 163-166, ISSN 03044017.
76. Mircean, V., Titilincu, A., & Vasile, C. (2010). Prevalence of endoparasites in household cat (*Felis catus*) populations from Transylvania (Romania) and association with risk factors. *Veterinary parasitology*, 171(1-2), 163-166.
77. No.1, (Sep 1996), pp. 23-44, ISSN 0001-706X.
78. Nowak R.M . (1991). - Walker's mammals of the world, 5 e éd. The Johns Hopkins University Press, Baltimore & Londres, 642 pp.
79. O'Grady, M.R., Slocombe, J.O.D., 1980. An Investigation of Variables in a Fecal Flotation Technique. *Can. J. Comp. Med.* 44, 148-154.
80. Okombe, E. V., Pongombo, S. C., & Duez, P. (2011). Anthelmintic activity of *Vitex thomasi* de Wild (Verbenaceae) root bark powder on *Haemonchus contortus* in goats. In *HERBAN (Herbal products in animal health and nutrition)*.
81. Oliveira-Sequeira TCG, Amarante AFT, Ferrari TB, Nunes LC. Prevalence of intestinal parasites in dogs from São Paulo State, Brazil. *Vet Parasitol* 2002; 103(1-2): 19-27. [http://dx.doi.org/10.1016/S0304-4017\(01\)00575-1](http://dx.doi.org/10.1016/S0304-4017(01)00575-1). PMID:11750997.
82. Pereira-Neves A, Ribeiro KC, Benchimol M. Pseudocysts in trichomonads - new insights. *Protist* 2003; 154(3-4): 313-329. <http://dx.doi.org/10.1078/143446103322454095>. PMID:14658492.
83. Pereira-Neves, A., & Benchimol, M. (2009). *Trichomonas foetus*: budding from multinucleated pseudocysts. *Protist*, 160(4), 536-551.
84. Prociv, P. & Croese, J. (1996). Human enteric infection with *Ancylostoma caninum*:
85. Ragozo, A.M.A., Muradian, V., Ramos e Silva, J.C., Caravieri, R., Amajoner, V.R., Magnabosco, C., & Gennari, S.M. (2002). Ocorrência de parasitos gastrintestinais em fezes de gatos das cidades de São Paulo e Guarulhos. *Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science*, Vol.39, No.5, 2002, pp. 244-246, ISSN 14139596.
86. Rattet E .Centre Hospitalier Vétérinaire des Cordeliers. *PratiqueVet* (2011) 46 : p 33-37.
87. Raynaud, J. P., William, G., & Brunault, G. (1970). Etude de l'efficacité d'une technique de coproscopie quantitative pour le diagnostic de routine et le contrôle des

- infestations parasitaires des bovins, ovins, équins et porcins. *Annales de Parasitologie humaine et comparée*, 45(3), 321-342.
88. REESE, G. & LEHRER, S. B. 2000. Food allergen cross-reactivity and clinical significance. *Ann Allergy Asthma Immunol*, 85, 431-3
 89. Rhode K. 1959. Vergleichende Untersuchungen über die Hakenwürmer des Hundes und der Katze un Betrachtungen über ihre Phylogenie. *Ztsch Tropenmed Parasitol* 10:402-426
 90. Rijkers, G. T., Frederix-Wolters, E. M., & Van Muiswinkel, W. B. (1980). The immune system of cyprinid fish. Kinetics and temperature dependence of antibody-producing cells in carp (*Cyprinus carpio*). *Immunology*, 41(1), 91.
 91. Romatowski, J. (1996). An uncommon protozoan parasite (*Pentatrichomonas hominis*) associated with colitis in three cats. *Feline practice (Santa Barbara, Calif.: 1990)(USA)*.
 92. Rosa IA, Souza W, Benchimol M. Changes in the structural organization of the cytoskeleton of *Tritrichomonas foetus* during trophozoite-pseudocyst transformation. *Micron* 2015; 73: 28-35. <http://dx.doi.org/10.1016/j.micron.2015.03.008>. PMID:25880467
 93. Röser, D. et al. Metronidazole therapy for treating dientamoebiasis in children is not associated with better clinical outcomes: a randomized, double-blinded and placebo-controlled clinical trial. *Clin. Infect. Dis. Off. Publ. Infect. Dis. Soc. Am.* 58, 1692–1699 (2014).
 94. Rousset, J. J. (1993). Copro-parasitologie pratique. *Paris: Estem p 26.*
 95. Sager, H., Moret, Ch.S., Grimm, F., Deplazes, P., Doherr, M.G., Gottstein, B., 2006. Coprological study on intestinal helminthes in Swiss dogs: temporal aspects of anthelmintic treatment. *Parasitol. Res.* 98, 333–338.
 96. Shah, H. L. 1970. Isospora species of the cat and attempted transmission of *I. felis* Wenyon, 1923 from the cat to the dog. *J. Protozool.* 17:603–609
 97. Sherding RG, Johnson SE. Diseases of the intestine. In: Birchard SJ, Sherding RG, editors. *Saunders manual of small animal practice*. St. Louis: Mendor; 2008. p. 702–38.
 98. Smith, H.V. & Nichols, R.A.B. (2010). *Cryptosporidium*: detection in water and food. *Experimental Parasitology*, Vol.124, No.1, (January 2010), pp. 61-79, ISSN 0014-4894.

