

## SOMMAIRE

	Pages
INTRODUCTION .....	1
PREMIERE PARTIE : RAPPELS .....	3
I    Systématique .....	3
II    Caractéristiques spécifiques des cestodes .....	4
II.1    Morphologie .....	4
II.2    Habitat .....	5
II.3    Cycle évolutif .....	5
III    Caractéristiques spécifiques des nématodes .....	9
III.1    Morphologie .....	9
III.2    Habitats .....	9
III.3    Cycle évolutif .....	9
III.4    Infestation à <i>Toxocara cati</i> .....	11
IV    Relations entre les helminthes gastro-intestinaux des chats et des chiens .....	12
V    Effets pathogènes .....	12
V.1    Chez le chat et le chien .....	12
V.2    Chez l'homme .....	13
VI    Diagnostic .....	14
VI.1    Diagnostic épidémiologique .....	14
VI.2    Diagnostic clinique .....	15
VI.3    Diagnostic paraclinique .....	17
VII    Méthode de luttés .....	19
DEUXIEME PARTIE : METHODES ET RESULTATS .....	21
I    METHODES .....	21
I.1    Caractéristiques du site d'étude .....	21
I.2    Type d'étude .....	22
I.3    Période d'étude et durée de l'étude .....	22

I.4	Populations d'étude .....	23
I.5	Modes d'échantillonnage des chats et des ménages.....	23
I.6	Tailles de l'échantillon .....	24
I.7	Variables étudiées.....	24
I.8	Modes de collecte des données .....	25
I.9	Saisies et analyses des données .....	26
I.10	Considérations éthiques.....	27
II	RESULTATS.....	28
II.1	Description de l'échantillon .....	28
II.2	Résultats par rapport à la prévalence des helminthes gastro-intestinaux chez les chats domestiques dans le V <sup>ème</sup> arrondissement de la CUA .....	29
II.3	Résultats par rapport aux facteurs pouvant être associés à l'helminthose gastro-intestinale des chats domestiques dans la CUA.....	33
	TROISIEME PARTIE : DISCUSSION.....	47
	CONCLUSION	
	REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	
	ANNEXES	

## LISTE DES TABLEAUX

	Pages
<b>Tableau I</b> : Les helminthes gastro-intestinaux d'importance vétérinaire chez le chat.....	3
<b>Tableau II</b> : Les anthelminthiques destinés aux chats disponibles à Madagascar.....	19

## LISTE DES FIGURES

	Pages
<b>Figure 1</b> : Structure d'un Cestode.....	4
<b>Figure 2</b> : Cycle évolutif de <i>Dipylidium caninum</i> .....	6
<b>Figure 3</b> : Cycle évolutif de <i>Mesocestoides lineatus</i> .....	7
<b>Figure 4</b> : Cycle évolutif de <i>Taenia taeniaeformis</i> .....	8
<b>Figure 5</b> : Cycle évolutif des nématodes des chats .....	10
<b>Figure 6</b> : Cycle évolutif de <i>Toxocara cati</i> .....	11
<b>Figure 7</b> : Segments ovigères des cestodes parasites des chats .....	16
<b>Figure 8</b> : Effet de la densité sur la flottation des œufs et des débris fécaux.....	17
<b>Figure 9</b> : Eléments parasitaires identifiables au microscope dans les fèces des chats .....	18
<b>Figure 10</b> : Température moyenne et précipitations mensuelles dans la région Analamanga calculées sur la période 1981 – 2010 .....	21
<b>Figure 11</b> : Proportion des ménages et chats étudiés par fokontany dans le Vème arrondissement de la CUA .....	28
<b>Figure 12</b> : Prévalence globale des helminthes gastro-intestinaux chez les dans le Vème arrondissement de la CUA en 2016 .....	29
<b>Figure 13</b> : Prévalence de chaque parasite identifié .....	30
<b>Figure 14</b> : Proportion des chats étudiés selon les classes des parasites .....	31
<b>Figure 15</b> : Valeurs moyennes et écart-types des nombres d'OPG selon les parasites identifiés.....	32
<b>Figure 16</b> : Proportion des chats parasités selon leurs sexes.....	33
<b>Figure 17</b> : Proportion des chats parasités en fonction de leurs statuts généraux.....	34
<b>Figure 18</b> : Proportion des chats parasités selon leurs âges.....	35
<b>Figure 19</b> : Proportion des chats parasités selon leurs notes d'état corporel.....	36
<b>Figure 20</b> : Proportion des chats parasités en fonction de leurs types d'alimentation.....	37
<b>Figure 21</b> : Proportion des chats parasités selon leurs effectifs dans les ménages	

Enquêtés.....	39
<b>Figure 22</b> : Taux de parasitisme en fonction des milieux accessibles aux chats.....	40
<b>Figure 23</b> : Taux de parasitisme des chats en fonction du type de sol de la cour.....	41
<b>Figure 24</b> : Taux de parasitisme chez les chats en fonction de leurs cohabitations avec d'autres animaux.....	42
<b>Figure 25</b> : Taux de parasitisme des chats en fonction du rythme de vermifugation.....	43
<b>Figure 26</b> : Taux de parasitisme du genre <i>Dipylidium</i> en fonction du rythme de lutte contre les puces chez les chats.....	44
<b>Figure 27</b> : Taux de parasitisme des chats en fonction du type de litière utilisée.....	45
<b>Figure 28</b> : Taux de parasitisme des chats selon le rythme de changement de litière.....	46

## **LISTE DES ANNEXES**

Annexe 1 : Carte du Vème arrondissement de la commune urbaine d'Antananarivo

Annexe 2 : Questionnaire pour collecter les données sur terrain

Annexe 3 : Descriptions correspondantes à chaque état corporel chez le chat

Annexe 4 : Estimation de l'âge en fonction de la dentition chez les chats

Annexe 5 : Analyse quantitative utilisant la lame de Mac Master

Annexe 6 : Fiche de résultat de laboratoire

Annexe 7 : Répartition des ménages et chats par fokontany du Vème arrondissement

Annexe 8 : Relation entre les prévalences des helminthes gastro-intestinaux et les types de proies chassés par les chats

## LISTE DES ABREVIATIONS ET SYMBOLES

ADN	: Acide Désoxyribonucléique.
CDC	: Centers for Disease Control and Prevention
CUA	: Commune Urbaine d'Antananarivo
ESCCAP	: European Scientific Counsel Companion Animal Parasites
OPG	: Œufs Par Gramme de fèces
PCR	: Polymerase Chain Reaction
sp	: espèces
cm	: centimètre
g	: gramme
km <sup>2</sup>	: kilomètre carré
mm	: millimètre
%	: pour cent
=	: égal à
>	: supérieur à
±	: plus ou moins
≈	: approximativement égal à
®	: marque déposée
°C	: degré Celsius

## **INTRODUCTION**



## INTRODUCTION

Aussi bien dans les pays développés que dans les pays en voie de développement, les helminthoses gastro-intestinales sont les principales causes de morbidité chez les chats domestiques [1,2]. Toutefois, leur prévalence varie d'un pays à un autre. En France et en Australie, cette prévalence est inférieure à 20 % [3,4]. En Hongrie Ouest, elle est de 39,6 % [5]. Au Brésil, elle s'élève à 65,3 % [6]. En Chine, elle arrive jusqu'à 72,5 % [7]. Et en Kashan-Iran, elle atteint même 97,3 % [8]. Par ailleurs, le genre le plus fréquent est généralement *Toxocara* qui, en plus d'être néfaste pour la santé et le bien-être des chats, est aussi zoonotique [9].

Dans les pays africains, la prévalence des helminthoses gastro-intestinales félines est souvent élevée. Elle est de 91 % en Égypte, 65,9 % en Éthiopie, 85,5 % au Nigéria et 96,4 % en Afrique du Sud. Et le genre *Toxocara* y est aussi très fréquent. Nombreux sont les facteurs favorables au développement des helminthes parasites en Afrique, notamment la région géographique, le manque des soins vétérinaires, les habitats et la composition de la population féline dans chaque endroit [10–13].

A Madagascar, aucune étude spécifique sur les helminthoses gastro-intestinales chez les chats n'a été menée jusqu'à ce jour. La seule étude effectuée sur les parasites des chats se concentrait sur le risque de toxoplasmose pour les femmes enceintes dans la commune urbaine d'Antananarivo [14].

