

Table des matières

1^{ERE} PARTIE : ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE	11
I. LES PARASITES DU TUBE DIGESTIF DU CHAT	12
1. Les plathelminthes	12
1.1. <i>Dipylidium caninum</i>	12
1.2. <i>Taenia taeniaeformis</i>	12
1.3. <i>Echinococcus multilocularis</i>	13
1.4. <i>Mesocestoides sp.</i>	13
2. Les némathelminthes	14
2.1. <i>Toxocara cati</i>	14
2.2. <i>Toxascaris leonina</i>	14
2.3. <i>Uncinaria stenocephala</i>	15
2.4. <i>Ankylostoma tubaeformae</i>	15
2.5. <i>Strongyloide sp.</i>	15
2.6. <i>Aelurostrongylus abstrusus</i>	16
2.7. <i>Capillaria aerophila</i>	16
3. Les protozoaires	17
3.1. <i>Cryptosporidium sp.</i>	17
3.2. <i>Giardia duodenalis</i>	18
3.3. <i>Isospora sp.</i>	18
3.4. <i>Toxoplasma gondii</i>	19
3.5. <i>Hammondia hammondi</i>	20
3.6. <i>Besnoitia sp.</i>	20
3.7. <i>Sarcocystis sp.</i>	21
II. ANALYSE COPROSCOPIQUE ET DIAGNOSE DES ELEMENTS PARASITAIRES	21
1. Méthode d'analyse utilisée dans notre enquête	21
1.1. Macroscopique	21
1.2. Microscopique : Méthode d'enrichissement par flottation en Ovassay ND	21
2. Diagnose des éléments parasitaires	22
2.1. Diagnose des vers	22
2.2. Diagnose des œufs et des kystes	22
2.3. Diagnose des larves	22
III ETUDES EPIDEMIOLOGIQUES PUBLIEES	24
1. Epidémiologie des infestations endoparasitaires des chats	24
2. Contamination des sols	24
3. Contamination de l'homme	24
2^{EME} PARTIE : ETUDE EXPERIMENTALE	32

I PROTOCOLE	33
1. Obtention des prélèvements	33
2. Analyse coproscopique	33
II POPULATION ET MILIEU DE L'ETUDE	33
1. La région toulousaine.....	33
2. La géographie de Toulouse	33
3. Le climat de la région toulousaine	33
4. La population de chats étudiée	35
4.1. Sex-ratio	35
4.2. Distribution selon l'âge.....	35
4.3. Mode de vie	35
4.4. Vermifugation.....	36
4.5. Stérilisation	36
4.6. Présence d'autres animaux dans le foyer	36
III RESULTATS ET DISCUSSION	36
1. Prévalence des parasites dans la population totale	36
2. Prévalence des parasites selon le sexe	37
2.1. Cas de <i>Toxocara cati</i>	37
2.2. Cas des <i>Giardia</i>	37
3. Prévalence des parasites selon le mode de vie	38
3.1. Cas de <i>Toxocara cati</i>	38
3.2. Cas des <i>Giardia</i>	38
4. Prévalence selon la présence ou non d'autres animaux dans le foyer	39
5. Prévalence selon l'état de vermifugation	39
5.1. Cas de <i>Toxocara cati</i>	40
5.2. Cas des <i>Giardia</i>	40
6. Prévalence selon le statut génital de l'animal	40
6.1. Cas de <i>Toxocara cati</i>	40
6.2. Cas des <i>Giardia</i>	41
7. Prévalence selon l'âge des animaux.....	42
7.1. Cas de <i>Toxocara cati</i>	43
7.2. Cas de <i>Giardia</i> sp.	43
BIBLIOGRAPHIE	47

Liste des graphiques

Graphique 1: relevés mensuels de la température à Toulouse-Blagnac entre 1961 et 1990	34
---	----

Graphique 2: relevés mensuels de la température à Toulouse-Blagnac pendant l'étude	34
Graphique 3: pluviométrie	34
graphique 4 : Distribution des animaux selon l'âge	35
Graphique 5 : Prévalence selon le sexe	37
Graphique 6 : Prévalence selon le mode de vie	38
graphique 7 : Prévalence selon la présence ou non d'autres animaux dans le foyer	39
Graphique 8 : Prévalence selon la vermifugation	39
Graphique 9 : Prévalence de <i>Toxocara cati</i> selon le statut génital	40
Graphique 10 : Prévalence des <i>Giardia sp.</i> selon le statut génital	41
Graphique 11: Prévalence selon l'âge	42

Liste des Illustrations

Photo 1 et 1bis: segment ovigère de <i>Dipylidium caninum</i>	12
Photo 2: Oeufs de <i>Toxocara cati</i>	14
Photo 3: Larve d' <i>Aelurostrongylus abstrusus</i>	16
Photo 4: Oeuf de <i>Capillaria aerophila</i>	17
Photo 5: Kystes de <i>Giardia</i>	18
Illustration 1: Schéma des principales coccidies du chat	19
Figure 1: Diagnose des éléments parasitaires	23
Annexe 1: Questionnaire de participation à une enquête épidémiologique	46

Liste des tableaux

Tableau 1 : études épidémiologiques réalisées en Amérique du sud	25
Tableau 2 : Etudes épidémiologiques réalisées en Amérique du nord	26
Tableau 3 : Etudes épidémiologiques réalisées en Asie	26
Tableau 4 : Etudes épidémiologiques réalisées en Afrique	27
Tableau 5 : Etudes épidémiologiques réalisées en Australie	27
Tableau 6 : Etudes épidémiologiques réalisées en Europe (1)	28
Tableau 7 : Etudes épidémiologiques réalisées en Europe (2)	29
Tableau 8 : Etudes épidémiologiques réalisées en Europe (3)	30
Tableau 9 : Prévalence parasitaire selon l'âge	36

Introduction :

Les parasites intestinaux des chats domestiques sont rarement à l'origine de manifestations cliniques alors qu'ils sont agents de zoonoses potentiellement dangereuses pour l'homme. La prévalence des infestations félines en France est mal connue puisque nous n'avons obtenu que les résultats de cinq enquêtes depuis 1980.

Nous avons réalisé une enquête par examen coproscopique sur 202 chats de la région toulousaine. Notre travail est reporté en deux parties : la première expose les parasites traditionnellement rencontrés chez le chat en France, la méthode de détection utilisée et les recherches épidémiologiques publiées, et la seconde expose l'enquête réalisée à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse.

1^{ERE} PARTIE : ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE

I. LES PARASITES DU TUBE DIGESTIF DU CHAT

Cette présentation n'est pas une étude exhaustive et détaillée de tous les parasites digestifs du chat, mais un rappel sur les principaux parasites rencontrés dans nos régions tempérées avec quelques détails sur leur morphologie, leur biologie et leur potentiel zoonotique.

Les plathelminthes

Dipylidium caninum

[25], [18]

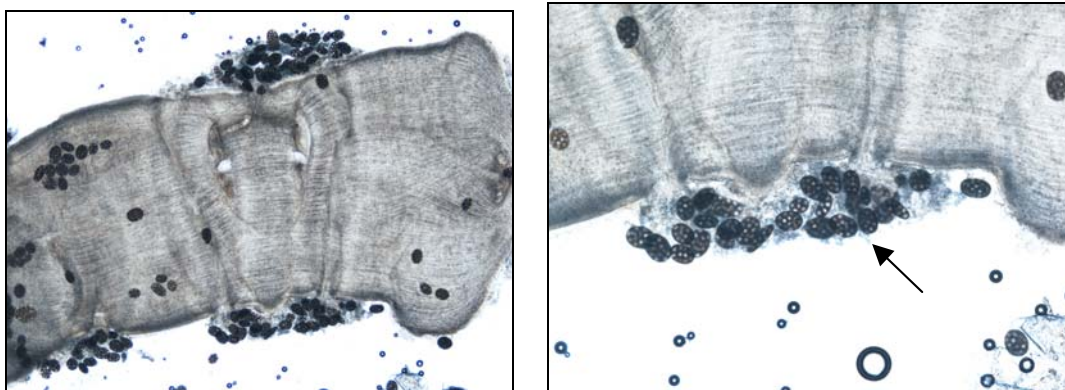


Photo 1 et 1 bis : segment ovigère de *Dipylidium caninum*

(Clichés du service de parasitologie de l'ENVVT)

La flèche pointe des capsules ovigères.

L'adulte vit dans l'intestin grêle du chien, du chat ou du renard. Ce parasite est chymivore, c'est-à-dire qu'il se nourrit du chyme intestinal.

Le ver est blanc et mesure environ 50 cm de long. Le scolex à 4 ventouses est muni d'un rostre rétractile portant 4 à 7 rangées de crochets. Les segments ovigères (photo 1 et 1 bis) sont retrouvés dans les selles ou aux marges de l'anus, ils mesurent 8-10 x 2-3 mm et renferment de nombreuses capsules ovigères (200 à 300µm) contenant chacune jusqu'à trente œufs de 55µm. Après dessiccation ces segments sont morphologiquement comparables à un grain de riz.

Le cycle évolutif passe par un hôte intermédiaire : une puce du genre *Ctenocephalides* ou plus rarement un pou. La larve de la puce ingère des capsules ovigères ou des œufs. Le chat se contamine en ingérant des puces adultes contaminées. La période prépatente est de 3 semaines et la période patente peut aller jusqu'à 3 années.

Ce ver peut contaminer le jeune enfant si celui-ci ingère une puce infestée. C'est une pathologie relativement bénigne. La prévention passe par une lutte efficace contre ce cestode et contre les puces hébergées par les carnivores domestiques et une bonne hygiène des mains.

Taenia taeniaeformis

[25], [18]

L'adulte vit dans l'intestin grêle des Félinés. Plusieurs vers peuvent contaminer un même animal. C'est un parasite chymivore.

Le ver adulte mesure environ 60 cm de long. C'est un ver plat, blanchâtre, fait d'une succession de segments surmontés d'un scolex portant 4 ventouses et armé de 2 rangées de crochets. La démarcation entre deux segments est très marquée. Les segments ovigères mesurent un centimètre, ils sont plats et blanchâtres, plus

longs que larges. Ces segments renferment un utérus ramifié, rempli d'œufs. Les œufs ont une coque striée à une seule couche et contiennent un embryon à 6 crochets. Les œufs mesurent 35 µm. Ce sont les segments ovigères entiers qui sont rejetés.

L'hôte intermédiaire est un muridé qui héberge les larves strobilocoques au niveau de son foie. L'hôte définitif est un félin ou un mustélidé (belette, blaireau, furet ...). Le chat se contamine en ingérant l'hôte intermédiaire. La période prépatente est d'environ 45 jours.

Echinococcus multilocularis

[18], [25]

Echinococcus multilocularis est un parasite du renard, du chien et exceptionnellement du chat. L'adulte vit dans l'intestin grêle, fixé à la muqueuse par un scolex armé. Il se nourrit du contenu digestif de son hôte. Le téniasis est le plus souvent asymptomatique chez l'animal.

L'adulte est de très petite taille, rarement supérieure à 6 mm, constitué de 3 à 4 segments, dont seul le dernier est ovigère. Le scolex et les œufs ont les mêmes caractéristiques que ceux de *Taenia taeniaeformis*. Les œufs sont très résistants dans le milieu extérieur (2 semaines à -20°C).

Les segments ovigères (voire le ver entier) sont éliminés dans les selles de l'hôte définitif. Les hôtes intermédiaires sont des rongeurs Microtinés (campagnols, rats musqués) et Murinés qui s'infestent en ingérant les œufs ou les segments ovigères rejetés par l'hôte définitif. La larve échinocoque migre alors au niveau du foie. Le chat se contamine en ingérant le foie l'hôte intermédiaire.

C'est une zoonose majeure puisque mortelle. *E. multilocularis* est responsable de l'échinococcose alvéolaire de L'Homme. Celui-ci intervient dans le cycle en tant qu'hôte intermédiaire. Il abritera donc la larve échinocoque qui se développera au détriment du tissu hépatique avec une dispersion dans tout le foie. L'Homme se contamine par ingestion d'œufs émis dans les matières fécales du renard, du chien ou du chat. Ces œufs peuvent être hébergés dans le pelage, sur la langue de l'animal et dans tout l'environnement de l'animal. En conséquence, une stricte hygiène des mains après toute manipulation d'un animal, la clôture du potager et le nettoyage des légumes du potager sont des mesures de prophylaxie essentielles contre cette zoonose. En outre, l'intervention du renard justifie de ne pas consommer de baie, de champignon, ou toute plante sauvage pouvant être souillés par des fèces de renard. Ce téniasis est asymptomatique chez l'animal, il faut donc considérer tout chien ou chat comme potentiellement porteur de ce ver.

Mesocestoides sp.

[18], [25]

Deux espèces sont parasites des carnivores : *Mesocestoides lineatus* et *M. litteratus*. C'est une parasitose des animaux d'extérieur, peu fréquente, commune au chien, au chat et au renard. L'adulte vit dans l'intestin grêle de son hôte où il se nourrit du contenu digestif.

Les *Mesocestoides* sont de petits vers qui mesurent 50 cm de long et 0,5 cm de large. Leur scolex, inerme, est muni de 4 ventouses circulaires. Les segments ovigères sont plus ou moins ovalaires et renferment un utérus central à paroi épaisse rempli d'œufs. L'œuf est globuleux, à paroi mince (ce qui le distingue des œufs de *Taeniidés*) et lisse munie d'une larve hexacanthé. Cet œuf mesure 45-50 x 35-40 µm.

Ce parasite a un cycle trixène avec des hôtes intermédiaires différents selon l'espèce. Pour *M. lineatus* : le premier hôte intermédiaire est un oribate (acarien) qui ingère les œufs et héberge les larves cysticercoïdes; le second un mammifère, un oiseau ou un reptile qui s'infeste en ingérant l'oribate et permet le développement de larves tétrathyridiums. Pour *M. litteratus*, les hôtes intermédiaires sont un coléoptère coprophage puis un oiseau. Le chat se contamine en ingérant un hôte intermédiaire, il peut développer un téniasis ou plus rarement une cestodose larvaire.

Les némathelminthes

Toxocara cati

Photo 2: Oeufs de *Toxocara cati*

(Cliché du service de parasitologie de l'ENVT)



Le ver adulte vit dans le duodénum. *Toxocara cati* est un parasite chymivore. La spoliation en acides aminés, vitamines et oligo-éléments explique le retard de développement des sujets hébergeant des vers adultes.

Toxocara cati est un ver cylindrique, blanchâtre, présentant une paire d'ailes céphaliques bien visibles. Le ver adulte mesure 40-50 mm. Les œufs sont globuleux, à paroi épaisse, piquetée, à bord mamelonné contenant une unique cellule pigmentée (brune) et d'aspect rugueux. Ils mesurent 75 x 65 µm. Ces œufs sont à différencier de ceux de *Toxascaris leonina*.

Le développement, diphasique, comprend une phase exogène, au cours de laquelle, l'œuf est émis non sporulé dans les selles. Cet œuf se transforme ensuite en un œuf larvé (L2) infestant. L'incubation de cet œuf et donc la formation de L2 ne sont possibles que lorsque la température est comprise entre 15 et 30°C, que l'hygrométrie est satisfaisante mais non saturée et enfin que les conditions d'oxygénation sont satisfaisantes. Les L2 sont ainsi formées en 3 à 4 semaines. L'œuf est capable de conserver son caractère infestant pendant deux ans dans des conditions favorables (les températures extrêmes, supérieures à 45°C ou inférieures à -10°C sont létales).

Une phase endogène a ensuite lieu chez le chat après ingestion de l'œuf contenant la larve L2. Les larves peuvent effectuer différentes migrations chez le chat : soit une migration digestive dans la muqueuse intestinale, soit une migration entéro-pneumo-trachéale (intestin, foie, cœur, poumons, trachée puis intestin), soit une migration somatique (intestin, foie, cœur, poumons, divers organes). Cette dernière migration chez les femelles gestantes permet le passage des larves dans la mamelle et la contamination des chatons à la naissance par absorption de lait ou de colostrum parasité, ce mode de transmission verticale est nommé amphiparaténie. Ces larves en hypobiose chez la mère expliquent la persistance du parasitisme dans les effectifs. Contrairement à *Toxocara canis*, il n'y a pas de transmission transplacentaire.