99. Sousa, V.R., Almeida, A.F.A., Cândido, A.C. & Barros, L.A., (2010). Ovos e larvas de helmintos em caixas de areia de creches, escolas municipais e praças públicas de Cuiabá, MT. *Ciência Animal Brasileira*, Vol.11, No.2, pp. 390-395, ISSN 1518-2797
100. Souza, I.S., Martins, A.L.F., Moreira, W.S., Santurie, J.M. & Flores, M.L. (1982). Parasitos do estômago e intestino Delgado de *Felis catis domesticus* em Santa Maria, Rio Grande do Sul. Proceedings of the CONGRESSO BRASILEIRO DE MEDICINA VETERINÁRIA EM LÍNGUA PORTUGUESA, Camboriú, Brasil, 1982
101. STOCKDALE HD, SPENCER JA, DYKSTRA CC, BLAGBURN BL, SHANE WEST G, HANKES R, MCMILLAN KL, WHITLEY M. (2006) Feline trichomoniasis : an emerging disease ?, *Compendium*, 463-476
102. Strombeck DR. Small and large intestine : normale structure and function. In : Strombeck's Small Animal Gastroenterology, Philadelphia : 3rd ed. WB Saunders, 1996, 889910.
103. Sturgess, C. P., Canfield, P. J., Gruffydd-Jones, T. J., & Stokes, C. R. (2001). A gross and microscopical morphometric evaluation of feline large intestinal anatomy. *Journal of comparative pathology*, 124(4), 255-264.
104. Susan E, Rick M. Feline helminths recommendations from the Companion Animal Parasite Council. *Today's Veterinary Practice*. 2014;39–43.
105. Takeuchi-Storm N, Mejer H, Al-Sabi MN. Gastrointestinal parasites of cats in Denmark assessed by necropsy and concentration McMaster technique. *Veterinary parasitology*. 2016;1–6.
106. Takeuchi-Storm, N., Mejer, H., Al-Sabi, M. N. S., Olsen, C. S., Thamsborg, S. M., & Enemark, H. L. (2015). Gastrointestinal parasites of cats in Denmark assessed by necropsy and concentration McMaster technique. *Veterinary parasitology*, 214(3-4), 327-332.
107. Taylor MA, Coop RL, Wall RL. *Veterinary Parasitology*. Forth Edition. Oxford ; 2016, 1035 p
108. Thompson, R.C.A., Palmer, C.S. & O'Handley, R. (2008). The public health and clinical significance of *Giardia* and *Cryptosporidium* in domestic animals. *The Veterinary Journal*, Vol.177, No.1, (July 2008), pp. 18-25, ISSN 1090-0233
109. Thompson, R.C.A., Palmer, C.S. & O'Handley, R. (2008). The public health and clinical significance of *Giardia* and *Cryptosporidium* in domestic animals. *The Veterinary Journal*, Vol.177, No.1, (July 2008), pp. 18-25, ISSN 1090-0233