Selon la littérature, la plupart des helminthes gastro-intestinaux susceptibles de parasiter les chats sont cosmopolites, à l'instar du genre *Toxocara* ci-mentionné [15–17]. Alors, face à cette lacune d'information, la question se pose : quelle est la situation épidémiologique des helminthoses gastro-intestinales chez les chats dans la ville d'Antananarivo ?

Sur le plan scientifique, la réponse à cette question contribue à une nouvelle connaissance sur les variations et les niveaux parasitaires de l'helminthose gastro-intestinale des chats à Madagascar. Sur le plan médical, les résultats de cette recherche peuvent servir à mettre en place des mesures prophylactiques contre les helminthoses gastro-intestinales félines. Sur le plan opérationnel, cette étude peut servir à sensibiliser les propriétaires à vermifuger raisonnablement leurs chats [18].

En partant du fait que Madagascar fait partie du continent africain, la prévalence parasitaire globale attendue au terme de cette recherche devrait être élevée probablement à cause du manque de vermifugation [10–13], et le genre *Toxocara* devrait être très fréquent [9]. L'objectif général est de décrire la situation épidémiologique de l'helminthose gastro-intestinale des chats à Antananarivo. Le premier objectif spécifique est de déterminer la prévalence des helminthes gastro-intestinaux susceptibles d'être trouvés chez les chats à Antananarivo. Le deuxième objectif spécifique est d'identifier des facteurs de risque aux helminthoses gastro-intestinales des chats domestiques.

La première partie de cette étude présente les rappels bibliographiques sur les helminthes parasites digestifs des chats. La deuxième partie rapporte les méthodes et les résultats. La troisième partie est consacrée à une discussion.

## **PREMIERE PARTIE : RAPPELS**

## I Systématique

Nombreux sont les helminthes gastro-intestinaux des chats. Mais ceux qui ont de l'importance vétérinaire et susceptibles d'être trouvés chez les chats à Madagascar appartiennent à la classe des cestodes et à la classe des nématodes [15–18] et sont présentés dans le Tableau I.

**Tableau I : Les helminthes gastro-intestinaux d'importance vétérinaire chez le chat**

Classe	Ordre	Famille	Genre	Espèce
<i>Cestoda</i>	<i>Cyclophyllidea</i>	<i>Dilepididae</i>	<i>Dipylidium</i>	<i>caninum</i>
		<i>Mesocestoididae</i>	<i>Mesocestoides</i>	<i>lineatus</i>
		<i>Taeniidae</i>	<i>Taenia</i>	<i>taeniaeformis</i>
<i>Nematoda</i>	<i>Ascaridida</i>	<i>Ascaridae</i>	<i>Toxascaris</i>	<i>leonina</i>
			<i>Toxocara</i>	<i>cati</i>
	<i>Enoplida</i>	<i>Trichuridae</i>	<i>Capillaria</i>	<i>putorii</i>
			<i>Trichuris</i>	<i>campanula</i>
				<i>serrata</i>
	<i>Rhabditida</i>	<i>Strongyloididae</i>	<i>Strongyloides</i>	<i>stercoralis</i>
				<i>tumefaciens</i>
	<i>Spirurida</i>	<i>Physalopteridae</i>	<i>Physaloptera</i>	<i>praeputialis</i>
	<i>Strongylida</i>	<i>Ancylostomatidae</i>	<i>Ancylostoma</i>	<i>braziliense</i>
				<i>ceylanicum</i>
				<i>tubaeforme</i>

### Sources :

Bowman DD, Hendrix CM, Lindsay DS, Barr SC. Feline Clinical Parasitology. First edition. Iowa: Blackwell Publishing; 2002;469p. [15]

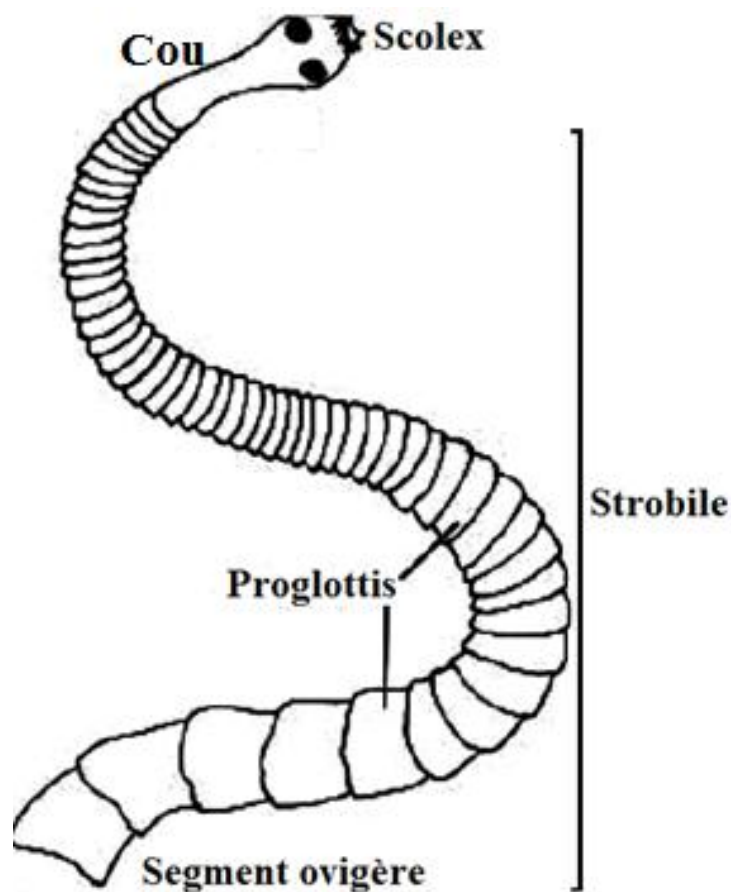
Taylor MA, Coop RL, Wall RL. Veterinary Parasitology. Third Edition. Oxford: Blackwell publishing; 2007;2080p. [17]

Hendrix CM. Diagnostic Parasitology for Veterinary Technicians. Fourth Edition. 3251 Riverport Lane St. Louis, Missouri 63043: Elsevier; 2012;392p. [16]

## II Caractéristiques spécifiques des cestodes

### II.1 Morphologie

Les cestodes sont des vers plats pouvant atteindre une longueur de 70 cm pour *Taenia taeniaeformis*, 80 cm pour *Dipylidium caninum* et 250 cm pour *Mesocestoides lineatus*. Leur corps est divisé en scolex (organe de fixation), en cou et en strobile. Le strobile est constitué de l'enchaînement de segments appelés proglottis qui se forment par bourgeonnement à partir du cou. Dans la partie antérieure du strobile, les proglottis sont indifférenciés. Au fur et à mesure qu'ils s'éloignent du cou, ils deviennent sexuellement mûres : des organes génitaux de type hermaphrodites se forment dans les proglottis. Et en bout de chaîne, ils deviennent « ovigères » : chaque proglottis contient un utérus rempli d'œufs et peut se détacher du reste du ver (Figure 1) [17,19].



**Figure 1 : Structure d'un cestode**

**Source :** Taylor MA, Coop RL, Wall RL. Veterinary Parasitology. Third Edition. Oxford: Blackwell publishing; 2007;2080p. [17]

## **II.2 Habitat**

Les cestodes sont des parasites permanents. Au stade adulte, ils se logent toujours dans l'intestin grêle d'un hôte définitif qui est toujours un vertébré. Pour accueillir leurs formes infestantes, ils doivent se trouver dans le sang, les muscles ou le foie d'un hôte intermédiaire qui peut être un mammifère herbivore ou omnivore, un arthropode terrestre, un reptile ou encore un amphibien. Dans le milieu extérieur, leurs segments ovigères ne peuvent pas se développer sans un hôte intermédiaire [17,19].