Enfin une troisième modalité d'infestation est possible par l'ingestion d'hôtes paraténiques (vers de terre, insectes, oiseaux ou rongeurs).

La toxocarose est une zoonose helminthique majeure en raison de la forte prévalence du parasitisme des animaux de compagnie qui induit une contamination massive de l'environnement par des œufs de *Toxocara sp.* L'Homme s'infeste en avalant des œufs embryonnés, du fait de comportements géophagiques, de fautes d'hygiène ou de la consommation de végétaux souillés. Les bacs à sable particulièrement fréquentés par les chats et par les enfants constituent un biotope très favorable pour l'incubation des œufs de *Toxocara cati* et peuvent donc représenter un risque pour nos enfants. L'infestation humaine peut être à l'origine d'un syndrome de *larva migrans* ; trois formes principales existent : *larva migrans* viscérale, toxocarose oculaire et un syndrome regroupant asthénie chronique, manifestations allergiques, douleurs digestives et hyperéosinophilie modérée. Les progrès en matière de détection permettent maintenant de poser plus facilement le diagnostic ce qui a permis de découvrir que les *larva migrans* viscérales dans la région Midi-Pyrénées touchent plutôt l'adulte âgé, de sexe féminin et consommateur régulier de salades de pissenlits [56], [57], [58].

Toxascaris leonina

Toxascaris leonina est un grand ver blanchâtre à section circulaire. Les femelles peuvent mesurer jusqu'à 10 cm de long. Les ailes céphaliques très effilées sont très discrètes et permettent de distinguer *Toxascaris* de *Toxocara cati*. La coque des œufs de *Toxascaris leonina* est lisse alors que celle de *Toxocara cati* est alvéolée. Contrairement à *Toxocara cati*, seule une migration pariéto-digestive n'est possible.

Uncinaria stenocephala

[25], [30], [22], [41]

C'est un parasite commun au chien et au renard. Ce parasite est très rare chez le chat.

L'adulte vit dans la lumière de l'intestin grêle distal, sans être fixé à la muqueuse. Les adultes sont très peu hématophages, ils se nourrissent du chyme. Ils sont donc moins pathogènes que ceux du genre *Ankylostoma* mais sont en revanche moins sensibles aux médicaments. Les larves sont adaptées à des climats tempérés et peuvent résister à de basses températures (plusieurs jours à 0°C).

L'adulte mesure 0,5x1,2 cm, la capsule buccale porte sur son bord antérieur, une paire de lames tranchantes et dans son fond 2 dents subventrales. L'œuf est ovale ou ellipsoïde à paroi fine contenant une morula peu dense de 8 à 16 cellules. Il mesure 65-80 x 40-50 µm. Ces œufs, très semblables à ceux d'*Ankylostoma sp.*, auraient des pôles plus égaux et les bords seraient plus parallèles.

Le cycle évolutif homoxène comprend une phase exogène au cours de laquelle les œufs rejetés dans le milieu extérieur évoluent jusqu'au stade de L3 libres infestantes. La température optimale de l'incubation est 20°C, l'humidité est indispensable, l'obscurité est nécessaire, d'où un biotope préférentiel situé dans les sous-bois humides où le sol sableux riche en humus est très favorable. Le développement des œufs est possible dès 7,5°C. La résistance des larves libres est variable : 6-7 semaines maximum, toutefois les larves d'*Uncinaria* peuvent survivre au froid de l'hiver (cas de l'Angleterre) [50]. Le cycle comprend ensuite une phase endogène qui s'accomplit chez le chat. Ce dernier s'infeste en ingérant les L3 sur les végétaux ou les aliments souillés, les larves vont alors effectuer un cycle pariéto-digestif. La période prépatente est alors de 13 à 21 jours. Le chat peut aussi plus rarement s'infester par voie transcutanée, les larves vont alors migrer jusqu'aux poumons par voie lymphatique, remonter les voies aérifères jusqu'à la trachée puis être dégluties. En cas de primo-infestation ces larves migrent dans les poumons puis la pharynx où elles sont dégluties. La période prépatente est alors de 15 à 17 jours. Une transmission galactogène est possible [40] et une transmission placentaire (rare).

Ankylostoma tubaeformae

[25], [30], [22], [41]

Ce ver est spécifique du chat. Sa répartition se limite à quelques foyers endémiques très localisés identifiés en Europe. Les larves ont un tropisme pour les zones chaudes, humides et obscures, ainsi leur biotope préférentiel correspond aux zones de sous-bois. L'adulte est un parasite de l'intestin grêle proximal où il vit fixé à la muqueuse. Les adultes et les larves sont très fortement hématophages (à l'origine d'une forte anémie).

Le ver adulte est de couleur rouge et mesure 1 à 2 cm de long. La capsule buccale porte sur son bord antérieur 3 paires de crochets pointus et dans son fond 2 petites dents triangulaires. L'œuf est ovale ou ellipsoïde à paroi fine et contient une morula peu dense de 8 à 16 cellules, remplissant tout l'œuf. Il mesure 55-75 x 34-44 µm. Les pôles sont plutôt dissymétriques, la forme globale plus en tonneau (arrondie) que l'œuf d'*Uncinaria* dont on pourrait le distinguer.

Le cycle est semblable à celui d'*Uncinaria stenocephala*, la période prépatente lors de contamination par voie orale est de 18 à 28 jours, et celle lors de contamination transcutanée de 19 à 25 jours. La température optimale de développement des œufs est plus élevée : 26 à 30°C. Dans le cas d'*A. tubaeformae*, le mode de contamination le plus fréquent est transcutané.

Les larves lors de passage percutané peuvent être à l'origine d'un syndrome de *larva migrans* chez l'Homme. Il se manifeste par une dermite rampante ankylostomienne ou des manifestations pulmonaires de type asthmatiforme en particulier chez l'enfant.

Strongyloide sp.

[25]

C'est un parasite de l'Homme pouvant infester le chien et le chat (plus rarement). C'est une pathologie des zones chaudes et humides en particulier des régions tropicales. Cette pathologie sévit souvent dans des petits

foyers très localisés. Cette parasitose est peu fréquente et rarement subclinique. Les espèces rencontrées chez le chat sont *Strongyloides stercoralis* et *S. planiceps*.

Les femelles parthénogénétiques vivent dans la muqueuse de l'intestin grêle, parfois dans la sous muqueuse. Les adultes sont en région duodénale mais si l'infestation est massive tout le tube digestif peut être colonisé. Elles sont hématophages.

Les femelles parthénogénétiques mesurent 2 à 2,5 mm de long pour un diamètre de 30 à 50µm. Elles sont d'aspect élancé, longues et filiformes. La larve mesure de 280 à 310 µm de longueur et possède un œsophage rhabditiforme. Les œufs embryonnés, à coque mince, mesurent 50 x 30µm.

L'éclosion des œufs a lieu dans l'intestin grêle. Les L1, rejetées avec les selles peuvent, soit donner les L3 infestantes (cycle homogonique, lors de mauvaises conditions extérieures), soit donner des générations libres d'adultes (cycle hétérogonique, lors de bonnes conditions) qui produiront ultérieurement des L3. Dans tous les cas, ce sont les L3 strongyloïdes d'environ 600 µm qui infestent le chat par voie cutanée (lymphatiques- cœur droit- poumons- trachée puis intestin grêle) ou plus rarement par voie buccale. Un cycle somatique permet à des L3 d'infester le tissu mammaire et le passage ultérieur dans le lait. La période prépatente est d'environ 9 jours.

C'est une maladie commune à l'Homme et aux carnivores, d'origine le plus souvent humaine. Les carnivores domestiques peuvent servir de réservoir à *Strongyloides sp.*. Cette maladie est particulièrement redoutable chez les immunodéprimés, les animaux atteints devront donc être écartés de ces personnes.

Aelurostrongylus abstrusus

[15]

C'est un parasite du chat uniquement. La répartition d'*Aelurostrongylus abstrusus* est mondiale. En France, on le retrouve principalement dans le sud-ouest où l'affection sévit sous forme de petits foyers principalement en zone rurale mais le parasite pourrait être réparti sur l'ensemble du territoire national. C'est une parasitose rare concernant les chats rentrant en contact avec l'extérieur. Toutes les classes d'âge sont concernées (sauf les jeunes sous leur mère).

Photo 3: Larve d'*Aelurostrongylus abstrusus*

(Cliché du service de parasitologie de l'ENVT)



Les adultes se développent dans de fines ramifications de l'artère pulmonaire et de l'arbre aérifère. Ce sont des nématodes hématophages.

Ce sont des vers de petite taille qui mesurent de 4 à 10 mm de long, les mâles étant plus petits que les femelles. Leur diamètre est de 50 à 80 µm. La larve 1 est retrouvée dans les fèces, elle mesure 360 à 400 µm. Cette larve possède un œsophage strongyloïde et une queue ondulée.

Les femelles pondent des œufs non embryonnés qui sont arrêtés au niveau des capillaires pulmonaires. Ces œufs donnent des larves L1 qui vont remonter l'arbre aérifère jusqu'à la trachée avant d'être dégluties. Ces L1 sont éliminées dans les fèces. Ces larves résistent 15 jours à un mois dans des conditions favorables. Les L1 sont ingérées par l'hôte intermédiaire et forment des L3 infestantes en 18 jours à 5 semaines. Les hôtes intermédiaires sont des escargots (*Helix sp.*) des limaces (*Agriolimax sp.*). Divers hôtes paraténiques existent : batraciens, reptiles, oiseaux, petits mammifères. Le chat se contamine par l'ingestion d'un hôte intermédiaire ou d'un hôte paraténique. Le cycle passe par une migration systémique par voie lymphatique jusqu'au cœur droit et à l'artère pulmonaire. C'est à ce niveau que les larves vont atteindre leur maturité sexuelle. La période prépatente varie de 4 à 7 semaines.

Capillaria aerophila

[21]

Capillaria aerophila est un parasite commun au chien, au chat, au renard et aux mustélidés. Il concerne les animaux ayant accès à l'extérieur. Ce parasite est très rare en France.

L'adulte vit dans la lumière de la trachée et des grosses bronches (parfois dans les cavités nasales). Il est donc en position superficielle et très difficile à atteindre par les anthelminthiques. Ce parasite n'est pas hématophage et se nourrit du mucus bronchique.

Photo 4: Oeuf de *Capillaria aerophila*
(Cliché du service de parasitologie de l'ENVT)



L'adulte mesure de 15 à 40 mm. L'œuf mesure 75 x 35 µm, ses bords sont plus parallèles et les bouchons moins saillants que les œufs de trichure. Les œufs ont une surface externe d'aspect plus rugueux et d'apparence maillée.

La contamination se fait par ingestion d'œufs larvés L1. Elle peut également se faire par l'ingestion d'un lombric, hôte paraténique accumulant les éléments infestants. Les larves atteignent les poumons en passant par le cœur droit. Au niveau des poumons, les adultes vont donner des larves qui vont remonter l'arbre aérifère jusqu'à la trachée puis vont être dégluties. Le chat excrète des œufs non embryonnés. Les mues de la larve dans l'œuf prennent 5 semaines environ jusqu'au

stade infestant (L1). Les œufs restent infestants longtemps dans le milieu extérieur et ce, tant qu'il persiste une certaine hygrométrie.

On a pu observer de rares cas de transmission à l'Homme. L'Homme se contamine par ingestion de végétaux portant des œufs infestants. La maladie prend la forme d'une broncho-pneumonie asthmatiforme.

Les protozoaires

Cryptosporidium sp.

[20]

Cryptosporidium parvum et *C. felis* peuvent infester le chat. Ces parasites sont peu spécifiques, ainsi *C. parvum* atteint de nombreux animaux dont les ruminants, les carnivores et l'Homme. Cette maladie est particulièrement importante dans les élevages, les chenils où sont présents de grands effectifs mais rare chez le chien et le chat domestiques.

C'est une coccidiose de l'intestin grêle, surtout de l'iléon, *C. parvum* se loge dans la bordure en brosse des entérocytes.

Les ookystes émis sporulés sont très petits : 4 à 6 µm. Ils sont sphériques à ovoïde et contiennent 4 sporozoïtes libres difficilement visibles. La coloration de Ziehl-Neelsen permet de les mettre plus facilement en évidence.

Le cycle est monoxène mais le parasite est peu spécifique. Les ookystes émis sont sporulés et donc immédiatement infestants, 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 infestants pour de nombreuses espèces animales.

Le risque zoonotique réel de *Cryptosporidium* a été remis en question par de nouvelles études génétiques [66]. De nouvelles espèces ont été mises en évidence telles que *C. hominis*. La principale source de *Cryptosporidium* pour l'homme semble être les ruminants. La prévalence des infections humaines dues à *C. felis* semble être faible et rester cantonnée à des individus à risque (SIDA, immunosuppression médicamenteuse...) [39].

Giardia duodenalis

[20], [17], [5]

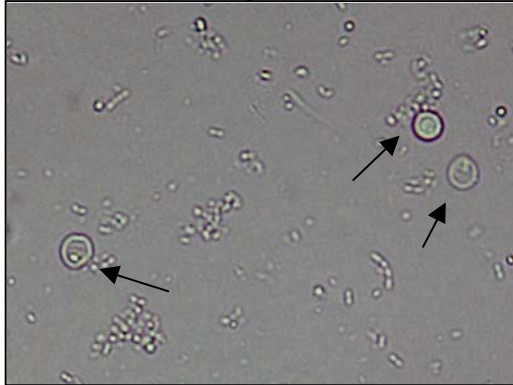
Plusieurs synonymes sont utilisés pour désigner les *Giardia* du chat : *G. intestinalis*, *G. lambia*, *G. felis*, *G. duodenalis*.

Le trophozoïte se nourrit du contenu du tube digestif par pinocytose. Il adhère à la muqueuse du jéjunum et de l'iléon par son disque adhésif. La présence d'un grand nombre de ces parasites perturbe donc la capacité d'absorption du tube digestif.

Photo 5: Kystes de *Giardia*

(Cliché du service de parasitologie de l'ENVT)

Les flèches ciblent 3 kystes matures de *Giardia*.



Les trophozoïtes sont rarement observés car ils sont très fragiles (tués en milieu sec). Ils mesurent 9-21 x 5-15 µm. Ce sont des éléments piriformes munis de 8 flagelles, 2 noyaux et un disque concave permettant la fixation. Les kystes matures sont les éléments les plus fréquemment observés. Ils mesurent 8-10 x 7-10 µm. Ils sont ovales, leur paroi est réfringente, fine et contient des débris de flagelles et 4 noyaux. Les kystes immatures sont des kystes récemment enkystés, ils sont encore mobiles et ne possèdent que 2 noyaux. La paroi a une affinité tinctoriale pour l'iode. Ainsi lors de suspicion ou de lecture difficile, les kystes pourront être mis plus facilement en évidence par coloration au lugol. Ils apparaîtront alors bruns.

Le cycle est monoxène. Les trophozoïtes se divisent par fission binaire et pullulent lors de conditions favorables (absence de réaction immunitaire de l'hôte, perturbation de la flore intestinale, association avec d'autres parasites ...). Ils peuvent alors être éliminés sous forme de trophozoïte dans les fèces, ces trophozoïtes sont fragiles et sont tués en milieu sec, ils ne sont généralement pas à l'origine de nouvelles contaminations. La formation des kystes a lieu dans l'iléon. Ces kystes éliminés dans les fèces vont via l'eau ou les aliments souillés contaminer d'autres animaux. La période prépatente est de 5 à 16 jours chez le chat.

Giardia intestinalis est un protozoaire présent chez une multitude d'animaux et chez l'homme. Les similitudes morphologiques entre les *Giardia* de l'homme et des animaux, ainsi que des études d'infection croisée ont conduit à admettre que la giardiose était une zoonose. Cependant des études moléculaires récentes ont mis en évidence de nouvelles espèces qui pourraient être très spécifiques d'un hôte particulier [68]. Peu d'études épidémiologiques utilisant cette connaissance moléculaire ont été faites, et même si une récente étude en Inde a isolé, dans un foyer, le même génotype de *Giardia* sur un chien et les membres de la famille [84], la preuve que la giardiose est une zoonose est encore à établir.

Isospora sp.