110. Traversa D. Pet roundworms and hookworms: a continuing need for global worming. *Parasit Vectors*. 2012;5:91–110.
111. Traversa, D., Di Cesare, A., Conboy, G., 2010. Canine and feline cardiopulmonary parasitic nematodes in Europe: emerging and underestimated. *Parasit. Vectors* 3, 62
112. VERWEIJ, J. J., SCHINKEL, J., LAEIJENDECKER, D., VAN ROOYEN, M. A., VAN LIESHOUT, L. & POLDERMAN, A. M. 2003. Real-time PCR for the detection of *Giardia lamblia*. *Mol Cell Probes*, 17, 223-5.
113. WHITTY, C. J., CARROLL, B., ARMSTRONG, M., DOW, C., SNASHALL, D., MARSHALL, T. & CHIODINI, P. L. 2000. Utility of history, examination and laboratory tests in screening those returning to Europe from the tropics for parasitic infection. *Trop Med Int Health*, 5, 818-23
114. Wilkinson, G. T. 1977. Coccidial infection in a cat colony. *Vet. Rec.* 100: 156–157.
115. Yoder, J. & Beach, M.J. (2010). *Cryptosporidium* surveillance and risk factors in the United States. *Experimental Parasitology*, Vol.124, No.1, (Jan 2010), pp. 31-39, ISSN 10902449.
116. Zajac, A. M., & Conboy, G. A. (Eds.). (2012). *Veterinary clinical parasitology*. John Wiley & Sons, 368 p



Annexes

Annexe 01

Tableau 03 : Tableau des principales caractéristiques de coproscopie chez les chiens et les chats.

Tableau 1. Principales indications de la coproscopie chez le Chien et le Chat, espèce parasitaire concernée, clinique, technique coproscopique recommandée et pouvoir diagnostique si données existantes.							
Espèces parasitaires		Epidémiologie	Clinique	Examen coproscopique recommandé		Importance	
NEMATODES : Vers ronds	Respiratoire	<i>Angiostrongylus vasorum</i> <i>Aelurionstrongylus abstratus</i>	Rare, exposition nécessaire à l'hôte intermédiaire (escargot et limace)	Broncho-Pneumopathie	Observation des larves L1 par méthode de Baermann	Sensibilité inférieure à 100 % même avec 3 prélèvements successifs pour l'angiostrongylose	
		<i>Oslerus osleri</i>	Collectivité	Trachéo-bronchite chez le chiot Asymptomatique chez l'adulte		Sensibilité proche de 75 %	
	Tropisme digestif	<i>Toxocara canis</i> , <i>Toxocara cati</i> <i>Toxascaris leonina</i>	Chiot et chaton	Entérite du chiot et du chaton	Observation des œufs par coproscopie microscopique directe ou après enrichissement	Examen fiable car parasite très prolifique et diagnose aisée	Caractère zoonotique de <i>T. canis</i> (larva migrans)
		<i>Ankylostoma caninum</i> et <i>A. tubaeformae</i> <i>Uncinaria sp</i>	Collectivité	Entérite, anémie et lésions cutanées possibles (pour <i>A. caninum</i>)	Observation des œufs par coproscopie microscopique après enrichissement	Faible sensibilité car période prépatente longue	- Zoonose - Caractère hématophage de <i>Ankylostoma sp</i>
		<i>Trichuris vulpis</i>	Chiens adultes	Colite chronique Forme asymptomatique possible	Observation des œufs par coproscopie microscopique après enrichissement	Examen fiable car parasite prolifique et diagnose aisée	Caractère hématophage
CESTODES : Vers plats	<i>Dipylidium caninum</i> , <i>Taenia pisiformis</i> , <i>Echinococcus multilocularis</i> et <i>granulosus</i>	Parasites cosmopolites	Entérite banale	Coproscopie macroscopique (mise en évidence de segment ovigère) Coproscopie microscopique après enrichissement par technique de flottation		Zoonoses majeures pour <i>E. granulosus</i> (echinococcose alvéolaire) et <i>E. multilocularis</i> (hydatidose)	
PROTOZOAIRES	Flagellé	<i>Giardia duodenalis</i>	Chiot/chaton et collectivité	Entérite chronique ou aiguë Portage asymptomatique possible	Coproscopie - directe sur selles fraîches : observation des trophozoïtes mobiles - après enrichissement avec technique de flottation au sulfate de zinc : observation des kystes (améliorée par une coloration au lugol)	Spécificité élevée mais sensibilité moyenne (environ 75 %) si trois prélèvements	Zoonose potentielle [9] Maladie d'élevage
		<i>Tritrichomonas foetus</i>	Jeune chat	Diarrhée chronique rebelle au traitement	Coproscopie - directe sur selles fraîches : observation des trophozoïtes mobiles - après enrichissement avec technique de flottation	Meilleure sensibilité de l'examen coproscopique direct par rapport à l'indirect, sensibilité cependant médiocre (<20%).	Diagnostic coproscopique difficile
	Apicomplexa	Coccidiose du genre <i>Isoospora</i> et <i>Sarcocystis</i>	Collectivité	Entérite banale à sévère chez le chiot ou le chaton	Observation des ookystes par coproscopie microscopique après enrichissement	Absence de simultanéité entre symptomatologie et observation des ookystes	Clinique chez l'animal immunodéprimé
		<i>Cryptosporidium parvum</i> <i>C. cati</i> <i>C. canis</i>	Collectivité	Entérite chronique sévère chez le chiot ou chaton ou adultes immunodéprimés ou souffrant d'une autre maladie.	Observation des ookystes par coproscopie microscopique après enrichissement (améliorée par une coloration de Zielh Neelsen)		Clinique chez l'animal immunodéprimé Zoonose potentielle
		<i>Toxoplasma gondii</i>	Jeune chat principalement	Coccidiose digestive : entérite banale ou sévère chez animaux immunodéprimés	Observation des ookystes par coproscopie microscopique après enrichissement		