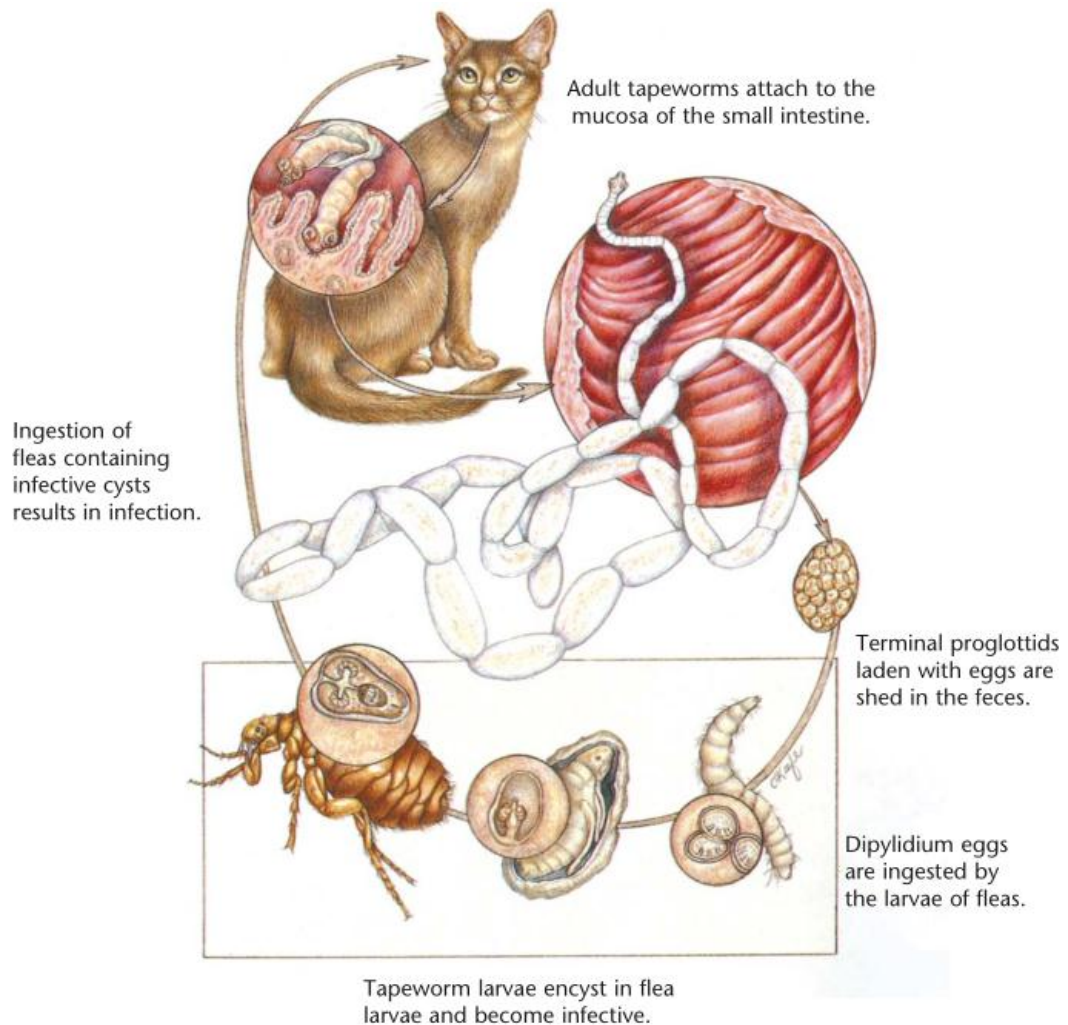
## **II.3 Cycle évolutif**

Les cestodes adoptent un cycle évolutif de type dixène, sauf exception : trixène chez les mesocestoididés. Les segments ovigères détachés du reste du ver adulte passent activement à travers l'anus ou sont éliminés dans le milieu extérieur avec les matières fécales de l'hôte définitif. Dans le milieu extérieur, les segments se désintègrent, libérant ainsi les œufs qui, après ingestion par un ou des hôtes intermédiaires, évoluent en metacestodes ou larves vésiculaires de type échinocoque, cénure, cysticerque, cysticercoïde ou en larve tetrathyridium (forme infestante). Et habituellement, l'hôte définitif s'infeste par prédation ou en ingérant l'hôte intermédiaire contenant cette forme infestante [15,19].

### II.3.1 *Dipylidium caninum*

Le cycle évolutif de *Dipylidium caninum* illustrant les hôtes définitifs et intermédiaires est résumé dans le schéma ci-après (Figure 2).

- **Hôte définitif** : le chien, le renard, le chat et rarement l'homme [17].
- **Hôte intermédiaire** : les puces (*Ctenocephalides* spp ou *Pulex irritans*) et les poux (*Trichodectes canis*) [17].



**Figure 2 : Cycle évolutif de *Dipylidium caninum***

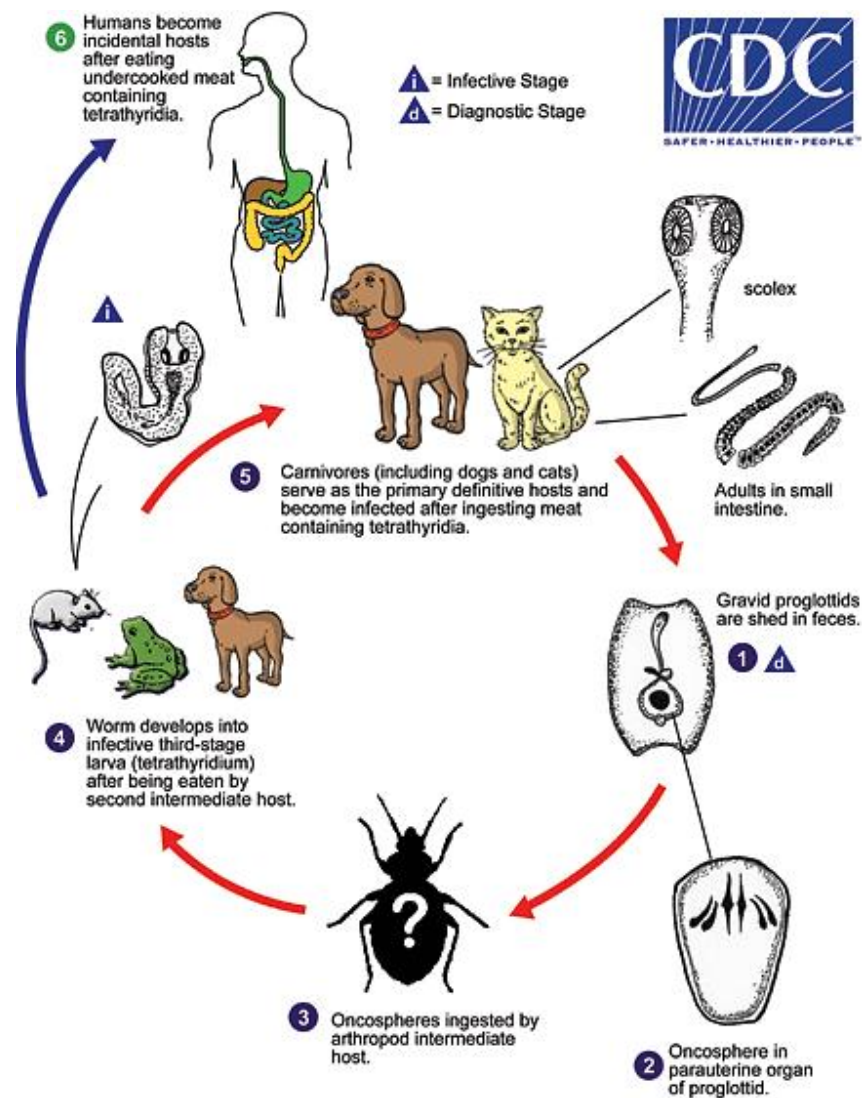
**Source :** Hill's Pet Nutrition, Inc. Hill's Atlas of Veterinary Clinical Anatomy. United States of America: Veterinary Medicine Publishing Company, Inc; 2004;98p. [20]

La forme infestante de *Dipylidium caninum* est une larve vésiculaire de type cysticercoïde contenu dans les puces et les poux. Le chat est infesté après ingestion de ces hôtes intermédiaires [17].

### II.3.2 *Mesocestoides lineatus*

*Mesocestoides lineatus* peut avoir plusieurs hôtes intermédiaires et son cycle évolutif implique les carnivores comme hôtes définitifs (Figure 3).