[20]

Ce sont des parasites spécifiques fréquemment responsables de coccidioses dans les élevages et les collectivités où le parasite sévit de façon endémique. Ils touchent principalement les jeunes. Ce genre est le plus représenté parmi les coccidioses des carnivores domestiques. Les parasites félins sont *Isospora felis* et *Isospora rivolta*.

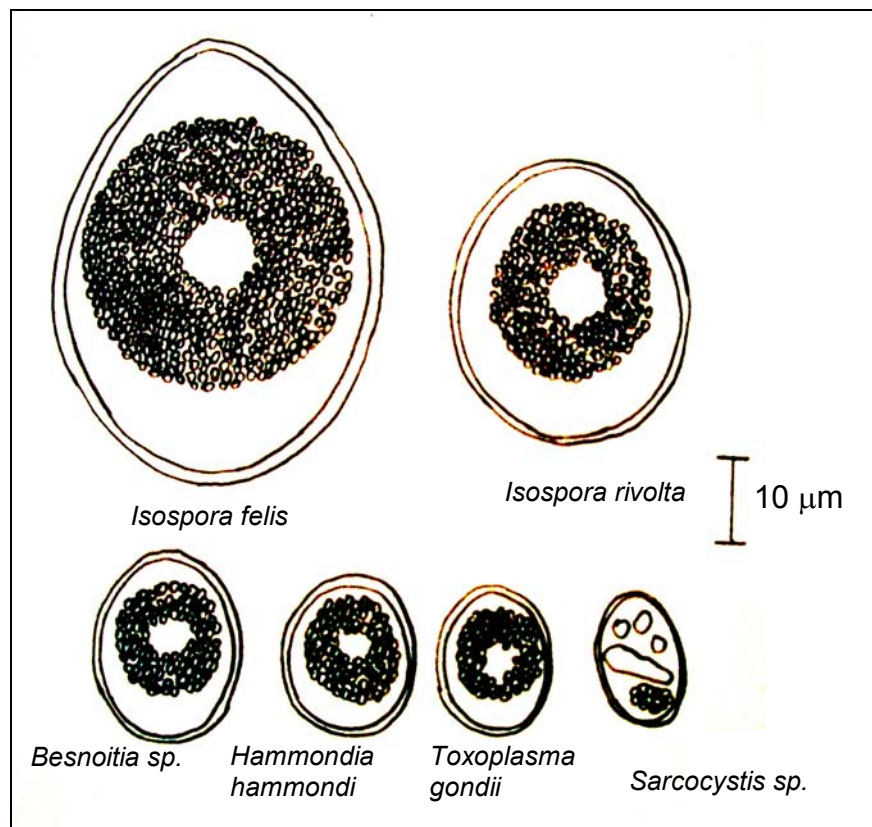


Illustration 1: Schéma des principales coccidies du chat

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 petits.

Le cycle est monoxène mais diphasique. Les parasites se trouvent dans l'intestin grêle distal en position intracellulaire. Après 2 à 4 schizogonies (phase pathogène) selon les espèces et gamétogonie, il y a émission d'ookystes non sporulés dans les fèces. La phase pathogène précède l'émission des ookystes. La coproscopie n'est donc pas forcément positive lors de l'expression clinique de la maladie. La sporulation a lieu dans le milieu extérieur et met 24 à 48 heures dans les conditions optimales. Les ookystes émis ne sont donc pas directement infestants, ils sont très résistants dans le milieu extérieur et peuvent persister plusieurs mois. Les schizogonies successives conduisent à une destruction de la muqueuse épithéliale. Après infection, il s'installe une immunité spécifique de l'espèce d'*Isospora* qu'a rencontré le malade. La contamination se fait par ingestion de kystes sporulés (léchage des sols, de gamelles souillées ou de tout élément susceptible d'être souillé par les matières fécales d'animaux excréteurs). Elle pourrait également avoir lieu par ingestion d'un hôte paraténique : rongeur par exemple.

Toxoplasma gondii

[20], [16],

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 prédateurs. Les chats âgés de 3 mois et plus sont donc une population à risque, surtout s'ils vivent en collectivité ou ont la possibilité de chasser.

La schizogonie et la gamétogonie ont lieu dans l'intestin grêle du chat. Le chat est à l'origine de la dispersion d'un très grand nombre d'ookystes (environ un milliard pour une coccidiose). Lors de la phase d'entérite, l'animal n'excrète pas encore d'ookystes dans les selles, le diagnostic coproscopique ne peut être que tardif.

L'ookyste est sub-sphérique et est émis non sporulé. Il mesure 10 par 12 µm. Il possède une paroi fine. Après sporulation, le kyste contiendra 2 sporocystes contenant 4 sporozoïtes. Ce kyste est indiscernable de ceux des genres *Besnoitia* et *Hammondia* (cf. Illustration 1). Les tachyzoïtes mesurent 4-8 x 2-4 µm, ce sont des cellules en forme de croissant avec une extrémité plus effilée.

Le toxoplasme est un parasite dixène facultatif. Chez le chat, seul hôte définitif, l'ingestion d'ookystes sporulés ou d'un hôte intermédiaire infesté va donner une coccidiose toxoplasmique intestinale. Au terme d'une reproduction sexuée (schizogonie unique puis gamétogonie), les ookystes non sporulés sont éliminés dans les fèces. Si la contamination se fait à partir d'un hôte intermédiaire hébergeant des kystes à bradyzoïtes, la période prépatente est courte : 3 à 10 jours, au contraire cette période prépatente est longue : 21 à 40 jours en cas de contamination par des ookystes ou d'un hôte intermédiaire en phase aiguë de toxoplasmose (tachyzoïtes).

La sporulation exogène dure 4 jours (les conditions optimales de chaleur et d'humidité sont de 25°C et 95% d'hygrométrie). Les ookystes infestants sont ingérés par un hôte intermédiaire ou par un autre chat, le parasite va alors se multiplier rapidement sous forme de tachyzoïtes qui vont se disséminer via le sang dans n'importe quel type de cellules dans des vacuoles parasitophores. Puis lorsque la réponse immunitaire de l'hôte se manifeste, la membrane plasmique de cette vacuole s'épaissit formant un kyste contenant les bradyzoïtes, formes quiescentes du parasite. Ces kystes peuvent se situer dans tous les types cellulaires mais préférentiellement dans les neurones, les astrocytes, les cellules musculaires et les cellules rétinienne. Le parasite est immunogène, si le chat ingère de nouveau des oocystes, leur développement sera inhibé. Ainsi un chat âgé, en bonne santé, a peu de chances d'être réinfesté et donc d'être disséminateur de toxoplasmes. Cependant les trophozoïtes quiescents peuvent se réactiver à la faveur d'une rupture de l'immunité (corticoïdes, FIV...) et lors d'infestation primaire par *Isospora felis* [33].

La toxoplasmose est une zoonose majeure. La contamination de l'Homme peut se faire selon deux modalités : soit par ingestion de kystes sporulés disséminés par le chat sur les végétaux et le sol, soit par ingestion de kystes à bradyzoïtes contenus dans la chair d'hôtes intermédiaires indétectables comme le mouton, le bœuf, le porc... Cette seconde modalité est la plus importante. Lors de la primo-infestation l'Homme peut développer un syndrome grippal, mais en règle générale, cette infestation passe inaperçue et l'Homme hébergera toute sa vie des kystes à bradyzoïtes et sera immunisé contre toute infestation ultérieure. Le danger n'est effectif que pour le fœtus des mères n'ayant jamais rencontré le parasite avant leur grossesse chez lesquelles la forme tachyzoïte peut atteindre le fœtus et chez les personnes immunodéficientes. Des mesures simples d'hygiène (lavage des mains, des légumes ...) et une cuisson à cœur des viandes pour les sujets à risque est donc la meilleure protection. On recommande de plus à ces personnes d'éviter les contacts directs avec les jeunes chats et de ne pas s'occuper des litières des chats. Les kystes étant émis non sporulés il convient de changer la litière tous les jours.

Hammondia hammondi

[20]

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

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* (cf. Illustration 1).

Le cycle est dixène. Ces parasites se développent dans l'intestin grêle de leur hôte définitif. 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, on les rencontre fréquemment au niveau de l'œsophage. La contamination se fait par ingestion d'hôtes intermédiaires véhiculant des kystes.

Besnoitia sp.

[20]

C'est un parasite du chat uniquement, survenant plutôt en zone rurale. Deux espèces parasitent le chat en Europe : *Besnoitia besnoiti* et *B. wallacei*

Les ookystes mesurent 15 x 13 µm, ils sont petits, sub-sphérique de contenu clair; ils sont émis non sporulés. Après sporulation, le kyste contiendra deux sporocystes contenant chacun 4 sporozoïtes. Ils sont indiscernables des kystes des genres *Hammondia* et surtout *Toxoplasma* (cf. Illustration 1).

Le cycle est dixène. C'est un parasite qui se développe dans le cytoplasme des cellules de l'épithélium digestif. Les kystes à bradyzoïtes se trouvent dans la peau des hôtes intermédiaires (rats, souris pour *B. wallacei*, ruminants, léporidés pour *B. besnoiti*). La sporulation est exogène et dure 2 à 4 jours, les sporocystes ne sont donc pas immédiatement infestants. Les ookystes sont très résistants dans le milieu extérieur et peuvent persister plusieurs mois. La contamination du chat a lieu par ingestion d'un hôte intermédiaire.

Sarcocystis sp.

[20]

Ce sont des parasites spécifiques, certaines espèces sont donc spécifiques des félidés. Ces coccidioses sont cosmopolites, rencontrées dans les élevages et collectivités. La prévalence des coccidioses à *Sarcocystis* est faible. Les *Sarcocystis* se localisent profondément dans la paroi digestive, au niveau de la *lamina propria*. L'atteinte des vaisseaux provoquent des hémorragies et de l'œdème. Les troubles perdureront plus longtemps que lors d'une atteinte par le genre *Isospora*.

Les kystes sont globuleux, ils sont toujours sporulés dans les matières fécales. Ils mesurent 12-15 x 8-12 µm (cf. Illustration 1). Chaque ookyste contient deux sporocystes chacun d'eux contenant quatre sporozoïtes. Il arrive que l'on retrouve dans les fèces les sporocystes libres ou en voie de séparation (forme dite en haltère).

Les espèces du genre *Sarcocystis* sont des parasites dixènes obligatoires qui se caractérisent, chez l'hôte définitif par une absence de schizogonie et une sporogonie endogène aboutissant à l'élimination de sporocystes sporulés durant une période patente pouvant être longue (2 mois). Ces sporocystes sporulés sont infectants pour les hôtes intermédiaires chez lesquelles les kystes vont se localiser dans le tissu musculaire. Suivant l'espèce parasitaire, l'hôte intermédiaire est un porc, un cheval, un ruminant. Le chat se contamine par ingestion de kystes à bradyzoïtes localisés dans les muscles des hôtes intermédiaires.

II. ANALYSE COPROSCOPIQUE ET DIAGNOSE DES ELEMENTS PARASITAIRES

1. Méthode d'analyse utilisée dans notre enquête

[37], [19]

1.1. Macroscopique

L'analyse macroscopique a été pratiquée systématiquement avant tout examen microscopique des fèces. Elle consiste à évaluer la qualité du prélèvement et à rechercher à l'œil nu la présence d'éléments parasitaires dont la taille est suffisante pour être distingués. L'élimination de parasites dans les matières fécales est extrêmement irrégulière. Toutefois cette méthode est à employer pour la recherche de certains cestodes (*Dipylidium caninum*, *Taenia*) dont les segments ovigères sont éliminés dans les fèces.

En médecine des carnivores domestiques, il est possible d'utiliser les matières fécales agglomérées sur le thermomètre. Cette technique présente l'avantage d'être simple, rapide et extrêmement peu coûteuse. Elle peut être indiquée dans l'examen de routine chez les carnivores domestiques.

La quantité observée est trop faible pour être représentative du volume fécal total. De plus, cette technique ne permet pas l'élimination des plus gros débris qui vont gêner considérablement l'observation. Enfin, cette technique souffre d'une très faible sensibilité. C'est pourquoi le résultat ne devra être pris en compte que lors d'une positivité. En aucun cas, un résultat négatif permettra d'écarter une hypothèse parasitaire.

1.2. Microscopique : Méthode d'enrichissement par flottation en OvassayND

La coprologie microscopique correspond à la recherche dans une petite quantité de matières fécales des formes pré-imaginale (larves et oeufs) d'helminthes et des ookystes de coccidies. Ces formes de dissémination sont éliminées en nombre élevé ce qui facilite leur observation, de façon plus constante et plus régulière que les vers adultes.

La flottation (ou flottaison) est la technique d'enrichissement la plus utilisée en médecine vétérinaire. Elle a pour objet de concentrer les éléments parasitaires à partir d'une très petite quantité de déjections. Elle repose sur l'utilisation de solutions dont la densité est supérieure à celle de la plupart des oeufs de parasites ($d=1,1$ à $1,2$). Le but est de faire remonter les éléments parasitaires tout en laissant couler les débris fécaux.

Il s'agit d'une technique facile à mettre en oeuvre, peu coûteuse, rapide et sensible (concentration des éléments parasitaires et élimination des débris fécaux).

Les limites de la technique sont inhérentes aux caractéristiques de la solution employée, à savoir dans notre cas du chlorure de sodium de densité comprise entre $1,18$ et $1,2$. Cette solution est très peu coûteuse et facile à préparer (diluer 400 grammes de sel de cuisine dans de la quantité suffisante d'eau pour obtenir un litre de solution) mais elle a tendance à former des cristaux et à déformer les oeufs.

La technique est simple et rapide : un gramme de fèces est déposé dans un pot du kit OvassayND, puis la solution dense est versée en petite quantité de façon à homogénéiser au fur et à mesure à l'aide de l'agitateur. Il faut veiller à ne pas faire de bulles qui gêneraient la lecture. Quand le pot est à moitié rempli, le filtre est fixé sur ce dernier et le remplissage se termine jusqu'à la formation d'un ménisque. Une lamelle 22×22 est déposée pendant 10 minutes puis la lecture est entreprise au microscope. Deux autres lamelles seront déposées et le nombre d'oeufs dénombrés sur ces trois lamelles représentera la quantité contenue dans un gramme d'excréments. La lecture se fait à l'objectif $\times 4$ pour les oeufs d'helminthes et $\times 40$ pour la recherche des ookystes de protozoaires.

Diagnostic des éléments parasitaires

(Figure 1)

Diagnostic des vers

La diagnose des vers repose sur la forme de leur section : circulaire ou rectangulaire. Pour les vers à section circulaire, la présence d'ailes cervicales bien développées ou au contraire à peine visibles permet de différencier *Toxocara cati* de *Toxascaris leonina* respectivement. Pour les vers à section rectangulaire la diagnose s'attache au nombre de pores génitaux et à leur position.

Diagnostic des oeufs et des kystes

Les oeufs et les larves se différencient en premier lieu par leur taille, les éléments de petite taille étant des kystes de protozoaires. Pour les éléments de plus de $30\mu\text{m}$, on s'attache à la présence ou à l'absence de bouchons polaires. Pour les oeufs et kystes n'ayant pas de bouchons polaires, il existe des oeufs globuleux à sub-sphériques et des oeufs ovales. Pour les oeufs sub-sphériques à globuleux, il faut observer ce que contient l'oeuf : une larve hexacanthé, une cellule unique.

Diagnostic des larves

Pour les larves on distingue les larves rhabditoïde (*Stongyloides sp.*) et les larves strongyloïde (*Aelurostrongylus abstrusus*).