Annexe 02

Tableau 04 : Préparation des liquides de flottation

Chlorure de sodium (densité = 1.20):	Saccharose (densité = 1.26):	Sulfate de Zinc (densité = 1.36)
<ul style="list-style-type: none"> - Diluer du Chlorure de Sodium dans l'eau dans les proportions de 320g pour 1L (solution à saturation) - Mettre en agitation jusqu'à obtention d'une solution limpide - Conserver en bouteille à température ambiante. 	<ul style="list-style-type: none"> - Diluer du saccharose dans l'eau dans les proportions de 200g pour 150ml. (ce liquide a été préparé en petite quantité à chaque fois pour des raisons de conservation) - Mettre en agitation jusqu'à obtention d'une solution limpide. - Conserver au réfrigérateur. 	<ul style="list-style-type: none"> - Diluer du sulfate de Zinc heptahydré dans l'eau dans des proportions de 1kg pour 1L - Mettre en agitation jusqu'à obtention d'une solution limpide - Conserver en bouteille à température ambiante.

Annexe 03

Figure 21 : Fiche de renseignement des prélèvements des matières fécal.

Fiche de renseignement

Lieu de prélèvement :

Numéro de prélèvement :

Population d'étude : Domestique
 Errant

La race :

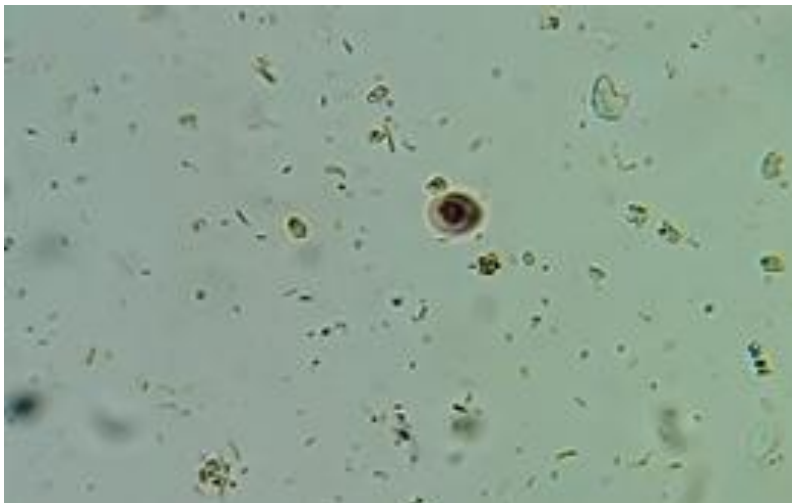
Le sexe : Male Femelle

L'âge :

Les symptômes : Absence Présence

Note :

Annexe 04

Figure 22 : l'œuf de *Toxocara cati* sous microscope à Gr x 40.