- **Hôte définitif** : le chien, le chat et les carnivores sauvages [17]
- **Hôtes intermédiaires** : acarien oribate, oiseaux, amphibiens et reptiles [17]



**Figure 3 : Cycle évolutif de *Mesocestoides lineatus***

**Source :** CDC (Centers for Disease Control and Prevention), 2016

[https://www.cdc.gov/dpdx/mesocestoidiasis/modules/mesocestoides\\_lifecycle\\_web.gif](https://www.cdc.gov/dpdx/mesocestoidiasis/modules/mesocestoides_lifecycle_web.gif)

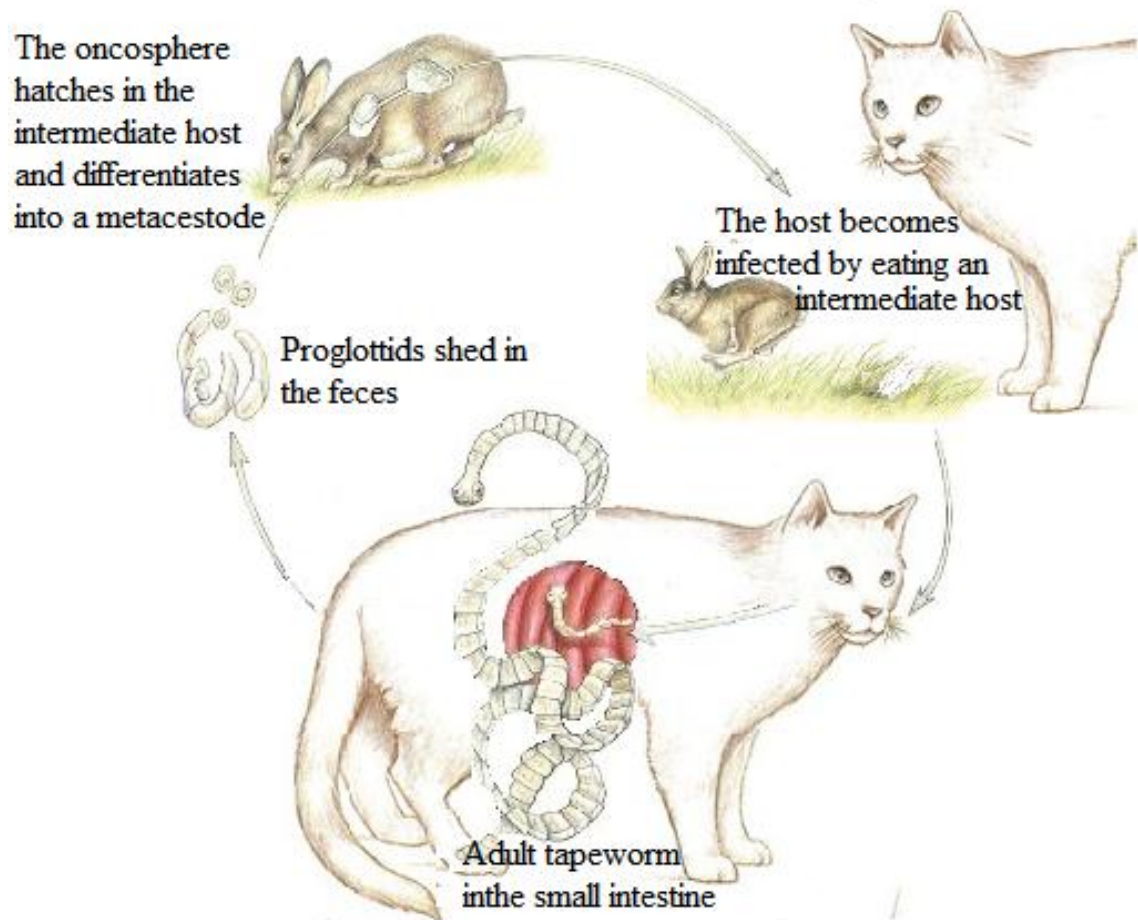
La forme infestante de *Mesocestoides lineatus* est une larve tetrathyridium. Et les carnivores qui servent d'hôtes définitifs primaires sont infestés après ingestion de cette larve présente dans les hôtes intermédiaires [17].



### II.3.3 *Taenia taeniaeformis*

Dans le cycle évolutif de *Taenia taeniaeformis*, l'hôte définitif implique non seulement le chat, mais aussi quelques carnivores sauvages. Et l'hôte intermédiaire est constitué par des rongeurs et lagomorphes (Figure 4).

- **Hôte définitif** : le chat, le lynx, le renard et l'hermine [17]
- **Hôte intermédiaire** : la souris, le rat, le lapin et l'écureuil [17]



**Figure 4 : Cycle évolutif de *Taenia taeniaeformis***

**Source :** Hill's Pet Nutrition, Inc. Hill's Atlas of Veterinary Clinical Anatomy. United States of America: Veterinary Medicine Publishing Company, Inc; 2004;98p. [20]

La forme infestante de *Taenia taeniaeformis* est une larve vésiculaire de type cysticerque (ou strobilocercus) qui infeste le chat après ingestion des hôtes intermédiaires contaminés [17,19].

### **III Caractéristiques spécifiques des nématodes**

#### **III.1 Morphologie**

Ce sont des vers cylindriques non segmentés. Il y a un dimorphisme sexuel : les mâles ont une bourse copulatrice et sont généralement plus petits que les femelles. Pour ceux qui parasitent les chats, leur taille au stade adulte varie selon leur espèce de 0,7 mm à 10 cm, et leurs sites de localisation peuvent être l'estomac, l'intestin grêle ou le gros intestin [17,19].

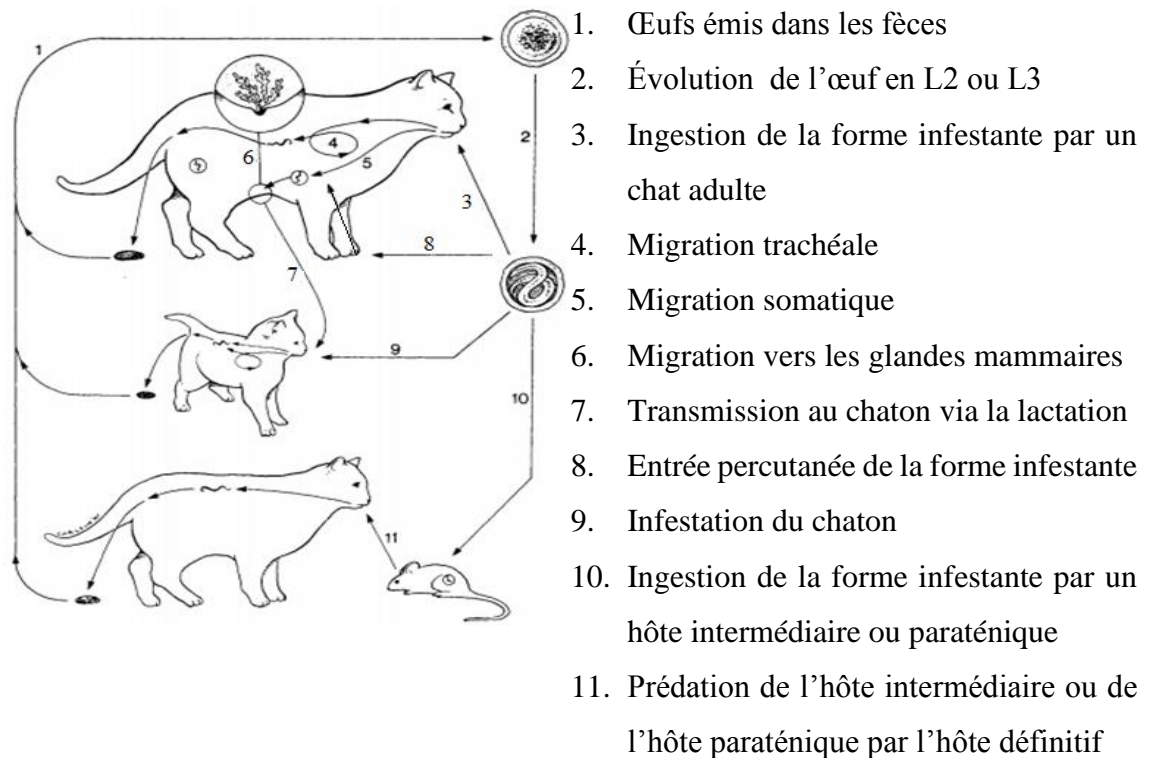
#### **III.2 Habitats**

A la différence des cestodes, les nématodes adultes peuvent être des parasites de l'estomac, de l'intestin grêle ou du gros intestin. Aussi, la majorité des nématodes vivent sans dépendre d'un autre être durant leur développement larvaire et jusqu'à leur stade infestant [17,19].