Figure 1: Diagnose des éléments parasitaires

Diagnose des vers :

- ver de section circulaire, blanchâtre, > 5 cm : ascaris au sens large
 - présence d'ailes cervicales bien développées (à la loupe) : *Toxocara cati*
 - ailes cervicales à peine visibles : *Toxascaris leonina*
- segment plat blanchâtre
 - 2 pores génitaux : *Dipylidium caninum*
 - 1 pore génital
 - médio-ventral : *Mesocestoides sp.*
 - latéral : *Taenia taeniaeformis*, *Echinococcus multilocularis*

Diagnose des œufs et des kystes :

- Élément de petite taille : kystes de protozoaires
- Élément de taille >30 µm
 - Présence de bouchons polaires
 - Œuf en « tonneau », contenu clair : *Capillaria aerophila*
 - Absence de bouchons polaires
 - Œuf globuleux à sub-sphérique
 - Œuf contenant une larve hexacanthé, Ø=40 µm
 - Nombreux œufs contenus dans une membrane ovigère ; *Dipylidium caninum*
 - Œuf à paroi épaisse, striée : *Taenia taeniaeformis*, *Echinococcus multilocularis*
 - Œuf à paroi très fine, lisse : *Mesocestoides sp.*
 - Œuf contenant une cellule unique, paroi épaisse, Ø= 75 µm

- Paroi d'apparence piquetée, contenu d'aspect rugueux : *Toxocara cati*
- Paroi lisse, contenu d'aspect en verre dépoli : *Toxascaris leonina*
- Œuf à paroi très fine, lisse, contenant une cellule unique, très lumineux : kyste d'*Isospora felis*

□ Œuf ovale : *Uncinaria sp*, *Ankylostoma*

III ETUDES EPIDEMIOLOGIQUES PUBLIEES

Plusieurs types d'études épidémiologiques ont été pratiqués pour étudier la prévalence des vers des chats. Outre les enquêtes épidémiologiques sur les chats eux mêmes par étude coproscopique, sérologique, voire même par autopsie, d'autres études s'attachent à la contamination des sols, notamment des jardins publics. Enfin quelques études portent sur la prévalence chez l'Homme des agents zoonotiques transmis par le chat.

1. Epidémiologie des infestations endoparasitaires des chats

Devant la multitude des enquêtes pratiquées, plus ou moins récentes, une liste exhaustive de ces enquêtes paraît laborieuse, voire inutile. De plus les enquêtes ayant été menées dans diverses régions du monde, les parasites recherchés diffèrent. Les informations recueillies par ces études sont ponctuelles et difficilement comparables entre elles.

Par exemple, selon les études, la prévalence de *Toxocara cati* varie de 3,9% [46] à 57,2% [68] dans le monde. Rien qu'en Europe, la prévalence relevée est de 9,5% [32] à 55,2% [23]. Ces disparités se retrouvent aussi pour d'autres parasites comme par exemple les *Giardia* dont la prévalence varie de 0,58% [27] à 80% [63].

La disparité des résultats pour la prévalence des *Giardia* a été attribuée à la méthode de détection selon une étude portant sur 40 échantillons rapporte des prévalence de 5, 80 et 60% selon la méthode de détection utilisée, à savoir respectivement par coproscopie microscopique, par PCR, et par un test Elisa [63]. Pourtant une autre étude [28] a montré que la sensibilité de deux coproscopies par flottation est équivalente à celle d'un test Elisa.

Pour d'autres parasites comme *Toxocara cati* il apparaît peu probable que la méthode de détection influe sur les résultats, ce parasite étant relativement aisé à mettre en évidence, la disparité dans ce cas viendrait plutôt de la population étudiée. En effet, les populations diffèrent fortement : du chat errant au chat domestique, de milieux de vie pauvres aux milieux riches, de la campagne à la ville...

2. Contamination des sols

L'étude des sols se fait par des échantillonnages dans les jardins publics, notamment les bacs à sable où jouent les enfants. Le but est d'évaluer le risque zoonotique pour cette jeune population.

Parmi ces enquêtes, l'une porte sur des jardins de l'agglomération toulousaine et révèle que 38% des prélèvements effectués dans les bacs à sable présentent des œufs de *Toxocara sp*. [34], [35]. Ces recherches ne permettent pas toujours de différencier les œufs provenant des chiens ou des chats, néanmoins la plupart de ces parcs étant clos et interdits aux chiens on peut estimer que le chat est responsable en grande partie de la contamination de ces jardins. Ainsi une étude menée sur des jardins dans la ville de Sapporo au Japon a permis de mettre en évidence des œufs de *Toxocara cati* [61].

3. Contamination de l'homme

Quelques études portent sur la contamination de l'homme. Outre le recensement des syndromes de *larva migrans* dont certains sont dus à des vers du chat, d'autres études s'attachent plus particulièrement à recenser un portage asymptomatique chez des populations exposées. Ainsi une étude sérologique sur une population cliniquement saine montre des prévalences à *Toxocara cati* de 7, 5 et 4% aux Etats-Unis, Canada et Grande Bretagne respectivement [9].

Plusieurs études épidémiologiques ont été menées sur l'homme dans la région Midi-Pyrénées. Une première enquête en 1982 a montré une séroprévalence de 8,03% sur 889 sérums sur des sujets souffrant d'un syndrome de *larva migrans*. Une seconde étude sur 255 sérums de donneurs de sang adultes prélevés à Toulouse

(166) et à Mirande (89) dans le Gers a révélé une séroprévalence de 4,82% et 14,6% respectivement, ce qui est élevé [42]. Une troisième étude portant sur 92 cas de *larva migrans* a mis en évidence que la maladie touche préférentiellement les femmes, et les sujets âgés [56]. Une quatrième étude a décelé une infestation par *Toxocara* sur 37 adultes grâce à une augmentation des anticorps. Cette enquête a permis de mettre en évidence des facteurs de risque : la chasse ou vivre dans un foyer contenant un chasseur, vivre dans un village de moins de 500 personnes [43]. Enfin une enquête menée sur 111 étudiants de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse a révélé une séroprévalence de la toxocarose de 11,8%, cette séroprévalence était nettement plus élevée chez les étudiants consommant du foie de veau ou d'agneau cru ou peu cuit [4].

Tableau 1 : études épidémiologiques réalisées en Amérique du sud

Réf.	Lieu, Année	Population	Méthode	Résultats
[60]	Mexique, 2003	520 chats domestiques dont 399 vivent en maison et 121 en appartement	Coproscopie 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.
[80]	Brésil, 2003	131 Chats domestiques et chats errants	Coproscopies	43,5% <i>Ancylostoma</i> spp. 19,1% <i>Toxocara</i> spp. 7,6 % <i>Toxascaris leonina</i> 43,5% <i>Isospora</i> spp. 6,1% <i>Giardia</i> spp. 0,8% <i>Sarocystis</i> spp.
[53]	Brésil, 2004	135 chats dont 99 errants et 36 issus de refuge	Autopsies	65,9% <i>Ancylostoma braziliense</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>
[81]	Argentine, 2006	465 fécès de chats récupérés dans les espaces publics	Coproscopies (flottation)	35,7% <i>Toxocara cati</i> 9,9% <i>Trichuris</i> spp. 8,8% <i>Toxascaris leonina</i> 8,2% <i>Ancylostoma</i> spp. 1,5% <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> 11,8% <i>Isospora</i> spp.

Tableau 2 : Etudes épidémiologiques réalisées en Amérique du nord

Réf.	Lieu, Année	Population	Méthode	Résultats
[87]	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>
[59]	Nouvelle Ecosse, 1978	299 chats errants	Coproscopies	25,1% <i>Toxocara cati</i> 0,3% <i>Toxascaris leonina</i>
[54]	Lowa, 1978	11995 chats	Coproscopies	2,8% <i>Toxocara cati</i>
[70]	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>
[52]	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
[46]	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>
[82]	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>
[27]	40 Etats des USA, 2003 - 2004	211105 chats	Coproscopies par flottation	1,4% Coccidies 0,58% <i>Giardia sp.</i>
[71]	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>
[24]	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>

Tableau 3 : Etudes épidémiologiques réalisées en Asie

Réf.	Lieu, Année	Population	Méthode	Résultats
[3]	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>
[51]	Irak, 2004	50 chats domestiques	Coproscopies	34% <i>Dipylidium caninum</i> 14% <i>Toxocara cati</i> 12% <i>Taenia spp.</i> 30% <i>Toxoplasma oocysts.</i>
[48]	Japon, 2005	460 chats domestiques		13,0% <i>Toxocara cati</i>
[49]	Japon, avril 2003 - 2005	600 chats domestiques	Kit Elisa pour les <i>Giardia</i>	40% <i>Giardia</i>

Tableau 4 : Etudes épidémiologiques réalisées en Afrique

Réf.	Lieu, Année	Population	Méthode	Résultats
[74]	Nigeria, 1985	22 chats domestiques	coproscopie	31,8 % <i>Toxocara cati</i>
[45]	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.

Tableau 5 : Etudes épidémiologiques réalisées en Australie

Réf.	Lieu, Année	Population	Méthode	Résultats
[67]	Sydney , 1975	404 chats	Autopsies	57,2% <i>Toxocara cati</i> 0,74% <i>Toxascaris leonina</i>
[83]	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).
[62], [63]	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.
[72]	Ille 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>Ollulanus tricupsis</i> 15% <i>Isospora felis</i> 7% <i>Cryptosporidium sp.</i> 7% <i>Sarcocystis sp.</i> 4% <i>Isospora rivolta</i> 2% <i>Giardia</i>

Tableau 6 : Etudes épidémiologiques réalisées en Europe (1)

Réf.	Lieu, Année	Population	Méthode	Résultats
[86]	Belgique, 1973	500 chats	Coproscopies par flottation	65,2% <i>Toxocara cati</i> 42,7% <i>Taenia taeniaeformis</i> 38,6% <i>Ankylostoma tubaeformae</i> 25% <i>Capillaria sp.</i> 3,6% <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> 3,6% <i>Dipylidium caninum</i> 28,6% <i>Isospora sp.</i> 10,8% <i>Giardia</i>
[69]	Londres 1978 - 1980	947 chats domestiques	Autopsies et coproscopies	11,5% <i>Toxocara cati</i> 1,2% <i>Dipylidium caninum</i> 1,2% <i>Taenia taeniaeformis</i> 0,2% <i>Toxascaris leonina</i> 1,9% <i>Isospora felis</i> 0,8% <i>Isospora rivolta</i>
[70]	Angleterre, 1978 - 1980	92 chats errants	92 Autopsies et 69 coproscopies par flottation	53,3% <i>Toxocara cati</i> 34,8% <i>Dipylidium caninum</i> 12,0% <i>Taenia taeniaeformis</i> 1,1% <i>Toxascaris leonina</i> 4,3% <i>Isospora felis</i>
[44]	Belgique, 1980	56 chats	Autopsies puis coproscopies par flottation	26% <i>Toxocara cati</i> 9% <i>Toxascaris leonina</i> 8% <i>Dipylidium caninum</i> 17% <i>Taenia taeniaeformis</i> 2% <i>Ankylostoma tubaeformae</i>
[31]	Danemark, 1984	230 chats errants adultes		79 % <i>Toxocara cati</i> 14% <i>Dipylidium caninum</i> 11% <i>Taenia taeniaeformis</i>
[11]	Belgique, 1985	150 chats domestiques	Coproscopies après flottation	22,7% <i>Toxocara cati</i> 6% <i>Ankylostoma sp.</i> 8% <i>Isospora rivolta</i> 6,7% <i>Isospora felis</i> 2,7% Ookystes de <i>Toxoplasma gondii</i>
[36]	Hongrie, 1988	122 chats en consultation 28 chats errants	Coproscopies	32% <i>Toxocara cati</i> 2% <i>Toxascaris leonina</i>
[85]	Belgique, 1990	30 chats	25 autopsies et 30 coproscopies après flottation	60% <i>Toxocara cati</i> 36,6% <i>Ankylostoma tubaeformae</i> 20% <i>Taenia taeniaeformis</i> 30% Coccidies 0% <i>Toxoplasma</i>
[32]	Allemagne, 1984-1991	1157	coproscopies	9,5% <i>Toxocara sp.</i> 4,5% <i>Taenia sp.</i> 1,4% <i>Dipylidium caninum</i> 1,0% <i>Capillaria spp.</i> 1,0% <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> 0,5% <i>Ancylostoma spp.</i> 4,6% <i>Isospora spp.</i> 2,4 % <i>Giardia spp.</i> 0,6% <i>Toxoplasma gondii</i> 0,3% <i>Sarcocystis sp.</i>

Tableau 7 : Etudes épidémiologiques réalisées en Europe (2)

Réf.	Lieu, Année	Population	Méthode	Résultats
[23]	Espagne, 1989-1992	58 chats errants	Autopsies	55,2% <i>Toxocara cati</i> 55,2% <i>Joyeuxiella pasqualei</i> 29,3% <i>Ancylostoma tubaeforme</i> 20,7% <i>Diplopylidium acanthotetra</i> 20,7% <i>Dipylidium caninum</i> 13,8% <i>Mesocestoides</i> spp. 8,6% <i>Taenia taeniaeformis</i> 8,6% <i>Diplopylidium nöllei</i>
[12]	Allemagne, 1992	70 portées de chattes vivant à la ferme 30 portées de chattes vivant en intérieur		Résultats ferme / intérieur : 77,1%/ 3,3% <i>Toxocara cati</i> 1,4%/ 0% <i>Ankylostoma</i> sp. 10%/ 0% <i>Capillaria</i> sp. 10%/ 0% <i>Taenia taeniaeformis</i> 67,1%/ 46,6% <i>Isospora felis</i> 48,6%/ 33,3% <i>Isospora rivolta</i> 17,1%/ 0% <i>Toxoplasma</i> / <i>Hammondia</i> 4,3%/ 3,3% <i>Cryptosporidium</i> <i>parvum</i> 1,4%/ 6,6% <i>Giardia</i> pp.
[73]	Irlande, 1994	181 chats	Autopsies	42% <i>Toxocara cati</i>
[75]	Pays-Bas, 1993-1994	236 chats domestiques 56 chats errants	Coproscopies par flottation	Chats domestique et errants respectivement : 4,7% et 21% <i>Toxocara cati</i> 0% et 5,4% <i>Toxascaris leonina</i>
[76]	Pays-Bas, 1995 - 1996	225 chats adultes et 112 chatons (moins de 6 mois) issus d'élevage	Coproscopies par flottation	2% et 0% <i>Toxocara cati</i> respectivement chez les adultes et les chatons
[26]	France – Allemagne, 1995	3000 chats		11,04% <i>Toxocara cati</i> 0,3% - 0,5% <i>Ankylostoma</i> sp., <i>Toxascaris leonina</i> , <i>Dipylidium</i> sp. or <i>Taenia</i> sp.
[13]	France, (ENVL) 1995 – 1996	80 chats ayant une diarrhée		10% <i>Giardia</i> sp.
[38]	France, 1997	98 chats présentés aux consultations des ENV dont 58 vivent en ville, 24 à la campagne et 15 en chatterie	Coproscopies par Ovassay ND	14,2% <i>Toxocara cati</i> 3% <i>Dipylidium caninum</i> 0% <i>Toxascaris leonina</i> 0% <i>Ankylostoma tubaeformae</i> 0% <i>Uncinaria stenocephala</i>
[14]	France (région parisienne) 1998 - 1999	34 chats domestiques	2 coproscopies : une par flottation et une par sédimentation	2,9% <i>Toxocara cati</i> 2,9% <i>Taenia taeniaeformis</i> 8,8% <i>Giardia</i> sp. 2,9% <i>Isospora</i> sp. 2,9% <i>Cryptosporidium parvum</i>
[55]	France, nord- ouest de la France 1999	180 chats		14% <i>Toxocara cati</i> 5,5% Cestodes

Tableau 8 : Etudes épidémiologiques réalisées en Europe (3)

Réf.	Lieu, Année	Population	Méthode	Résultats
[10]	Allemagne, 1999 - 2002	3167 chats	Coproscopies (sédimentation et méthode de Baermann) Test antigénique pour <i>Giardia</i>	26,2% <i>Toxocara cati</i> 7,0% <i>Capillaria sp.</i> 2,7% <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> 2,6% <i>Taeniidae</i> 0,3% <i>Ankylostoma tubaeforme</i> 0,1% <i>Dipylidium caninum</i> 51,6% <i>Giardia sp.</i> 15,3% <i>Isospora felis</i> 7,9% <i>Isospora rivolta</i> 4,5% <i>Toxoplasma / Hammondia</i> 2,2% <i>Sarcocystis sp.</i>
[79]	Pays-Bas, 2004	305 chats vivant en chatterie	Coproscopies	28,2% <i>Toxocara cati</i> 11,2% <i>Capillaria sp.</i> 3,0% <i>Ankylostoma tubaeforma</i> 9% <i>Taenia taeniaeformis</i> 2,6% <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> 33,4% <i>Isospora sp.</i> 1,0% <i>Giardia intestinalis</i> 0,3% <i>Toxoplasma gondii</i>
[77]	Pologne, 2005			22,1% <i>Toxocara cati</i>
[65]	Espagne, 2004	585 chats dont 317 chats errants, 48 chats de ferme et 220 chats domestiques	Coproscopies, méthode de flottation (Telemann) Sérologie pour <i>Toxoplasma gondii</i>	18,3% <i>Toxocara cati</i> 3,7% <i>Taenia like</i> 2,6% <i>Dipylidium caninum</i> 1,3% <i>Toxascaris leonina</i> 1,3% <i>Capillaria sp.</i> 1% <i>Ancylostoma sp.</i> 1% <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> 6,3% <i>Isospora sp.</i> 0% <i>Toxoplasma gondii</i> 32,3% <i>Toxoplasma gondii</i>

2^{EME} PARTIE : ETUDE EXPERIMENTALE

Comme vu précédemment un certain nombre d'études épidémiologiques ont été entreprises dans les diverses régions du globe. Peu d'études ont finalement été menées chez les chats en France. Le but de cette enquête est d'approfondir la connaissance de l'épidémiologie des vers du chat en France en étudiant la prévalence de ces parasites dans la région Midi-Pyrénées.