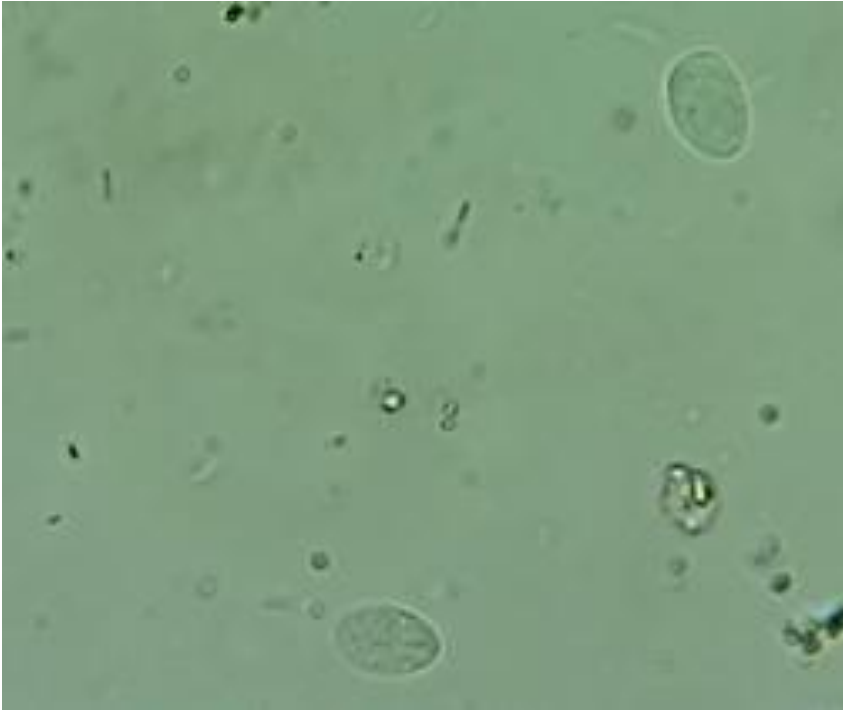


Figure 23: L'œuf de Giardia sous microscope à Gr x 40.

Annexe 05

Tableau 05 : Les colorants utilisés dans notre recherche.

Lugol	Donne une bonne coloration des kystes des protozoires	Rousset., 1993
Bleu de méthylène	Identification des formes végétatives des amibes.	Belkaide., 1992

Annexe 06

Tableau 07 : Etudes épidémiologiques réalisées dans le monde

Etudes épidémiologiques réalisées en Amérique du nord.

Lieu, Année	Population	Méthode	Résultats
Université du Missouri, 1974 - 1976	1294 chats	Coproscopies	24,4% <i>Ascarides</i> 6,4% <i>Ankylostomes</i> 2,6% <i>Trichures</i> 6,7% <i>Coccidies</i>
Nouvelle Ecosse, 1978	299 chats errants	Coproscopies	25,1% <i>Toxocara cati</i> 0,3% <i>Toxascaris leonina</i>
Iowa, 1978	11995 chats	Coproscopies	2,8% <i>Toxocara cati</i>
Université de Pennsylvanie, 1984 - 1991	2000 chats	Coproscopies	16,0% <i>Ascarides</i> 4,0% <i>Taenia sp.</i> 0,9% <i>Ankylostoma sp.</i> 2,4% <i>Giardia</i>
Pennsylvanie, 1988	452 chats	Coproscopies	16,4% <i>Toxocara cati</i> 2,4% Cestodes 1,1% <i>Ankylostoma sp</i> 3,5% <i>Giardia sp.</i> 2,9% coccidies
Colorado, 2000	206 chats : 87 avec diarrhée, 106 sans diarrhée et 12 dont la consistance des fécès était inconnue.	Coproscopies par centrifugation Détection antigénique de <i>Cryptosporidium parvum</i>	3,9% <i>Toxocara cati</i> 5,4% <i>Cryptosporidium parvum</i> 2,4% <i>Giardia sp.</i>
Etat de New-York, 2001	263 chats âgés de moins d'un an	Coproscopies	33,0% <i>Toxocara cati</i> 7,3% <i>Giardia sp.</i> 3,8% <i>Cryptosporidium sp.</i>
40 Etats des USA, 2003 - 2004	211105 chats	Coproscopies par flottation	1,4% Coccidies 0,58% <i>Giardia sp.</i>
Etats-Unis : comté de Randolph, 2004	100 chats sauvages et 76 chats domestiques	Coproscopies par sédimentation test ELISA pour <i>Giardia sp.</i> et <i>Cryptosporidium sp.</i>	Chats sauvages et domestiques respectivement : 21% et 18% <i>Toxocara cati</i> 63% et 34% <i>Toxoplasma gondii</i> 7% et 6% <i>Cryptosporidium sp.</i>
Etats-unis, 2006	4978 chats avec symptômes : vomissement et/ou diarrhée	Détection des <i>Giardia</i> par snap test	10,8% <i>Giardia Spp.</i>