#### **III.3 Cycle évolutif**

L'évolution est de type monoxène ou dixène avec possibilité de paraténie. Le stade infestant de l'hôte unique en cas de monoxénisme ou de l'hôte intermédiaire en cas de dixénisme est représenté par les larves L2 ou L3. Ces formes infestantes peuvent être libres, enveloppées dans l'exuvie de L2, développées dans l'œuf (« œuf larvé ») ou chez un hôte intermédiaire. L'infestation de l'hôte définitif peut se faire par voie percutanée, par voie buccale ou par prédation de l'hôte intermédiaire ou de l'hôte paraténique. Certaines larves effectuent de la migration trachéale ou somatique avant de rejoindre leur organe électif. Une transmission verticale de larves aux chatons est possible (lactation). Les formes infestantes évoluent en larves L3 et L4 avant de devenir adultes immatures dans la paroi digestive. Elles rejoignent ensuite la lumière digestive et atteignent leur maturité sexuelle. Après accouplement avec les mâles, les femelles pondent des œufs non segmentés ou renfermant une morula plus ou moins dense ou une larve L1. Ces derniers sont évacués avec les matières fécales de l'hôte, et évoluent librement dans le milieu extérieur ou chez un hôte intermédiaire [17,19].

Le cycle évolutif des nématodes gastro-intestinaux des chats se résume par différents modes d'infestation pouvant varier selon l'âge avec la possibilité de présence d'hôtes intermédiaires ou paraténiques (Figure 5).

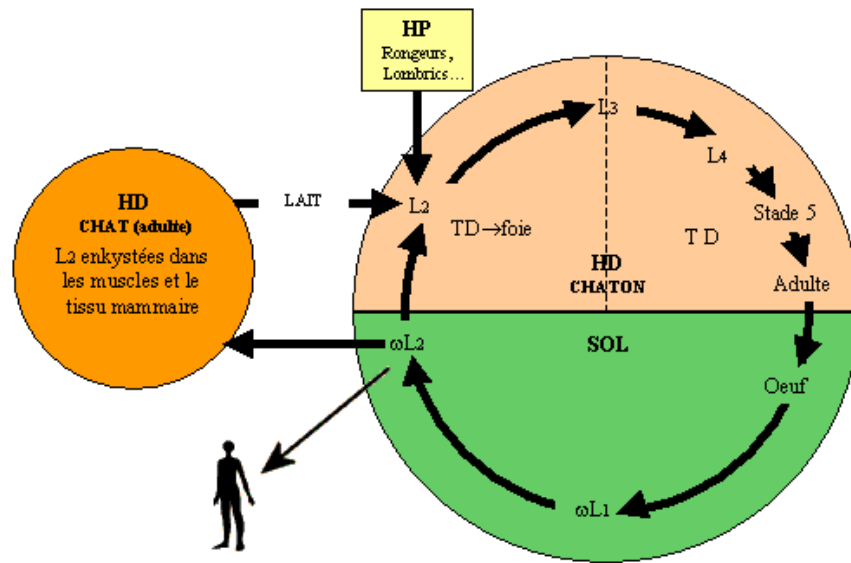


**Figure 5 : Cycle évolutif des nématodes des chats**

**Source :** Parsons JC et al. Ascarids infections of cats and dogs. Veterinary Clinics of North America : Small Animal Practice. 1987 Nov;17(6):1307 – 1339 [21]

En général, la forme infestante des nématodes gastro-intestinaux des chats est le stade larvaire L2 ou L3. Pour le cas de *Toxocara cati*, le chat est infesté après ingestion de la larve infestante dans l'environnement, après ingestion d'hôtes intermédiaires infestés ou lors de la lactation. Pour le cas d'*Ancylostoma*, l'infestation peut se faire directement par le passage transcutané de la forme infestante [15,17].

### III.4 Infestation à *Toxocara cati*



**Figure 6 : Cycle évolutif de *Toxocara cati***

**Source :** Bathiard T, Vellut F. Coproscopie parasitaire [Thèse]. Médecine Vétérinaire : Lyon; 2002.120p. (22)

*Toxocara cati* est un parasite monoxène dont le cycle parasitaire suit un développement diphasique. L'hôte définitif est le chat et les hôtes paraténiques peuvent être des rongeurs, des vers de terre, des insectes et des oiseaux [21,23].

Pendant la phase exogène ou phase externe, l'œuf non embryonné est émis dans les selles de l'animal parasité, se transforme en larve L2 qui va évoluer ensuite en larve infestante L3 [24,25]. Pendant la phase endogène ou phase interne, l'hôte définitif va ingérer la larve infestante présente dans le milieu extérieur, dans les aliments contaminés, dans les eaux souillées ou contenue dans les hôtes paraténique. La larve infestante peut se trouver aussi sur le pelage et le chat s'infeste par ingestion lors du toilettage [26]. Chez le chat, la larve L2 va effectuer 2 types de migration selon l'âge de l'animal infesté : migration entéro-pneumo-trachéale ou trachéale, migration entéro-somatique ou somatique. Et la période prépatente est de 50 jours [27,28].

**Cycle entéro-pneumo-trachéale ou trachéale (intestin – foie – cœur – poumons – trachée – intestin) :**

Le cycle se passe chez le chaton. Les mues de la larve ne s'effectuent pas dans les poumons mais dans l'estomac et l'intestin grêle. Ainsi, les formes adultes sont retrouvées dans l'intestin grêle et les œufs sont émis dans les fèces du chaton. D'où l'absence des symptômes pulmonaires chez les chatons [26].

**Cycle somatique (intestin – foie – cœur – poumons – divers organes) :**

Le cycle se passe chez le chat adulte à la suite d'une ingestion d'œufs. Ces œufs évoluent en larves, passent dans la circulation sanguine et s'enkystent dans les différents tissus de l'organisme. Ces larves sont réactivées lors de la fin de la gestation de la chatte [25]. La migration somatique entraîne une autre forme de transmission appelée amphiparaténie. Il s'agit d'une transmission verticale, non transplacentaire, mais par infestation du lait due à la présence des larves en hypobiose dans les tissus mammaires. Lors d'une infestation aigüe pendant la fin de gestation, les larves en hypobiose dans les tissus mammaires vont être transmises aux chatons à partir de l'ingestion du colostrum. Ainsi, les chatons sont contaminés lors de la tétée et les larves vont évoluer directement dans l'intestin grêle du chaton [24,25].

#### **IV Relations entre les helminthes gastro-intestinaux des chats et des chiens**

Parmi les helminthes gastro-intestinaux pouvant infester les chats, il y a quelques-uns qui sont communs aux chiens. Pour le cas des nématodes, ceux qui sont communs chez les chats et les chiens sont *Ancylostoma ceylanium*, *Strongyloides stercoralis* et *Toxascaris leonina*. Pour le cas des cestodes, *Dipylidium caninum* et *Mesocestoides lineatus* sont des parasites communs pour les chiens et les chats [17].

#### **V Effets pathogènes**

##### **V.1 Chez le chat et le chien**

Les considérations pathogéniques affectent surtout les systèmes digestifs :

- Gastrite et entérite : les passages des larves et des vers adultes à travers les parois digestives irritent les muqueuses gastrique et intestinale ce qui entraîne de l'hémorragie, de la maldigestion des aliments et de la malabsorption des nutriments chez l'hôte [28].

- Anémie et carence en minéraux majeurs : il s'agit de la conséquence des actions de spoliation qu'effectuent les parasites chez l'hôte pour se développer. Les éléments spoliés sont le sang et le contenu intestinal dont particulièrement le calcium et le phosphore [28,29].
- Obstruction de l'intestin : les vers adultes de la famille *Ascaridae* peuvent former des pelotes au niveau de l'intestin grêle, d'où cette obstruction [29].
- Prurit anal : le passage actif des segments ovigères des cestodes à travers l'anus entraîne une malaise chez le chat et le mène à se gratter le postérieur sur le sol [30].
- Effets sur d'autres systèmes que le système digestif : l'entrée percutanée et le passage de certaines larves infestantes à travers la voie respiratoire peuvent entraîner des démangeaisons et des papules ou croutes sur la peau, et éventuellement de la toux [30].

## **V.2 Chez l'homme**

Les fonctions générales de l'organisme sont impliquées dans les signes pathogéniques :

- Syndrome de larva migrans : les signes cliniques observés peuvent être de la pneumonie, de la fièvre, de la douleur abdominale, de la myalgie, de lymphadénopathie, de hépatosplénomégalie, des troubles de la vision (voire de la cécité), des troubles du sommeil et du comportement, des convulsions locales ou généralisées [31,32].
- Anémie ferriprive ; hypoalbuminémie qui se manifeste par de l'œdème de la face et des membres inférieurs [33].