I PROTOCOLE

1. Obtention des prélèvements

Les fèces de chat ont été récoltées de janvier à octobre 2006 sur les chats présentés aux consultations de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse. Devant la difficulté d'obtenir des fèces pendant la consultation et ce malgré la prise de laxatif à action rapide comme le MicrolaxND (Sorbitol, Citrate trisodique, Laurylsulfoacétate sodique), il a été décidé de téléphoner aux propriétaires la veille des consultations de façon à ce qu'ils amènent des fèces récoltées dans les litières de leurs animaux. Un questionnaire (Annexe 1) a été rempli par les étudiants s'occupant des propriétaires dans les différents services. Ces derniers changeant toutes les semaines il a été difficile de les prévenir à l'avance pour le questionnaire et ce malgré les différentes affiches placées à la clinique. Ainsi dans quelques cas les étudiants ont rempli le questionnaire après le départ du propriétaire et n'avaient donc pas toutes les données.

2. Analyse coproscopique

Etant moi même en service de consultation, je n'ai pas pu voir tous les animaux et donc détecter une éventuelle présence de *Dipylidium caninum* aux marges de l'anus. L'examen macroscopique des fèces a été effectué avant d'entreprendre un enrichissement par flottation à l'aide d'un kit OvassayND (cf. paragraphe II.1.2 de la 1^{ère} partie). Aucune coloration de lames n'a été effectuée.

II POPULATION ET MILIEU DE L'ETUDE

1. La région toulousaine

Quatrième ville de France, traversée par la Garonne et le canal du midi, Toulouse est la préfecture de la Haute-Garonne et de la région Midi-Pyrénées qui regroupe les départements de l'Ariège, de l'Aveyron, la Haute-Garonne, le Gers, le Lot, les Hautes-Pyrénées, le Tarn et le Tarn-et-Garonne. Elle est surnommée la "ville rose" en raison de la couleur du principal matériau de construction traditionnel local : la brique en terre cuite [88].

2. La géographie de Toulouse

L'altitude moyenne à Toulouse est de 141 mètres. Le relief est marqué par la convergence des vallées d'affluents à la Garonne : l'Ariège au sud, dominé par les coteaux pentus du Lauragais à Vieille-Toulouse ; l'Hers-Mort qui se jette au nord de Toulouse en une vaste plaine dite de "Lalande" séparée à l'est du site même de la ville par une ligne faiblement accidentée, avec notamment les collines de Montaudran et de Jolimont; enfin à l'ouest de la ville, trois terrasses s'étagent pour atteindre les coteaux de Gascogne.

La ville de Toulouse fait 11830 hectares de superficie, c'est-à-dire un peu plus que Paris [88].

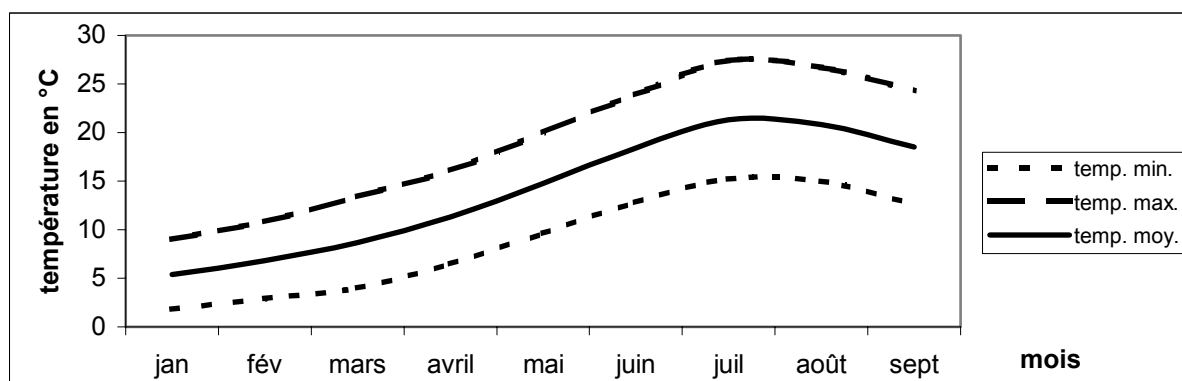
3. Le climat de la région toulousaine

La ville bénéficie, de par sa position à l'intersection des influences océanique et méditerranéenne, d'un climat tempéré doux en automne et au printemps et assez chaud et sec en été. Les vents dominants sont, par ordre d'importance, le vent d'ouest (amenant généralement de l'humidité de l'océan Atlantique), le vent de sud-

est (aussi appelé vent d'autan, plutôt chaud et sec) et le vent du nord, nettement moins fréquent et généralement froid et sec (amenant l'air de masses anticycloniques froides placées sur le nord de l'Europe).

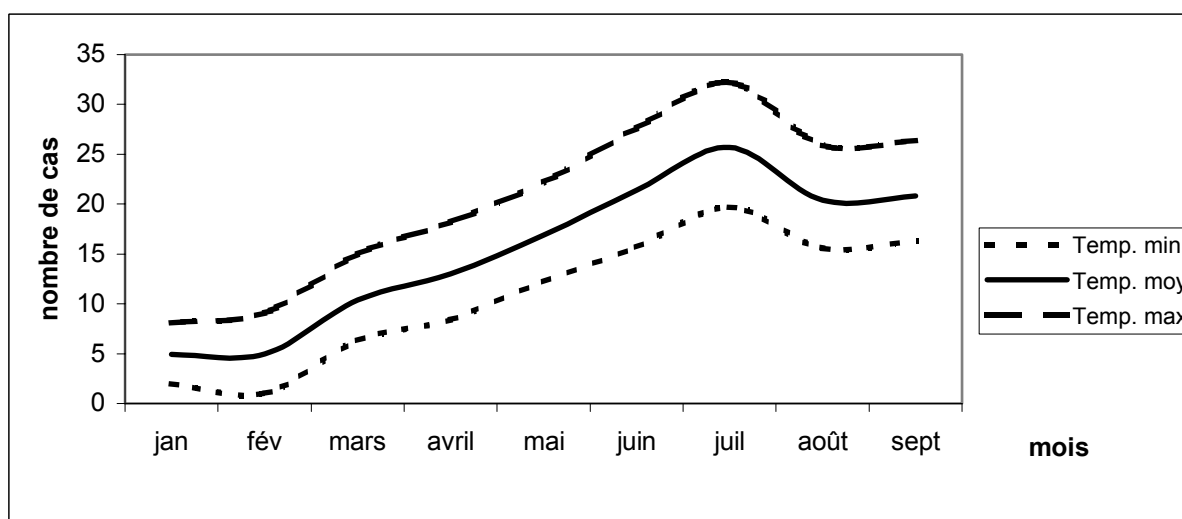
La ville connaît en moyenne, un ensoleillement de 2047 heures par an pour une moyenne nationale de 1973 heures, 656 mm de pluie par an pour une moyenne nationale de 770 mm. De plus, Toulouse connaît 24 jours de fortes chaleurs et 33 jours de gel [88].

Graphique 1 : relevés mensuels de la température à Toulouse-Blagnac entre 1961 et 1990

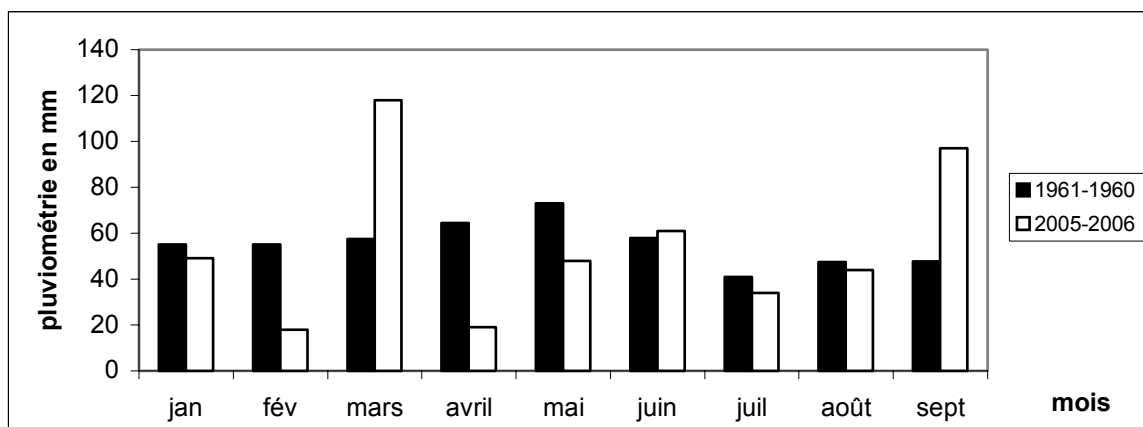


D'après les données de températures relevées entre 1961 et 1990 par la météorologie nationale (graph. 1) [47], les moyennes minimales interviennent en janvier (5°C), et les moyennes maximales en août (23°C). Les mois les plus pluvieux sont les mois d'avril, mai, juin. Cependant durant notre étude (graph. 2) [64], les températures minimales ont été relevées en février et les températures maximales en juillet ; l'année a été globalement peu pluvieuse hormis les mois de mars et de septembre (graph. 3).

Graphique 2 : relevés mensuels de la température à Toulouse-Blagnac pendant l'étude



Graphique 3 : pluviométrie



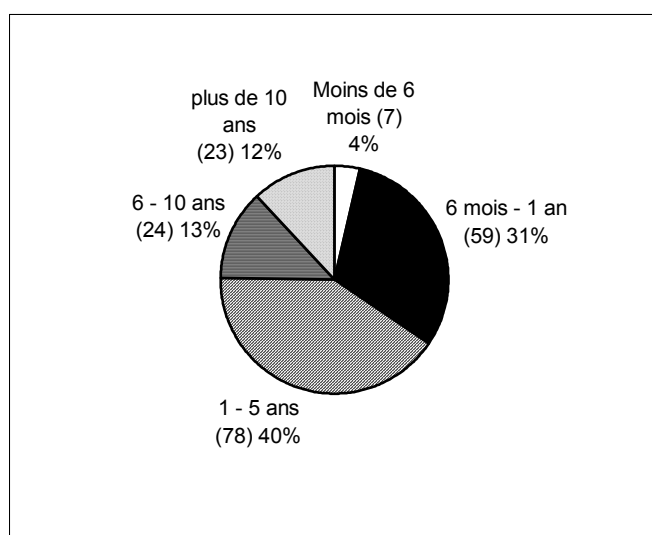
4. La population de chats étudiée

4.1. Sex-ratio

La distribution est parfaitement homogène au niveau du sexe puisqu'il y a 101 mâles et 101 femelles.

4.2. Distribution selon l'âge

graphique 4 : Distribution des animaux selon l'âge



66 chats avaient moins d'un an soit 32,7%. 78 chats avaient entre un et cinq ans, soit 38,6% ; 24 chats avaient un âge compris entre six et dix ans, soit 11,9% ; 23 chats étaient âgés de plus de dix ans, soit 11,4% des animaux. Enfin pour 11 chats, l'âge n'a pu être évalué, ces chats ayant été trouvés par leurs propriétaires.

4.3. Mode de vie

Parmi les 202 chats de l'étude, 98 ont accès à un parcours extérieur, soit 48,5% et 94 vivent exclusivement en intérieur soit 43,6% des chats. Pour 10 de ces animaux, le questionnaire n'a pas été rempli et

leur mode de vie n'est pas connu. Aucun chat ne vivait exclusivement en extérieur, ceci est dû à la méthode de récolte des échantillons, à savoir dans la litière des animaux.

4.4. Vermifugation

90 chats ont été vermifugés dans les trois derniers mois soit 44,6% et 94 chats ne l'ont pas été, soit 46,5%. Enfin pour 18 chats ce statut n'est pas connu.

4.5. Stérilisation

Plus de la moitié des chats (121) étaient stérilisés soit 59,9%, 80 n'étaient pas stérilisés, soit 39,6% et enfin pour un chat ce statut n'était pas connu. Le pourcentage d'animaux stérilisés est de 60,4% chez les mâles et de 59,4% chez les femelles.

4.6. Présence d'autres animaux dans le foyer

74 chats vivaient au moins avec soit un chien, soit un chat, soit 36,6%. 89 chats étaient les seuls animaux du foyer, soit 44% et pour 29 animaux ce renseignement n'a pas été fourni.

III Résultats et discussion

1. Prévalence des parasites dans la population totale

Sur 202 cas étudiés, 113 chats présentaient au moins un parasite intestinal soit une prévalence de 55,9%. Les parasites trouvés étaient distribués de la façon suivante : 19 chats présentaient des œufs de *Toxocara cati* dans leur fèces soit une prévalence de 9,4%, 103 chats étaient porteurs de *Giardia* soit une prévalence de 51,0%, 3 chats présentaient des coccidies soit une prévalence de 1,5% et enfin des larves d'*Aelurostrongylus abstrusus* ont été relevées sur un seul animal, soit une prévalence de 0,5%. 12 chats présentaient une infection mixte avec *Toxocara cati* et des *Giardia*, et un chat avait une infection mixte avec des coccidies et des *Giardia*.

La prévalence de *Giardia* dans notre étude est plus élevée que bon nombre d'études mais est en accord avec les récentes détections établies par des kits de test ELISA ou par PCR. Ainsi une enquête menée au Japon révèle une prévalence de *Giardia* de 40% par test ELISA alors qu'une autre étude toujours menée au Japon annonçait une prévalence de 0,8-1,7% par une méthode microscopiques après enrichissement par flottation. Certaines publications attribuent ces fortes différences de résultat à la méthode utilisée [63], attribuant une moindre sensibilité aux méthodes coproscopiques comparativement aux méthodes par test ELISA et PCR. En fait s'il est vrai qu'une seule coproscopie selon une méthode par flottation est moins sensible qu'une détection par test ELISA, une étude a prouvé que la réalisation de deux tests coproscopiques à 24 heures d'intervalle ont une sensibilité significativement semblable à un seul test ELISA [28]. Néanmoins notre étude, faite avec une seule coproscopie, a permis de mettre en évidence une prévalence aussi élevée que par des méthodes par ELISA.