Etudes épidémiologiques réalisées en Asie

Lieu, Année	Population	Méthode	Résultats
Iran, 2004	100 chats errants	Autopsies	23% <i>Toxocara cati</i> 2% <i>Toxascaris leonina</i> 7% <i>Physaloptera praeputialis</i> 5% <i>Diplopylidium nolleri</i>
Irak, 2004	50 chats domestiques	Coprosopies	34% <i>Dipylidium caninum</i> 14% <i>Toxocara cati</i> 12% <i>Taenia spp.</i> 30% <i>Toxoplasma oocysts.</i>
Japon, 2005	460 chats domestiques		13,0% <i>Toxocara cati</i>
Japon, avril 2003 - 2005	600 chats domestiques	Kit Elisa pour les <i>Giardia</i>	40% <i>Giardia</i>

Etudes épidémiologiques réalisées en Afrique

Lieu, Année	Population	Méthode	Résultats
Nigeria, 1985	22 chats domestiques	coproscopie	31,8 % <i>Toxocara cati</i>
Egypte, 1984 à 1986	85 chats errants	Autopsie puis coproscopie après enrichissement par flottation	35,1% <i>Toxascaris leonina</i> 27,1% <i>Ollulanis tricupsis</i> 21,2% <i>Dipylidium caninum</i> 20,0% <i>Taenia taeniaeformis</i> 15,3% <i>Toxocara cati</i> et d'autres parasites rares ou inexistantes en France.

Etudes épidémiologiques réalisées en Australie

Lieu, Année	Population	Méthode	Résultats
Sydney , 1975	404 chats	Autopsies	57,2% <i>Toxocara cati</i> 0,74% <i>Toxascaris leonina</i>
Banlieue de Perth, 1986	226 chats : 109 issus de refuge, 45 d'élevages, 72 chats domestiques	Coproscopie par flottation	14% <i>Giardia sp.</i> (respectivement 11%, 31%, 8% dans les groupes).
Banlieue de Perth, 2000	418 chats	Corposcopies par flottation test ELISA et PCR sur 40	5%, 60%, 80% <i>Giardia sp.</i> selon le test : par microscopie, test ELISA et PCR respectivement. 0%, 10% <i>Cryptosporidium sp.</i> Selon le test : microscopie et PCR respectivement.
Ile Kangourou, 2005	46 chats errants	Autopsies	76% <i>Toxocara cati</i> 57% <i>Cylicospirura felineus</i> 39% <i>Spirometra erinacei</i> 15% <i>Ancylostoma tubaeforme</i> 15% <i>Cyathospirura dasyuridis</i> 11% <i>Aerulostrongylus abstrusus</i> 4% <i>Dipylidium caninum</i> 2% <i>Brachylaima cribbi</i> 2% <i>Ollulanis tricupsis</i> 15% <i>Isoospora felis</i> 7% <i>Cryptosporidium sp.</i> 7% <i>Sarcocystis sp.</i> 4% <i>Isoospora rivolta</i> 2% <i>Giardia</i>

Tableau : Etudes épidémiologiques réalisées en Amérique du sud

Lieu, Année	Population	Méthode	Résultats
Mexique, 2003	520 chats domestiques dont 399 vivent en maison et 121 en appartement	Coprospectie par la technique de Faust (méthode par sédimentation)	42,5% <i>Toxocara cati</i> : 20,7% chez ceux en appartement et 49,1% chez ceux en maison.
Brésil, 2003	131 Chats domestiques et chats errants	Coprospecties	43,5% <i>Ancylostoma spp.</i> 19,1% <i>Toxocara spp.</i> 7,6 % <i>Toxascaris leonina</i> 43,5% <i>Isoospora spp.</i> 6,1% <i>Giardia spp.</i> 0,8% <i>Sarocystis spp.</i>
Brésil, 2004	135 chats dont 99 errants et 36 issus de refuge	Autopsies	65,9% <i>Ancylostoma basilense</i> 52,6% <i>Dipylidium caninum</i> 25,2% <i>Toxocara cati</i> 8,9% <i>Ancylostoma tubaeforme</i> 11,9% <i>Toxascaris leonina</i> 9,6% <i>Physaloptera praeputialis</i>
Argentine, 2006	465 fèces de chats récupérés dans les espaces publics	Coprospecties (flottation)	35,7% <i>Toxocara cati</i> 9,9% <i>Trichuris spp.</i> 8,8% <i>Toxascaris leonina</i> 8,2% <i>Ancylostoma spp.</i> 1,5% <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> 11,8% <i>Isoospora spp.</i>