Les signes cliniques de l'infestation à *Toxocara cati* chez l'homme sont particulièrement :

- Le syndrome de toxocarose cachée : les symptômes ne sont pas spécifiques, mais ils forment un syndrome identifiable une fois regroupés. Ces symptômes comprennent des douleurs abdominales récurrentes, des maux de tête et une toux associés à une sérologie de toxocarose positive. Ce syndrome constitue la forme la plus courante de toxocarose humaine [35].
- Le syndrome de toxocarose neurologique : migration des larves au sein des systèmes nerveux central et périphérique provoquant des crises convulsives, des signes neuropsychiatriques ou une méningo-encéphalite [35].

## **VI Diagnostic**

### **VI.1 Diagnostic épidémiologique**

#### **VI.1.1 Animaux réceptifs**

Tous les chats sont réceptifs aux helminthes gastro-intestinaux, peu importe leur race, leur âge et leur sexe [34].

#### **VI.1.2 Saisonnalité**

Le développement des formes libres des nématodes dépend étroitement de la température et de l'humidité dans le milieu extérieur. Si les températures extrêmes entre lesquelles peuvent survivre les œufs et les larves se trouvent entre  $-10^{\circ}\text{C}$  et  $+45^{\circ}\text{C}$ , les températures idéales pour le développement de la plupart des nématodes libres tournent au tour de  $20$  à  $30^{\circ}\text{C}$  ce qui correspond à la saison de pluie à Madagascar [27].

#### **VI.1.3 Evolution**

Les helminthoses sont des pathologies à évolution chronique. Elles restent souvent subcliniques et ne manifestent de signes cliniques que lorsque les atteintes chez l'hôte sont graves. Cependant, elles peuvent être mortelles [15,17].

#### **VI.1.4 Facteurs prédisposant**

- Sexe

Lorsque les chattes font le toilettage de leurs petits, elles peuvent ingérer des poux et des puces avec les poils des chatons. Du coup, elles sont plus exposées à l'infestation par *Dipylidium* que les chats [15].

- Catégorie d'âge

Les jeunes ont un risque plus élevé à l'infestation parasitaire par rapport aux adultes. Ils ont un risque plus élevé à la transmission des parasites. *Toxocara cati* et *Ankylostoma tubaeforme* sont plus fréquents chez les jeunes que chez les adultes. Les jeunes de moins d'un an d'âge sont particulièrement atteints par *Toxocara cati* [35]. Les chattes en lactation peuvent transmettre aussi *Toxocara cati* aux chatons lors de la tétée dû au fait de la possibilité de passage des larves infestantes du parasite dans le colostrum [36].

- Effectif

Le surpeuplement et la vie en collectivité sont des facteurs d'exposition des chats à l'infestation par les helminthes gastro-intestinaux. De ce fait, les chats dans les élevages ou dans les refuges sont plus prédisposés que les chats solitaires. Plus les chats sont nombreux, plus le risque de transmission des parasites est élevé [35,37].

- Accès à l'extérieur et cohabitation avec d'autres animaux

Les chats vivant en liberté, ayant accès à l'extérieur de la maison ainsi que les chats détenus avec d'autres animaux sont aussi prédisposés à l'infestation par les helminthes gastro-intestinaux [36], notamment par *Taenia taeniaeformis* [17]. Plusieurs genres parasites sont communs pour les chiens et les chats alors que dans la plupart du temps, ces animaux sont élevés en cohabitation [17,38].

- Régime alimentaire

Le régime alimentaire influence l'infestation par les helminthes gastro-intestinaux chez les chats. Les chats qui présentent le plus de risque à l'infestation parasitaire sont ceux qui ont accès à des rongeurs, des cadavres, des viandes crues y compris les viscères [36]. La géophagie due à des carences en phosphore et calcium est aussi un facteur de risque à l'helminthose gastro-intestinale [35].

- Soins sanitaires

Bien que l'infestation par les cestodes soit possible chez les chats bien gardés, le risque d'infestation est bien plus grand chez les animaux négligés. L'infestation par les cestodes dépend de la présence d'hôtes intermédiaires dans les endroits auxquels ont accès les hôtes définitifs. Plus les chats et les chiens sont négligés, plus ils accèdent à des endroits sales ou loin de la maison de leur maître, et plus il y a de risque qu'ils croisent des hôtes intermédiaires de cestodes [17]. Le non-respect de l'hygiène fécale favorise aussi l'infestation parasitaire, car la plupart des nématodes sont transmis via le sol contaminé par les matières fécales infestées [36].

## **VI.2 Diagnostic clinique**

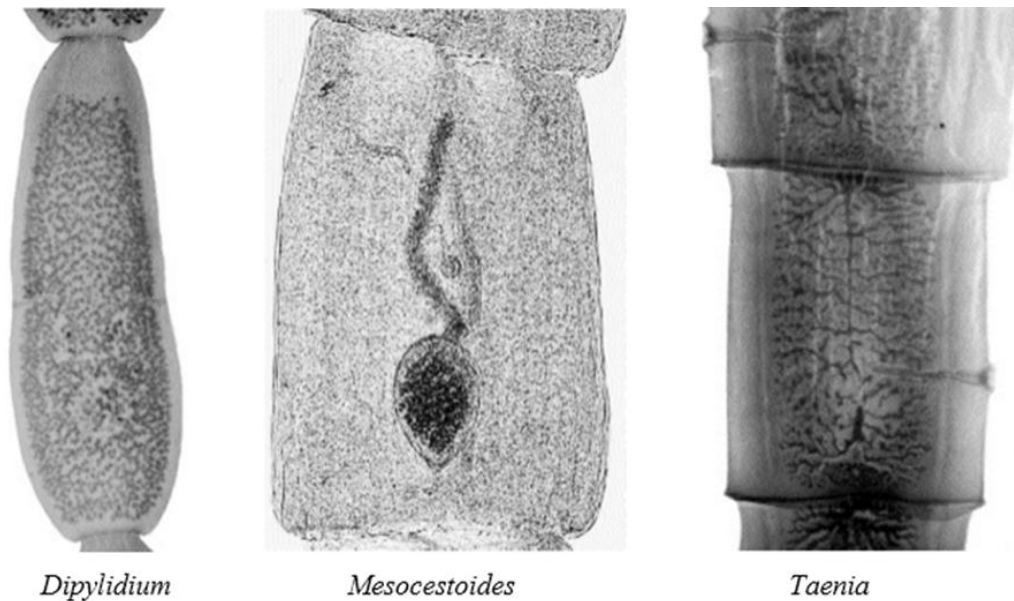
Il est rare que les helminthoses gastro-intestinales félines se manifestent par des signes cliniques. Mais, des symptômes non spécifiques peuvent parfois être observés. Il s'agit de diarrhées apyrétiques alternées ou non à des constipations, ballonnement de



l'abdomen, vomissements, maigreur, retard de croissance, anémie, poils ternes, déshydratation et prurit anal [17,27,34,39].

Par ailleurs, les anneaux de cestodes peuvent être observés macroscopiquement sur la marge de l'anus, sur la fourrure ou dans les selles [15] :

- Les segments ovigères de *Dipylidium caninum* ont un aspect de « grain de riz » de 3 à 12 mm de longueur et 2 à 8 mm de largeur (Figure 7) ;
- Ceux de *Mesocestoides* spp sont blancs, mesurent 4 à 6 mm de longueur et 2 à 4 mm de largeur et contiennent un pore central correspondant à l'organe parutérin (Figure 7) ;
- Ceux du genre *Taenia* sont blanchâtres et rectangulaires, mesurent 10 à 15 mm de longueur et 6 à 8 mm de largeur et renferment un utérus ramifié contenant des milliers d'œufs [40] (Figure 7).