Tableau 9 : Prévalence parasitaire selon l'âge

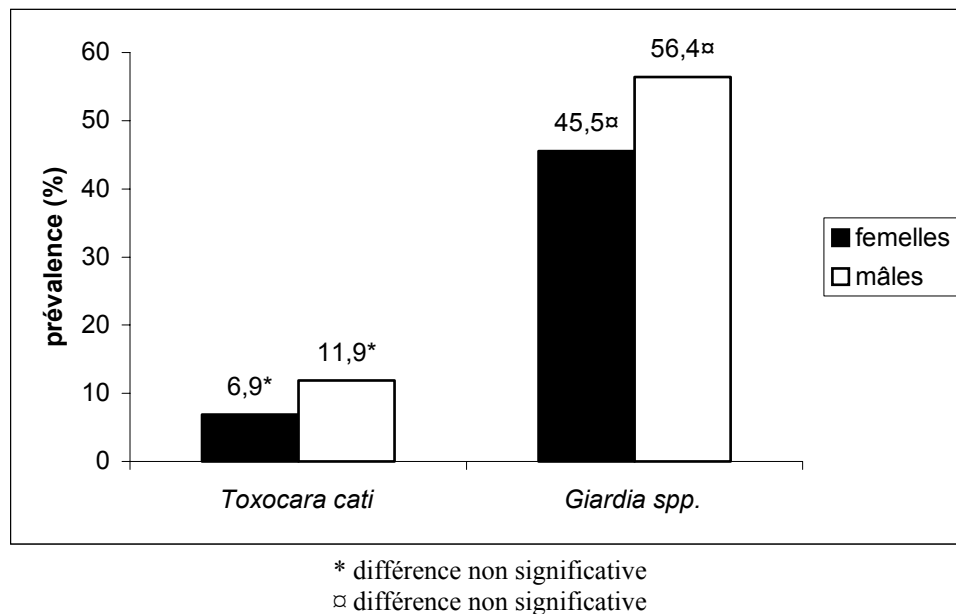
< 6 mois	6 mois – 1 an	1 – 5 an	6 – 10 ans	> 10 ans
85,7%	72,9%	51,3%	41,7%	34,8%

D'après le tableau ci-dessus, les prévalences parasitaires diminuent avec l'âge. Le chat infesté par *Aelurostrongylus abstrusus* est un femelle non stérilisée, âgée de moins d'un an et qui a la possibilité de sortir. Les chats infestés par des coccidies sont trois mâles castrés, deux sont âgés de moins d'un an et l'un a entre un et 5 ans, deux ont accès à l'extérieur.

Etant donné le peu de cas de coccidies et d'*A. abstrusus* de l'étude, aucun calcul statistique n'a été fait pour ces parasites, le reste de cet écrit ne portera donc que sur *Giardia sp.* et *Toxocara cati*.

2. Prévalence des parasites selon le sexe

Graphique 5 : Prévalence selon le sexe



2.1. Cas de *Toxocara cati*

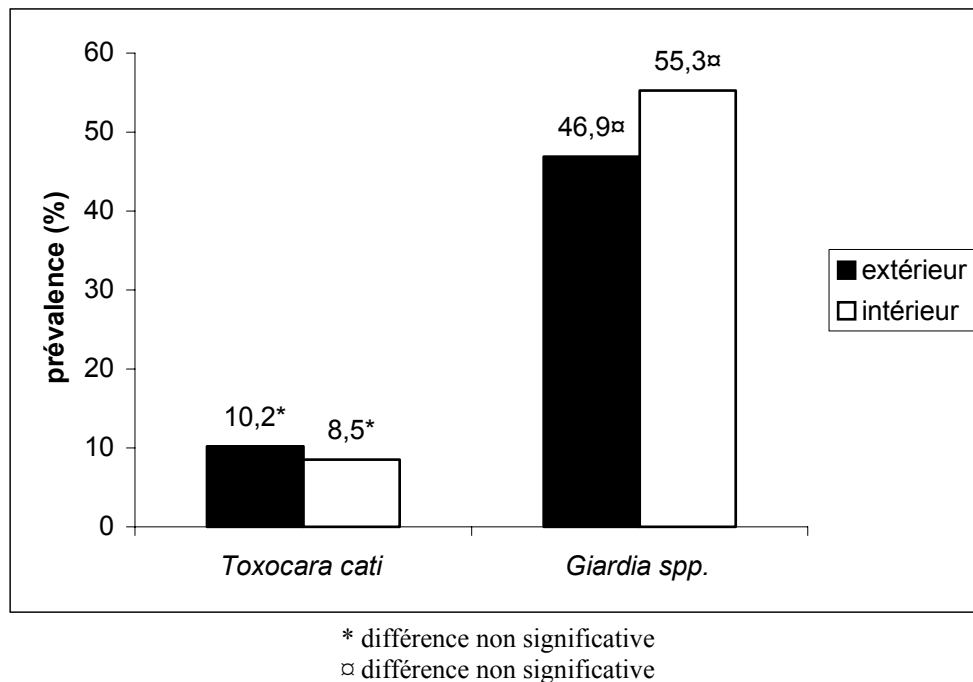
La prévalence de *Toxocara cati* chez les femelles dans l'étude est de 6,9% et de 11,9 % chez les mâles. Cette différence entre les deux sexes n'est pas significative ($\chi^2 = 1,45$) [73]. Ces résultats sont concordants avec d'autres études menées à Dublin [73] sur 181 chats, aux Pays-Bas [75] sur 236 chats domestiques et 56 chats errants, à Perth en Australie sur 418 chats [62], en Espagne sur 58 chats errants [23].

2.2. Cas des *Giardia*

La prévalence des *Giardia sp.* chez les femelles est de 45,5% et de 56,4 % chez les mâles. Cette différence entre les deux sexes n'est pas significative ($\chi^2 = 2,4$) [73]. D'autres études ont conclu aux mêmes résultats : au Japon sur 600 chats domestiques [49], à Perth en Australie sur 226 chats [83].

Prévalence des parasites selon le mode de vie

Graphique 6 : Prévalence selon le mode de vie



Cas de *Toxocara cati*

Pour les chats vivant exclusivement en intérieur, la prévalence de *Toxocara cati* est de 8,5% alors que pour les chats pouvant sortir à l'extérieur, la prévalence est de 10,2%. Cette différence n'est pas significative ($\chi^2=0,08$) [73].

Les diverses publications étudiant une possible corrélation entre le mode de vie et la prévalence de *Toxocara cati* apportent des résultats différents.

Une étude à Perth en Australie sur 418 chats n'établit aucun lien entre le mode de vie et cette prévalence [62].

Une enquête aux Pays-Bas n'établit aucun lien entre la prévalence de *Toxocara cati* et le mode de vie pour les chats domestiques mais la prévalence des chats errants est significativement supérieure [75]. Au contraire, une étude aux USA sur deux populations de chats, l'une sauvage (100 chats) et l'autre domestique (76 animaux) ne rapporte pas de différence entre ces deux populations, par contre cette même étude révèle une corrélation entre les chats domestiques parasités par *Toxocara cati* et l'accès à l'extérieur.

Enfin trois études rapportent une prévalence plus élevée chez les animaux en extérieur : sur 420 chats domestiques au Mexique (chats vivant en appartement ou en maison) [60], sur 585 chats en Espagne (chats errants ou de ferme contre chats domestiques) [65], sur 135 chats au Brésil (animaux errants contre animaux d'élevage) [54].

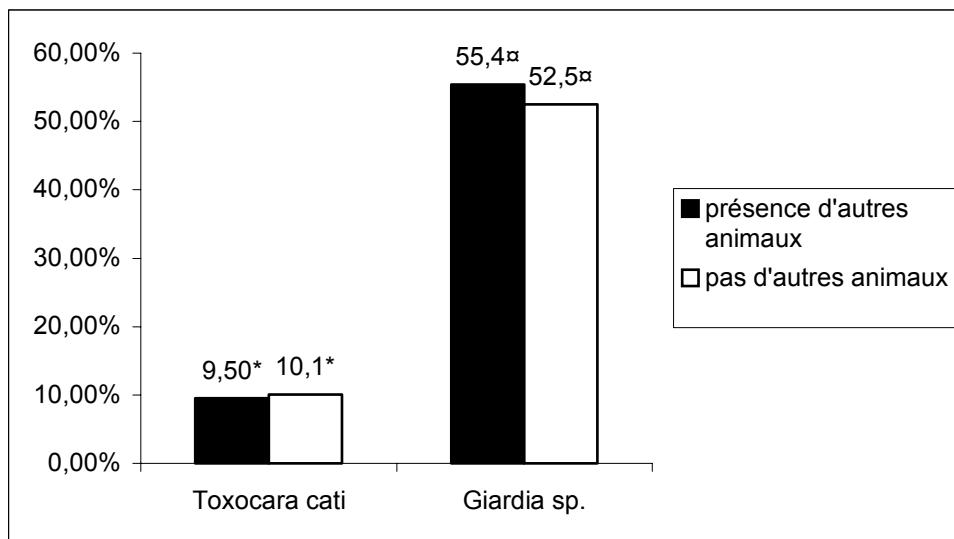
Cas des *Giardia*

Pour les chats vivant exclusivement à l'intérieur, la prévalence de *Giardia sp.* était de 55,3% alors que pour les chats ayant la possibilité de sortir, la prévalence était de 46,9%. Ce résultat est assez étonnant puisque les chats vivant en intérieur sont plus atteints, néanmoins cette différence n'est pas significative ($\chi^2=1,35$) [2].

Dans une précédente étude sur 100 chats errants et 76 chats domestiques aux USA, la prévalence entre les chats errants (6%) et les chats domestiques (5%) n'était pas non plus significativement différente [71]. Par contre une étude menée au Japon sur 600 chats montre une prévalence de 33% chez les chats vivant à l'intérieur, 45% chez ceux vivant à l'intérieur et à l'extérieur et 53% chez ceux vivant dehors, ces différences de prévalence étant significatives [49].

Prévalence selon la présence ou non d'autres animaux dans le foyer

graphique 7 : Prévalence selon la présence ou non d'autres animaux dans le foyer



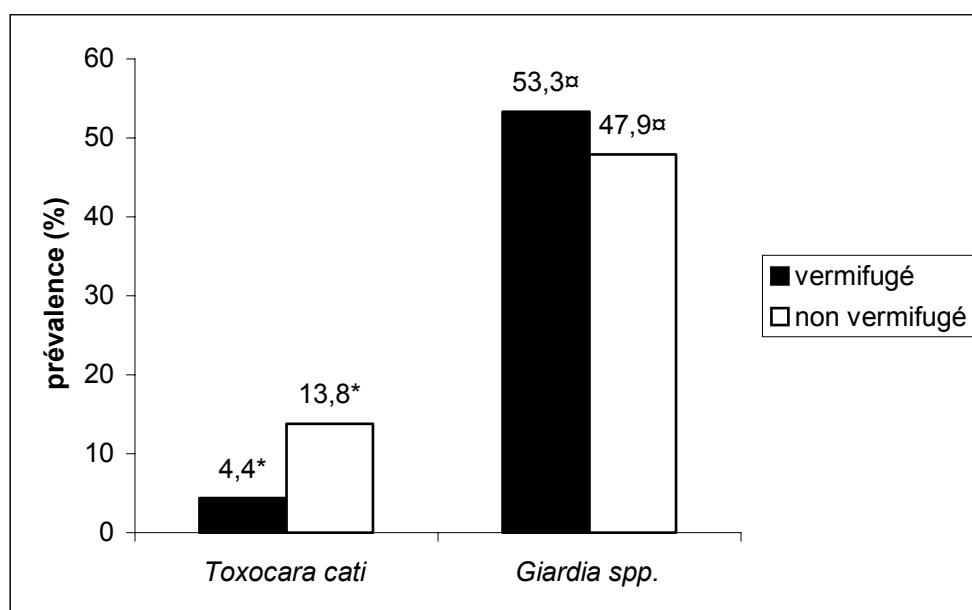
* différence non significative
□ différence non significative

Que ce soit dans le cas de *Toxocara cati* ou de *Giardia sp.*, la présence d'autres animaux n'augmente pas la prévalence.

Prévalence selon l'état de vermifugation

Sont considérés comme vermifugés dans notre étude, les chats ayant reçu un traitement vermifuge dans les trois derniers mois.

Graphique 8 : Prévalence selon la vermifugation



* différence significative
 α différence non significative

Cas de *Toxocara cati*

Toxocara cati étant sensible à de nombreux anthelminthiques, une coproscopie juste après une vermifugation sera donc négative. Du fait de la période prépatente longue de *Toxocara cati* les chats ne seront pas excréteurs d'œufs 2,5 à 3 mois après la vermifugation. Ainsi chez les chats vermifugés récemment, la prévalence de *Toxocara cati* est de 4,4% alors que chez les chats n'ayant pas été vermifugés depuis plus de trois mois, la prévalence était de 13,8%. Cette différence est significative ($\chi^2=4,83$, $p<0,05$) [73].

Cas des *Giardia*

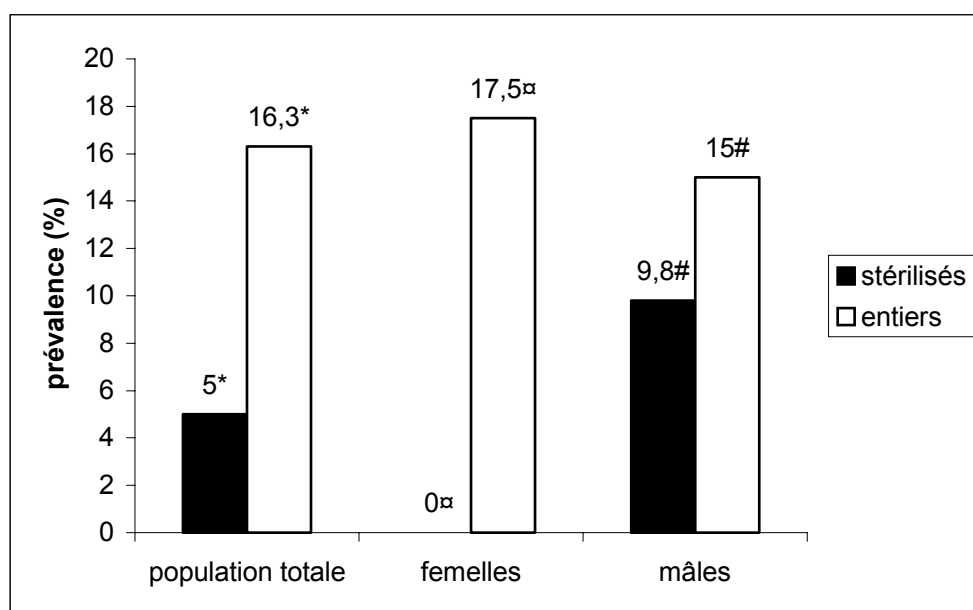
Le traitement des *Giardia* ne fait couramment appel qu'à un nombre restreint d'antiparasitaires. En effet un traitement classique contre les *Giardia* se fait à base de métronidazole (FlagylND) à raison de 25 mg/kg pendant une dizaine de jours. Bien que diverses études sur des chiens montrent une sensibilité des *Giardia* à des anthelminthiques courants : au fenbendazole utilisé 3 jours consécutifs [7], [29], à l'albendazole utilisé pendant 4 jours [8], à un traitement combinant le pyrantel, le fébentel et le praziquentel [6], [29], tous ces médicaments nécessitent plusieurs jours de traitement. Ainsi on peut s'attendre à ce qu'une vermifugation à prise unique avec des anthelminthiques courants n'aient aucun effet sur la prévalence des *Giardia*. De plus la période prépatente des *Giardia* étant courte, les chats peuvent être de nouveau excréteurs 15 jours après un traitement efficace.

Ainsi parmi les chats vermifugés récemment 53,3% présentaient des *Giardia* dans leur fécès, alors que pour les chats n'ayant pas été vermifugés dans les derniers trois mois, 47,9% présentaient des *Giardia*. Dans notre échantillon les chats non vermifugés sont moins atteints, néanmoins cette différence n'est pas significative ($\chi^2=0,55$) [2].

Prévalence selon le statut génital de l'animal

Cas de *Toxocara cati*

Graphique 9 : Prévalence de *Toxocara cati* selon le statut génital



* différence significative
 α différence significative
 # différence non significative

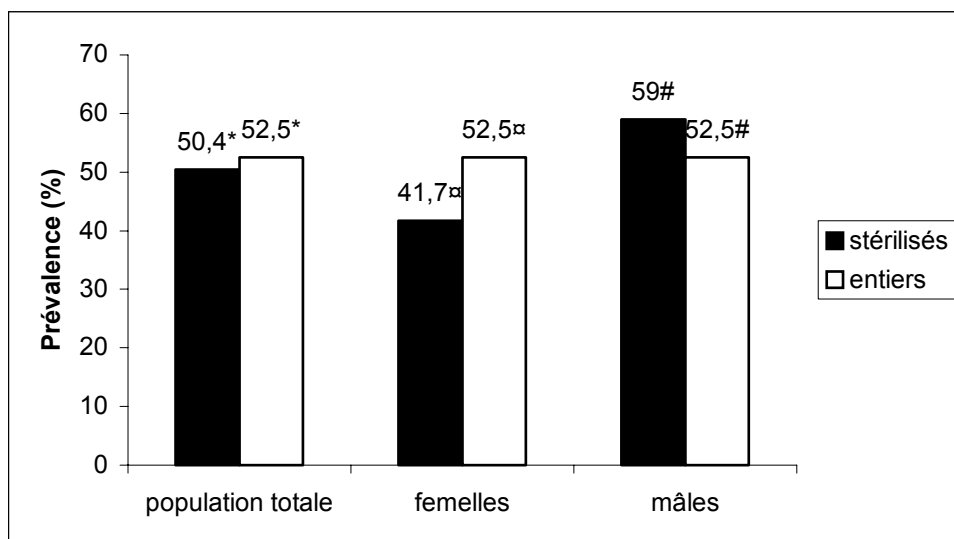
La prévalence observée sur les animaux stérilisés est de 5,0% alors que chez les animaux entiers cette prévalence était de 16,3%. Cette différence est significative ($\chi^2=7,17$, $p<0,01$) [2], les animaux stérilisés hébergent donc moins de *Toxocara cati* adultes. Une étude datant de 1976, menée sur 1294 chats rapporte les mêmes différences entre animaux stérilisés et entiers [87] ainsi qu'une enquête menée aux USA portant sur 211105 examens coproscopiques [27].

Cette différence entre animaux stérilisés et animaux non stérilisés peut s'expliquer chez les femelles par le fait que les larves en hypobiose peuvent sortir de leur dormance à la fin de la gestation pour migrer au niveau du lait expliquant une transmission colostrale et lactée de ces larves aux chatons. On peut se demander si ces larves en hypobiose ne reprennent pas leur développement à d'autres moments du cycle chez la chatte sans pour autant que la chatte soit en gestation. Il apparaît d'emblée dans notre étude que toutes les femelles présentant des *Toxocara cati* étaient entières. La prévalence chez les femelles entières est de 17,5%. Chez les femelles stérilisées la prévalence est donc significativement moins élevée. ($\chi^2=11,29$ $p<0,001$).

Dans la population mâle, la prévalence chez les animaux castrés est de 9,8% alors qu'elle est de 15,0% chez les animaux entiers. Cette différence n'est pas significative ($\chi^2=0,62$) [73].

Cas des *Giardia*

Graphique 10 : Prévalence des *Giardia* sp. selon le statut génital

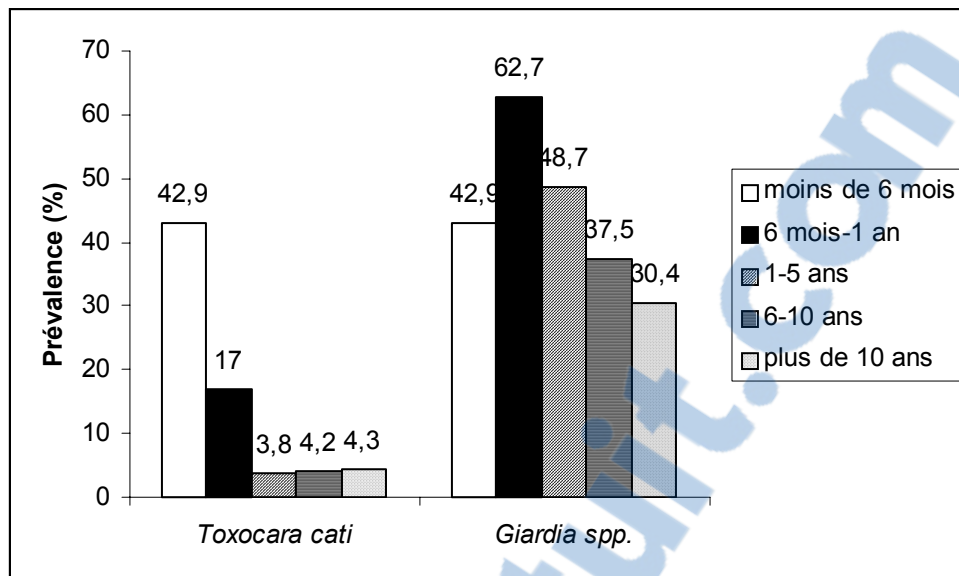


* différence non significative
□ différence non significative
différence non significative

Aucune corrélation ne peut être établie entre l'état reproductif de l'animal et la présence de *Giardia sp.* : les valeurs des prévalences sont très proches, chez les mâles la prévalence est plus élevée chez les animaux castrés alors que dans le reste de la population elle est plus élevée chez les animaux entiers.

Prévalence selon l'âge des animaux

Graphique 11 : Prévalence selon l'âge



Cas de *Toxocara cati*

La prévalence est nettement plus élevée chez les animaux plus jeunes (moins de six et moins d'un an) ($p < 0,001$) [1], d'où l'intérêt d'une vermifugation plus fréquente dans cette population.

Une publication datant de 1980 sur 947 chats domestiques dans la région de Londres indique un taux d'infestation de 21,8% chez les chats âgés de moins d'un an contre 7,9% sur le reste de la population étudiée [69]. Une enquête en Belgique effectuée en 1985 sur 150 chats domestiques bien soignés révèle une prévalence de 66,7% chez les chats de moins d'un an (22/33) [11]. Une étude réalisée dans les quatre ENV, en 1997, portant sur 98 chats rapporte une prévalence de 29,2% chez les chats de moins d'un an contre 3,5% chez les chats de plus d'un an ($p < 0,001$) [38].

Dans notre étude la prévalence chez les chats de moins d'un an est de 19,7% et de 4,0% dans le reste de la population. Si les trois études citées montrent que la population de moins d'un an est plus touchée, la prévalence relevée est différente, celle de notre échantillon étant la plus faible. Ceci peut s'expliquer par des populations différents (notamment la proportion de chats de moins de 6 mois), mais aussi par l'apparition dans le commerce de nouveaux anthelminthiques plus efficaces et plus faciles à administrer.

Cas de *Giardia sp.*

La prévalence des cas de *Giardia* est aussi influencée par l'âge, la population la plus touchée étant âgée de six mois à un an. Ce résultat diffère d'une étude menée au Japon sur 600 chats domestiques qui rapporte que les chats âgés de moins de 6 mois sont significativement plus atteints (49%) que les chats âgés de plus de 6 mois (32%) [49] et d'une autre menée à Perth en Australie portant sur 226 chats dans laquelle les jeunes adultes (1-3 ans) que le reste de la population.

Les animaux les plus vieux sont les moins atteints ce qui rejoint les résultats d'une étude réalisée dans 40 états des USA sur 211105 prélèvements dans laquelle les chats âgés de plus de 10 ans sont moins atteints que le reste de la population [27]. Il semble que dans diverses espèces, la prévalence de *Giardia* décroît avec l'âge, probablement grâce à des phénomènes immunologiques [78].

Conclusion :

Notre étude portant sur des chats domestiques a permis de mettre en évidence dans une population dont 44,5% des chats avait été vermifugés dans les derniers trois mois, une prévalence de *Toxocara cati* de 9,4%, de coccidies de 1,5% et d'*Aelurostrongylus abstrusus* de 0,5%. Une prévalence parasitaire plus importante chez les animaux jeunes (42,9% des animaux de moins de six mois hébergeaient des *Toxocara*) rappelle la nécessité d'une vermifugation plus fréquente dans cette population. Par ailleurs un autre bénéfice de la stérilisation est pointé puisque les animaux stérilisés sont moins parasités. Enfin une prévalence élevée de *Giardia* a été décelée,

touchant plus de la moitié de la population (51,0%) et atteignant 62,5% dans la population âgée de six mois à un an.

AGREMENT ADMINISTRATIF

Je soussigné, A. MILON, Directeur de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, certifie que

Melle GIBIER Aurore

a été admis(e) sur concours en : 2000

a obtenu son certificat de fin de scolarité le : 6 Juillet 2006

n'a plus aucun stage, ni enseignement optionnel à valider.

AGREMENT SCIENTIFIQUE

Je soussigné, Michel FRANC Professeur de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse,

autorise la soutenance de la thèse de :

Melle GIBIER Aurore

intitulée :

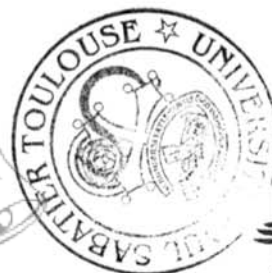
Enquête épidémiologique sur les parasites du tube digestif des chats de la région Toulousaine

**Le Professeur
de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse
Professeur Michel FRANC**

**Vu :
Le Directeur
de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse
Professeur Alain MILON**

**Vu :
Le Président de la thèse :
Professeur J-F MAGNAVAL**

**Vu le :
Le Président
de l'Université Paul Sabatier
Professeur Jean-François SAUTEREAU**



Rapport-gratuit.com
LE NUMERO 1 MONDIAL DU MÉMOIRES

Annexe 1 : Questionnaire de participation à une enquête épidémiologique

Date :

I Commémoratifs :

• Propriétaire : - Nom et adresse : - Numéro de téléphone : • Animal - Nom : - Age : - Sexe :	Traitement antiparasitaire externe : oui – non Vermifugé dans les derniers trois mois : oui – non Castré / stérilisée : oui - non
--	---

II l'environnement :

A/ Origine de l'animal :

Trouvé – SPA – animalerie – particulier – élevage – né sur place – autre : _____

B/ Les conditions de vie actuelles :

- Mode de vie :

Intérieur uniquement – extérieur uniquement – intérieur et extérieur

- Présence d'autres animaux dans le foyer : oui – non

Si oui, lesquels et combien ? ____ chat(s), ____ chien(s), ____ autre(s) : _____

III Anamnèse

A/ Le motif de consultation :

B/ entourez les signes cliniques éventuellement présents :

Animal abattu – « gros ventre » - diarrhée – constipation – rachitisme – anémie

C/ Les antécédents pathologiques

FeLV : positif - négatif – non testé

FIV : positif – négatif – non testé

Autres :

D/ Pour les femelles non stérilisées :

Mise – bas dans les derniers six mois : oui – non

Bibliographie

- 1 **ABBARA, A.** (Page consultée le 25 octobre 2006), Statistiques médicales et épidémiologiques : Outil de calculs de la valeur du test X^2 (Khi carré)
[En ligne]. Adresse URL: http://www.aly-abbara.com/utilitaires/statistiques/khi_carre.html.
- 2 **ABBARA, A.** (Page consultée le 25 octobre 2006), Statistiques médicales et épidémiologiques : Outil de calculs médico-statistiques permettant l'évaluation des indicateurs de risque et la liaison entre un facteur d'exposition et une maladie
[En ligne]. Adresse URL: http://www.aly-abbara.com/utilitaires/statistiques/khi_carre_rr_odds_ratio_ic.html.
- 3 **BAHADORI, S.R., ESLAMI, A., MESHGI, B., et al.**, A study on stray cats infected with parasitic helminths in Tehran. *Journal of the Faculty of Veterinary Medicine, University of Tehran*, 2004. **59**, 2, 171-174.
- 4 **BAIXENCH, M.T., MAGNAVAL, J.F., DORCHIES, P.**, Epidémiologie de la toxocarose chez les étudiants de l'école nationale vétérinaire de Toulouse. *Rev. Méd. Vét.*, 1992. **143**, 10, 749-752.
- 5 **BARR, S.C., BOWMAN, D.D.**, Giardiasis in dogs and cats. *Compend. Contin. Educ. Prat. Vet.*, 1994. **16**, 5, 603-614.
- 6 **BARR, S.C., BOWMAN, D.D., FRONGILLO, M.F., et al.**, Efficacy of a drug combination of praziquantel, pyrantel pamoate, and febantel against giardiasis in dogs. *Am. J. Vet. Res.*, 1998. **59**, 9, 1134-6.
- 7 **BARR, S.C., BOWMAN, D.D., HELLER, R.L.**, Efficacy of fenbendazole against giardiasis in dogs. *Am. J. Vet. Res.*, 1994. **55**, 7, 988-90.
- 8 **BARR, S.C., BOWMAN, D.D., HELLER, R.L., et al.**, Efficacy of albendazole against giardiasis in dogs. *Am. J. Vet. Res.*, 1993. **54**, 6, 926-8.
- 9 **BARRIGA, O.O.**, A critical look at the importance, prevalence and control of toxocarosis and the possibilities of immunological control. *Vet. Parasitol.*, 1988. **29**, 2-3, 195-234.
- 10 **BARUTZKI, D., SCHAPER, R.**, Endoparasites in dogs and cats in Germany 1999-2002. *Parasitol. Res.*, 2003. **90**, S148-50.
- 11 **BEECK, L.V., HENRY, M.C., DORNY, P., et al.**, Prévalence d'infections à *Toxoplasma gondii* et *Toxocara cati* chez les chats de la zone urbaine anversoise. *Ann. Méd. Vét.*, 1985. **129**, 433-440.
- 12 **BEELITZ, P., GOBEL, E., GOTHE, R.**, [Fauna and incidence of endoparasites in kittens and their mothers from different husbandry situations in south Germany]. *Tierarztl. Prax.*, 1992. **20**, 3, 297-300.
- 13 **BEUGNET, F.**, Une entérite sous-estimée chez les carnivores domestiques : la giardiose à *Gardia duodenalis*. *L'action Vétérinaire*, 1996. **1357**.
- 14 **BEUGNET, F., GUILLOT, J., POLACK, B., et al.**, Enquête sur le parasitisme digestif des chiens et des chats de particuliers de la région parisienne. *Rev. Méd. Vét.*, 2000. **151**, 443-446.
- 15 **BOURDEAU, P.**, L'aelurostrongylose féline. *Rec. Méd. Vét.*, 1993. **169**, 5/6, 409-414.
- 16 **BOURDEAU, P.**, La toxoplasmose des carnivores. *Rec. Méd. Vét.*, 1993. **169**, 5/6, 457-472.
- 17 **BOURDEAU, P.**, Les giardiases des carnivores. *Rec. Méd. Vét.*, 1993. **169**, 5/6, 393-400.
- 18 **BOURDEAU, P., BEUGNET, F.**, Téniasis des carnivores domestiques. *Rec. Méd. Vét.*, 1993. **169**, 5/6, 353-368.
- 19 **BOURDOISEAU, G.**, L'examen coproscopique en parasitologie. *Point Vét.*, 1994. **26 (Biologie clinique des carnivores domestiques)**, 459-465.
- 20 **BOURDOISEAU, G.**, Parasitologie du chat: les protozooses digestives. *Prat. Méd. Chir. Anim. Comp.*, 1993. **28**, 295-303.
- 21 **BOURDOISEAU, G., CADORÉ, J.L.**, Helminthoses respiratoires des carnivores domestiques. *Rec. Méd. Vét.*, 1993. **169**, 5/6, 415-420.
- 22 **BOWMAN, D.D., BARR, S.C., HENDRIX, C.M., et al.**, Gastro-intestinal Parasites of Cats, dans *Companion and Exotic Animal Parasitology*, D.D. BOWMAN, Editor. 2003.
- 23 **CALVETE, C., LUCIENTES, J., CASTILLO, J.A., et al.**, Gastrointestinal helminth parasites in stray cats from the mid-Ebro Valley, Spain. *Vet. Parasitol.*, 1998. **75**, 2-3, 235-40.
- 24 **CARLIN, E.P., BOWMAN, D.D., SCARLETT, J.M., et al.**, Prevalence of *Giardia* in symptomatic dogs and cats throughout the United States as determined by the IDEXX SNAP *Giardia* test. *Vet Ther*, 2006. **7**, 3, 199-206.
- 25 **CHAUVE, C.M.**, Les helminthoses digestives du chat. *Prat. Méd. Chir. Anim. Comp.*, 1993. **28**, 285-293.
- 26 **COATI, N., HELLMANN, K., MENCKE, N., et al.**, Recent investigation on the prevalence of gastrointestinal nematodes in cats from France and Germany. *Parasitol. Res.*, 2003. **90 Suppl 3**, S146-7.
- 27 **DE SANTIS-KERR, A.C., RAGHAVAN, M., GLICKMAN, N.W., et al.**, Prevalence and risk factors for *Giardia* and coccidia species of pet cats in 2003-2004. *J. Feline Med. Surg.*, 2006. **8**, 5, 292-301.
- 28 **DECOCK, C., CADIERGUES, M.C., LARCHER, M., et al.**, Comparison of two techniques for diagnosis of giardiasis in dogs. *Parasite*, 2003. **10**, 1, 69-72.
- 29 **DECOCK, C., CADIERGUES, M.C., ROQUES, M., et al.**, Evaluation de quatre traitements de la giardiose canine. *Rev. Méd. Vét.*, 2003. **154**, 12, 763-766.