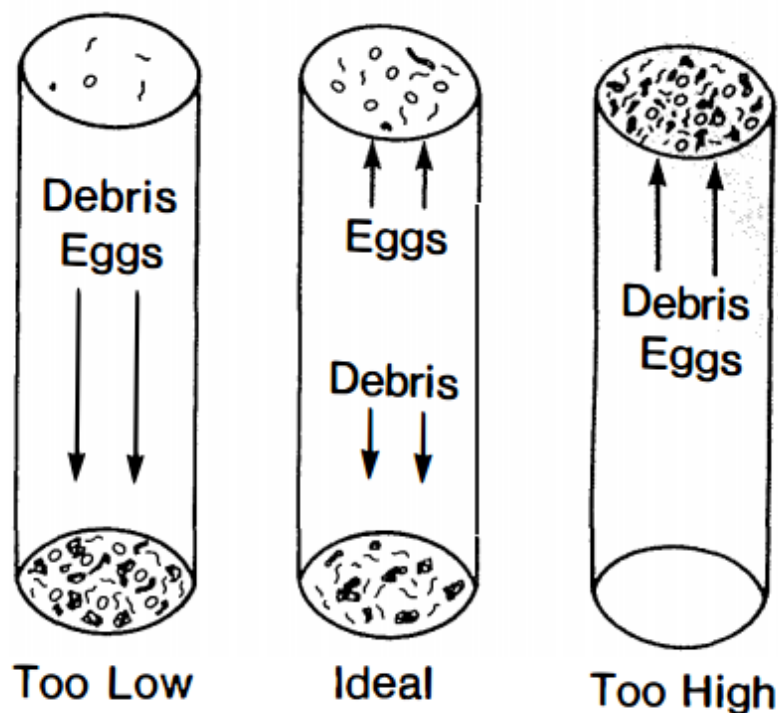
**Figure 7 : Segments ovigères des cestodes parasites des chats**

**Source :** Bowman DD, Hendrix CM, Lindsay DS, Barr SC. Feline Clinical Parasitology. First edition. Iowa: Blackwell Publishing; 2002;469p. [15]

### VI.3 Diagnostic paraclinique

#### VI.3.1 Coproscopie

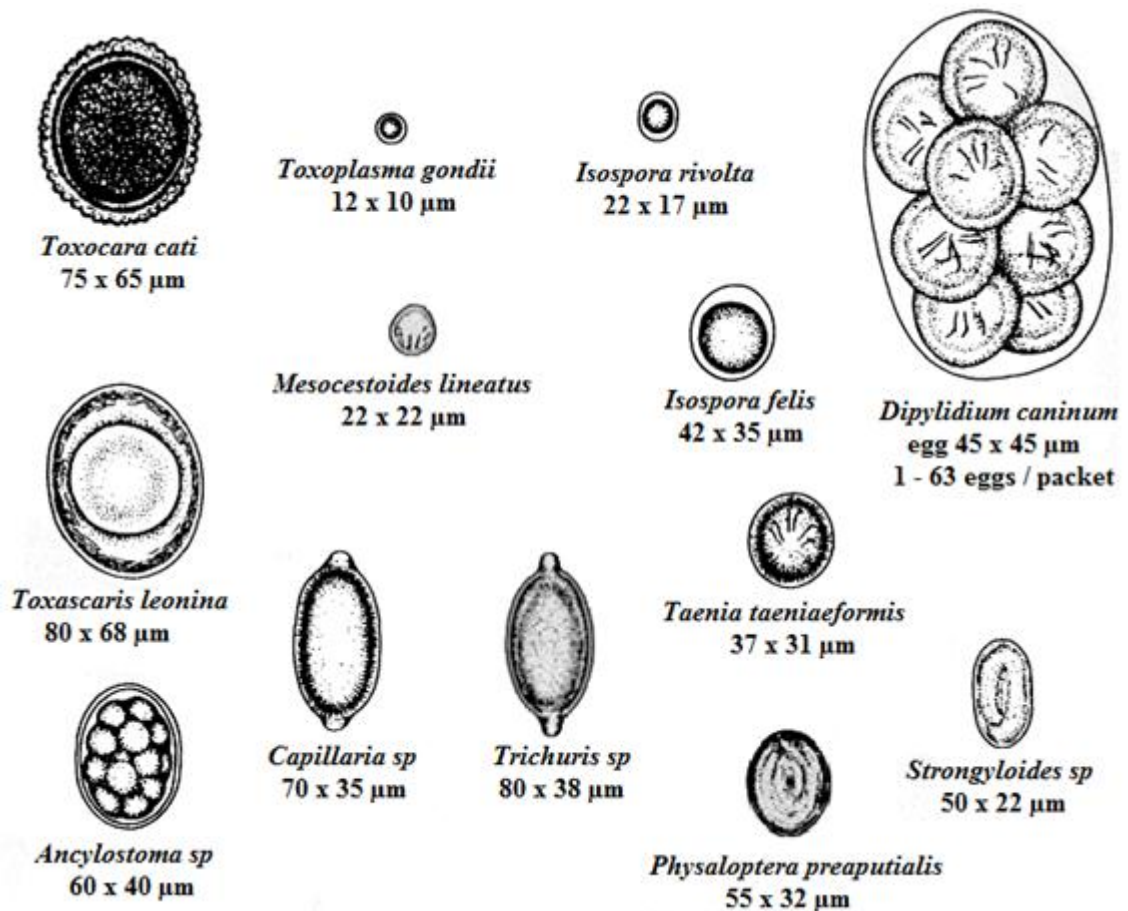
Il existe beaucoup de méthodes de coproscopie, mais celles basées sur l'enrichissement par flottaison sont les méthodes de choix pour diagnostiquer l'infestation par les helminthes gastro-intestinaux chez les chats. Ces méthodes consistent à concentrer les œufs d'helminthes dans un prélèvement de fèces en les mélangeant à une solution dense (de densité supérieure à celle de la plupart des éléments parasites) afin que sous l'action de la pesanteur, les débris fécaux descendent dans le culot tandis que les éléments parasites remontent à la surface de la solution où ils sont recueillis puis énumérés. Toutefois, il est à remarquer que la densité de la solution utilisée doit être comprise entre 1,2 et 1,3 pour que les seuls les œufs des helminthes flottent à la surface de la solution dense sans être détruits (plasmolyse) par une trop haute densité (Figure 8) [15,17,38].



**Figure 8 : Effet de la densité sur la flottation des œufs et des débris fécaux**

**Source :** Foreyt WJ. Veterinary Parasitology Reference Manual. Fifth Edition. Iowa: Blackwell publishing; 2001;235p. [38]

Les œufs des helminthes gastro-intestinaux des chats peuvent être reconnus facilement au microscope. Seulement, l'identification est parfois limitée au genre. En outre, il faut faire des différenciations minutieuses, car d'autres éléments parasites que les œufs d'helminthes gastro-intestinaux peuvent être présents dans les fèces des chats (Figure 9).



**Figure 9 : Eléments parasites identifiables au microscope dans les fèces des chats**

**Source :** Foreyt WJ. Veterinary Parasitology Reference Manual. Fifth Edition. Iowa: Blackwell publishing; 2001;235p. [38]

### VI.3.2 Polymerase chain reaction (PCR) ou copro-ADN

La PCR est basée sur l'extrait et l'amplification de l'ADN après concentration des œufs de parasite dans les selles. L'ADN subit plusieurs étapes de dénaturation, d'hybridation et d'élongation à diverses températures. Une fois obtenu, il migre dans un

gel d'agarose et des marqueurs sont présents pour déterminer le genre et l'espèce du parasite en question [40].

## VII Méthode de lutttes

- Vermifugation

A part la spécialité nommée Pipérazine adipate 100 % poudre (Pipérazine adipate, qui n'est actif que sur les vers de la famille *Ascaridae*), les anthelminthiques commercialisés à Madagascar sont des associations de principes actifs cestodicides et nématodocides actifs sur l'ensemble des parasites ci-mentionnés (Tableau II).

**Tableau II : Les anthelminthiques destinés aux chats disponibles à Madagascar**

Principe(s) actif(s)	Spécialités disponibles à Madagascar
Lévamisole + Niclosamide	Biaverm® Polyvers Stromiten® Chats Et Chiens Nains
Milbemycine oxime + Praziquantel	Milbemax® Comprimés Pelliculés Chats
Niclosamide + Tétramisole	Vermicanis
Oxibendazole + Niclosamide	Ascaten Tablets
Pipérazine adipate	Piperazine Adipate 100 % Poudre
Praziquantel + Fenbendazole	Quantel Tabs 100s
Praziquantel + Pyrantel	Drontal® Chat Triworm – C
Praziquantel + Pyrantel + Fébantel	Prazivet Plus
Praziquantel + Pyrantel + Fenbendazole	Antezole Liquid 100 ML

**Source :** DSV. Liste des médicaments vétérinaires importés à Madagascar de 2014 à 2016. 2017

Lors des traitements au niclosamide, il est préférable de laisser l'animal à jeun 12 heures avant l'administration et ne pas réalimenter dans les 3 heures suivant l'administration. Les benzimidazoles sont faiblement hydrosolubles. Leurs absorptions sont facilitées avec de l'alimentation riche en graisses [41].