- 30 DORCHIES, P.**, Famille des Ankylostomidés, dans Nématodes, Toulouse : Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, 2004. p. 44-55.
- 31 ENGBAER, K., MADSEN, H., LARSEN, S.O.**, A survey of helminths in stray cats from Copenhagen with ecological aspects. *Z. Parasitenkd.*, 1984. **70**, 1, 87-94.
- 32 EPE, C., ISING-VOLMER, S., STOYE, M.**, Parasitological fecal studies of equids, dogs, cats and hedgehogs during the years 1984-1991. *Dtsch. Tierarztl Wochenschr.*, 1993. **100**, 11, 426-8.
- 33 EUZEBY, J.**, Coccidioses des Mammifères domestiques, dans Protozoologie médicale comparée, F.M. MERIEUX, Editor. 1987. p. 287-298.
- 34 FERRE, B.**, Contribution à l'étude de l'épidémiologie de la toxocarose humaine : enquête menée dans quelques jardins de l'agglomération toulousaine. 1999, Th. Méd. Vét. : Toulouse : 99 - TOUT 3 - 4104.
- 35 FERRE, P., DORCHIES, P.**, Recherche des oeufs de *Toxocara* dans le sable des aires de jeux de huit jardins publics de Toulouse. *Rev. Méd. Vét.*, 2000. **151**, 6, 501-506.
- 36 FOK, E., TAKATS, C., SMIDOVA, B., et al.**, Prevalence of intestinal helminthoses in dogs and cats. *Parasitologica Hungarica*, 1988. **21**, 53-69.
- 37 FRANC, M.**, Module de Sémiologie Parasitologie, Toulouse : Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, 2001 - 2002. 34p.
- 38 FRANC, M., CADIERGUES, M.C., MARCHAND, A., et al.**, Le parasitisme intestinal des carnivores domestiques: bilan d'une enquête conduite dans les quatre Ecoles Vétérinaires Françaises. *Rev. Méd. Vét.*, 1997. **148**.
- 39 GATEL, W., GREENSILL, J., ASHFORD, R.W., et al.**, 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. *J. Clin. Microbiol.*, 2003. **41**, 4, 1458-62.
- 40 GEISER, B., ISING-VOLMER, S., SCHNIEDER, T., et al.**, Extent and course of excretion of larva in the milk of female dogs after infections of different severity with *Ancylostoma caninum* (Ancylostomatidae). *Angew Parasitol.*, 1992. **33**, 3, 143-50.
- 41 GEVREY, J.**, Ankylostomoses des carnivores domestiques. *Rec. Méd. Vét.*, 1993. **169**, 5/6, 345-351.
- 42 GLICKMAN, L.T., MAGNAVAL, J.F., BROCHIER, B.**, Séroprévalence des Larva *migrans* viscérales dans la région Midi-Pyrénées. *Presse Med.*, 1985. **14**, 19, 1094.
- 43 GLICKMAN, L.T., MAGNAVAL, J.F., DOMANSKI, L.M., et al.**, Visceral larva migrans in French adults: a new disease syndrome? *Am. J. Epidemiol.*, 1987. **125**, 6, 1019-34.
- 44 GUERIN, G., PECHEUR, G., GIANFREDA, H.**, Fréquence des parasites intestinaux chez les carnivores domestiques. *Ann. Méd. Vét.*, 1980. **124**, 133-136.
- 45 HASSLINGER, M.A., OMAR, H.M., SELIM, M.K.**, The incidence of helminths in stray cats in Egypt and other mediterranean countris. *Vet. Med. Rev.*, 1988. **59**, 318-321.
- 46 HILL, S.L., CHENEY, J.M., TATON-ALLEN, G.F., et al.**, Prevalence of enteric zoonotic organisms in cats. *J. Am. Vet. Med. Assoc.*, 2000. **216**, 5, 687-92.
- 47 INFOCLIMAT.** (Page consultée le 20 octobre 2006), La météo en temps réel.
Adresse URL: <http://www.infoclimat.fr/climatologie/afficher.php?s=07630>.
- 48 ITOH, N., AOKI, M., ITAGAKI, T.**, Detection of intestinal parasites from household cats in the Hachinohe area, Aomori prefecture. *Journal of the Japan Veterinary Medical Association*, 2005. **58**, 10, 683-686.
- 49 ITOH, N., MURAOKA, N., KAWAMATA, J., et al.**, Prevalence of *Giardia intestinalis* infection in household cats of Tohoku district in Japan. *J. Vet. Med. Sci.*, 2006. **68**, 2, 161-3.
- 50 JACOBS, D.E.**, Studies on the epidemiology of *Uncinaria stenocephala* infections in British greyhounds: seasonal availability of larvae on grass runs. *Res. Vet. Sci.*, 1976. **21**, 2, 238-9.
- 51 KALLO, O.J.**, Détection of ecto- and endoparasites in house cats in Baghdad Province. *Iraqi Journal of Veterinary Sciences*, 2004. **18**, 1, 27-30.
- 52 KIRKPATRICK, C.E.**, Epizootiology of endoparasitic infections in pet dogs and cats presented to a veterinary teaching hospital. *Vet. Parasitol.*, 1988. **30**, 2, 113-24.
- 53 LABARTHE, N., SERRAO, M.L., FERREIRA, A.M., et al.**, A survey of gastrointestinal helminths in cats of the metropolitan region of Rio de Janeiro, Brazil. *Vet. Parasitol.*, 2004. **123**, 1-2, 133-9.
- 54 LIGHTNER, L., CHRISTENSEN, B.M., BERAN, G.W.**, Epidemiologic findings on canine and feline intestinal nematode infections from records of the Iowa state University Veterinary Clinic. *J. Am. Vet. Med. Assoc.*, 1978. **172**, 5, 564-7.
- 55 LOGE, C.**, Ectoparasites et helminthes digestifs chez le chien et le chat : données actuelles en France à partir d'une enquête multicentrique 2001, Th. Méd. Vét. : Nantes 2001 - 031.
- 56 MAGNAVAL, J.F.**, Eléments nouveaux dans la sémiologie des "larva migrans" viscérales. *Presse Med.*, 1987. **16**, 4, 151-4.
- 57 MAGNAVAL, J.F., GLICKMAN, L.T., DORCHIES, P.**, La toxocarose, une zoonose helminthique majeure. *Rev. Méd. Vét.*, 1994. **145**, 8-9, 611-627.
- 58 MAGNAVAL, J.F., MARCHESSEAU, P., LARROUY, G.**, Les syndromes de larva *migrans* viscérale ascaridienne dans la région Midi-Pyrénées. *Bull. Soc. Pathol. Exot. Filiales*, 1983. **76**, 1, 69-75.

- 59 MALLOY, W.F., EMBIL, J.A., Prevalence of *Toxocara spp.* and other parasites in dogs and cats in Halifax, Nova Scotia. *Can. J. Comp. Med.*, 1978. **42**, 1, 29-31.
- 60 MARTINEZ-BARBABOSA, I., VAZQUEZ TSUJI, O., CABELLO, R.R., *et al.*, The prevalence of *Toxocara cati* in domestic cats in Mexico City. *Vet. Parasitol.*, 2003. **114**, 1, 43-9.
- 61 MATSUO, J., NAKASHIO, S., Prevalence of fecal contamination in sandpits in public parks in Sapporo City, Japan. *Vet. Parasitol.*, 2005. **128**, 1-2, 115-9.
- 62 MCGLADE, T.R., ROBERTSON, I.D., ELLIOT, A.D., *et al.*, Gastrointestinal parasites of domestic cats in Perth, Western Australia. *Vet. Parasitol.*, 2003. **117**, 4, 251-62.
- 63 MCGLADE, T.R., ROBERTSON, I.D., ELLIOT, A.D., *et al.*, High prevalence of *Giardia* detected in cats by PCR. *Vet. Parasitol.*, 2003. **110**, 3-4, 197-205.
- 64 MÉTÉOCENTRE. (Page consultée le 25 octobre 2006), Archive- centre météo- UQAM- Montréal.
Adresse URL: <http://meteocentre.com/archive/>.
- 65 MIRO, G., MONTAYA, A., JIMENEZ, S., *et al.*, Prevalence of antibodies to *Toxoplasma gondii* and intestinal parasites in stray, farm and household cats in Spain. *Vet. Parasitol.*, 2004. **126**, 3, 249-55.
- 66 MONIS, P.T., THOMPSON, R.C., Cryptosporidium and Giardia-zoonoses : fact or fiction? *Infect. Genet. Evol.*, 2003. **3**, 4, 233-44.
- 67 NG, B.K., KELLY, J.D., Anthrozoönotic helminthiases in Australasia: Part 3:--Studies on the prevalence and public health implications of helminth parasites of dogs and cats in urban environments. *Int J Zoonoses*, 1975. **2**, 2, 76-91.
- 68 NICHOL, S., BALL, S.J., SNOW, K.R., Prevalence of intestinal parasites in domestic cats from the London area. *Vet. Rec.*, 1981. **109**, 12, 252-3.
- 69 NICHOL, S., BALL, S.J., SNOW, K.R., Prevalence of intestinal parasites in feral cats in some urban areas of England. *Vet. Parasitol.*, 1981. **9**, 2, 107-10.
- 70 NOLAN, T.J., SMITH, G., Time series analysis of the prevalence of endoparasitic infections in cats and dogs presented to a veterinary teaching hospital. *Vet. Parasitol.*, 1995. **59**, 2, 87-96.
- 71 NUTTER, F.B., DUBEY, J.P., LEVINE, J.F., *et al.*, Seroprevalences of antibodies against *Bartonella henselae* and *Toxoplasma gondii* and fecal shedding of *Cryptosporidium spp.*, *Giardia spp.*, and *Toxocara cati* in feral and pet domestic cats. *J. Am. Vet. Med. Assoc.*, 2004. **225**, 9, 1394-8.
- 72 O' CALLAGHAN, M., REDDIN, J., LEHMANN, D., Helminth and protozoan parasites of feral cats from Kangaroo Island. *Transactions of the Royal Society of South Australia Incorporated*, 2005. **129**, 1, 81-83.
- 73 O'LORCAIN, P., Epidemiology of *Toxocara spp.* in stray dogs and cats in Dublin, Ireland. *J. Helminthol.*, 1994. **68**, 4, 331-6.
- 74 OKAEME, A.N., Zoonotic helminths of dogs and cats at New Bussa, Kainji Lake area, Nigeria. *Int. J. Zoonoses*, 1985. **12**, 3, 238-40.
- 75 OVERGAAUW, P.A.M., Chap. 3 : Prévalence of intestinal nematodes of dogs and cats in the Netherlands, dans Aspects of *Toxocara* epidemiology in the Netherlands. 1997, PhD thesis : Utrecht, Netherlands.
- 76 OVERGAAUW, P.A.M., BOERSEMA, J.H., A survey of *Toxocara* infections in cat breeding colonies in the Netherlands. 1997, Utrecht: Vet; Quat., In Press.
- 77 PILARCZYK, B., BALICKA-RAMISZ, A., RAMISZ, A., *et al.*, Prévalence of parasites of the alimentary tract in dogs and cats from Szczecin. *Folia Universitatis Agriculturae Stetinensis, Zootechnica*, 2005. **47**, 131-136.
- 78 RIPERT, C., Tome 1. Protozooses dans Épidémiologie des maladies parasitaires. , C.E.M. INTERNATIONALES, Editor. 1996. p. 393.
- 79 ROBBEN, S.R., LE NOBEL, W.E., DOPFER, D., *et al.*, [Infections with helminths and/or protozoa in cats in animal shelters in the Netherlands]. *Tijdschr Diergeneeskd*, 2004. **129**, 1, 2-6.
- 80 SERRA, C.M., UCHOA, C.M., COIMBRA, R.A., [Parasitological study with faecal samples of stray and domiciliated cats (*Felis catus domesticus*) from the Metropolitan Area of Rio de Janeiro, Brazil]. *Rev. Soc. Bras. Med. Trop.*, 2003. **36**, 3, 331-4.
- 81 SOMMERFELT, I.E., CARDILLO, N., LOPEZ, C., *et al.*, Prevalence of *Toxocara cati* and other parasites in cats' faeces collected from the open spaces of public institutions: Buenos Aires, Argentina. *Vet. Parasitol.*, 2006. **140**, 3-4, 296-301.
- 82 SPAIN, C.V., SCARLETT, J.M., WADE, S.E., *et al.*, Prevalence of enteric zoonotic agents in cats less than 1 year old in central New York State. *J. Vet. Intern. Med.*, 2001. **15**, 1, 33-8.
- 83 SWAN, J.M., THOMPSON, R.C., The prevalence of *Giardia* in dogs and cats in Perth, Western Australia. *Aust. Vet. J.*, 1986. **63**, 4, 110-2.
- 84 TRAUB, R.J., MONIS, P.T., ROBERTSON, I., *et al.*, Epidemiological and molecular evidence supports the zoonotic transmission of *Giardia* among humans and dogs living in the same community. *Parasitology*, 2004. **128**, Pt 3, 253-62.
- 85 VANPARIJS, O., HERMANS, L., VAN DER FLAES, L., Helminth and protozoan parasites in dogs and cats in Belgium. *Vet. Parasitol.*, 1991. **38**, 1, 67-73.
- 86 VANPARIJS, O.F., THIENPONT, D.C., Canine and feline helminth and protozoan infections in Belgium. *J. Parasitol.*, 1973. **59**, 2, 327-30.

- 87 VISCO, R.J., CORWIN, R.M.,SELBY, L.A.**, Effect of age and sex on the prevalence of intestinal parasitism in cats. *J. Am. Vet. Med. Assoc.*, 1978. **172**, 7, 797-800.
- 88 WIKIPÉDIA.** (Page consultée le 20 septembre 2006), Toulouse.
Adresse URL: <http://fr.wikipedia.org/wiki/Toulouse>.

Toulouse, 2007

NOM : GIBIER

Prénom : AURORE

TITRE : Enquête épidémiologique sur les parasites du tube digestif des chats de la région toulousaine.

RESUME :

La prévalence des parasites du tube digestif de 202 chats présentés aux consultations de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse a été étudiée par analyse coproscopique utilisant une méthode de flottation.

Les parasites identifiés sont : *Giardia* (51,0%), *Toxocara cati* (9,4%), coccidies (1,5%) et *Aelurostrongylus abstrusus* (0,5%). Des infestations multiples ont été relevées sur 6,4% des animaux. Divers facteurs ont été étudiés : sexe, état reproductif, mode de vie, vermifugation récente et âge pour tenter d'établir des corrélations avec la prévalence. La prévalence de *Toxocara cati* est plus élevée chez les animaux de moins de six mois (42,9%), et chez les femelles non stérilisées (17,5%). La prévalence de *Giardia* est plus élevée chez les animaux âgés de six mois à un an.

MOTS-CLES : HELMINTHE – COPROSCOPIE - ENQUETE EPIDEMIOLOGIQUE – CHAT –CARNIVORE – ENQUETE – *TOXOCARA CATI* - *GIARDIA*

ENGLISH TITLE : Epidemiological survey on parasites of the intestinal tracts of cats in Toulouse area.

ABSTRACT :

The prevalence of the parasites of the digestive tracts of 202 cats presented to the consultations at Toulouse National Veterinary School of Toulouse was studied by coproscopic analysis with a method of flotation.

The following parasites were found: *Giardia* (51.0%), *Toxocara cati* (9.4%), coccidia (1.5%). Multiple infestations were noticed on 6.4% of the animals. Various factors were studied: sex, neuter status, way of life, recent purge and age to try to establish correlations with the prevalence. The prevalence of *Toxocara cati* was higher in the animals less than six months (42.9%), and in the non-sterilized females (17.5%). The prevalence of *Giardia* was higher in six months to one-year-old animals.

KEYWORDS : HELMINTH - COPROSCOPIC - EPIDEMIOLOGICAL SURVEY - CAT - CARNIVORES – SURVEY – *TOXOCARA CATI* - *GIARDIA*