Pour les benzimidazoles, une dose unique ne suffit pas pour traiter les helminthes gastro-intestinaux chez les petits animaux. Contrairement aux grands animaux et aux ruminants, le chien et le chat ne possèdent pas de rumen et leurs caecums sont moins développés. Ainsi, la teneur en eau du contenu intestinal chez le chat et le chien est inférieure à celle des grands animaux, et les benzimidazoles ont moins de chance à être solubilisés et absorbés. D'où, il est nécessaire d'effectuer un traitement pendant une période de 3 à 5 jours chez les petits animaux, y compris le chat. Mais pour pouvoir limiter cette durée de traitement, les benzimidazoles sont souvent associés à d'autres molécules anthelminthiques à plus large spectre d'activité [41].

- Méthodes non chimiques :

Pour prévenir ou contrôler l'helminthose gastro-intestinale chez les chats, quelques mesures sont nécessaires à entreprendre lors de l'élevage de chat. Ces mesures tiennent compte les facteurs favorisant à l'helminthose gastro-intestinale [36].

Il est nécessaire de ramasser ou éliminer régulièrement les excréments. Si le chat possède de litière, il faut la nettoyer journalièrement. Cette mesure d'hygiène permet de limiter la propagation des formes parasitaires infestantes dans l'environnement [36].

Le régime alimentaire présente aussi un risque sur l'helminthose gastro-intestinale. Un contrôle strict de l'alimentation des chats est nécessaire. L'objectif est d'empêcher l'ingestion de formes infestantes d'helminthes gastro-intestinaux par les chats [36].

La restriction de la chasse est nécessaire autant que possible, car la chasse présente un facteur de risque majeur à l'helminthose gastro-intestinale. Les proies peuvent entrer dans le cycle de développement des parasites [36].

La limite de l'accès des chats hors de la maison peut limiter le contact avec le milieu infestant. Cette mesure permet aussi de limiter la chasse à l'extérieur [36].

Enfin, pour les chats dont leur mode de vie est un facteur prédisposant à une infestation parasitaire, une analyse coproscopique de routine est nécessaire afin de contrôler l'infestation parasitaire [36].

## **DEUXIEME PARTIE : METHODES ET RESULTATS**

## I METHODES

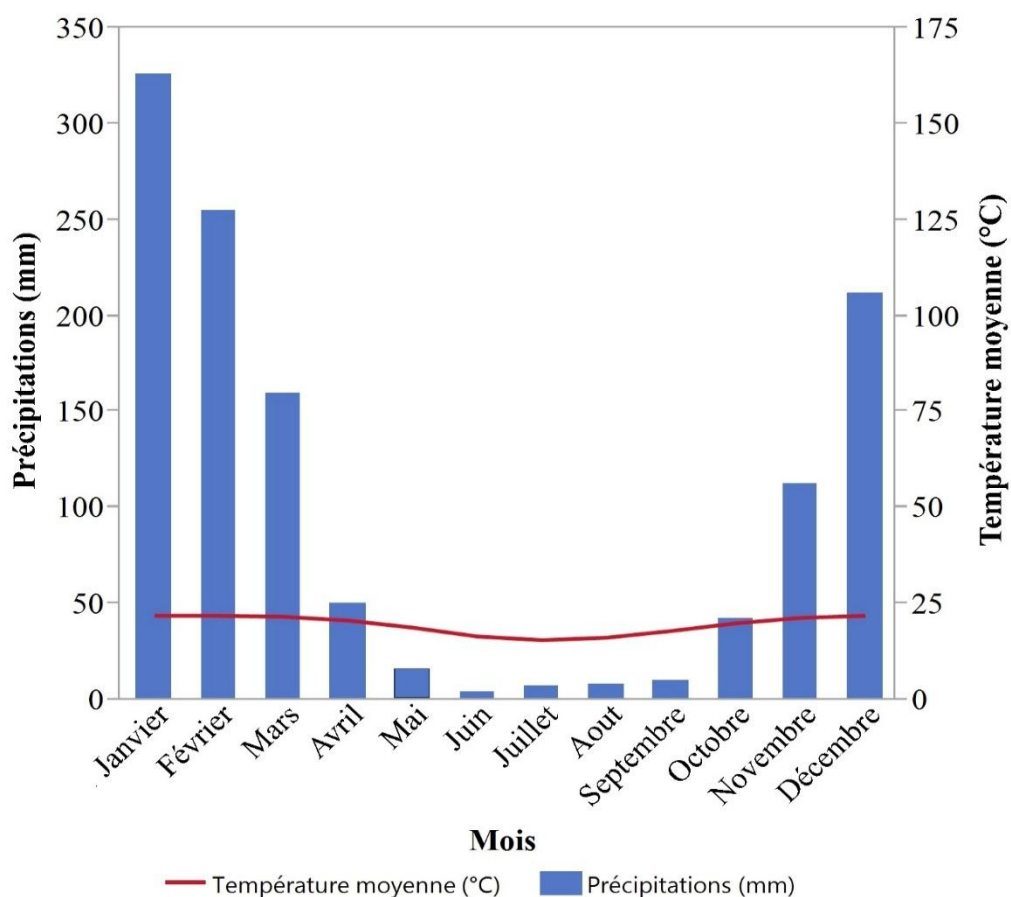
### I.1 Caractéristiques du site d'étude

#### I.1.1 Délimitation géographique et subdivision territoriale

Le V<sup>ème</sup> arrondissement de la Commune Urbaine d'Antananarivo (CUA) est bordé au nord par la rivière Mamba, au sud par le II<sup>ème</sup> arrondissement, à l'Est par les communes rurales Ambohimangakely et Ankadikely – Ilafy, et à l'ouest par le III<sup>ème</sup> et le VI<sup>ème</sup> arrondissement. Et il est subdivisé en 27 fokontany (Annexe 1).

#### I.1.2 Climat

Le climat de la région est de type tropical d'altitude. La température moyenne annuelle est de 20 °C. L'année comporte deux saisons bien distinctes : une saison pluvieuse et moyennement chaude, d'octobre à avril et une autre fraîche et relativement sèche durant le reste de l'année (Figure 10).



**Figure 10 : Température moyenne et précipitations mensuelles dans la région**

**Analamanga calculées sur la période 1981 – 2010**

**Source :** Direction générale de la météorologie, 2016.

### **I.1.3 Superficie et nombre d'habitants**

La Commune Urbaine d'Antananarivo s'étend sur une superficie de 23,94 km<sup>2</sup> dans laquelle vivent 303 437 habitants. La densité moyenne est de 12 673,3 habitants/km<sup>2</sup> avec au total 33 452 toits et 61 737 ménages.

### **I.1.4 Elevage de chats**

Une étude menée en 2014 a permis d'estimer que la population féline dans la CUA est de 133 424 têtes. La proportion moyenne des ménages qui élèvent du chat y est de 33 % soit 1,64 chat par ménage [42].

### **I.1.5 Justification du choix du site d'étude**

Le site d'étude a été choisi en raison de ses caractéristiques en élevage de chats et de sa situation géographique. Parmi les 91,7 % des ménages qui élèvent du chat dans la CUA, l'objectif de l'adoption est la chasse des rongeurs. Concernant les prophylaxies médicales, une étude récente a évoqué que seulement 36 % des chats sont vermifugés et 21,4 % sont traités contre les puces. Sur les pratiques d'hygiène, 33,6 % des propriétaires pratiquent le nettoyage quotidien de la litière. Et concernant l'alimentation, 90,5 % des propriétaires nourrissent leurs chats avec du repas ménager. Par ailleurs, le V<sup>ème</sup> arrondissement possède la plus vaste superficie et le plus grand nombre d'habitants parmi les six arrondissements de la CUA [42,43]. Aussi, 33,6 % des ménages qui adoptent des chats dans la CUA sont tous dans le V<sup>ème</sup> arrondissement [42].

## **I.2 Type d'étude**

Le type d'étude choisi a été une étude prospective, descriptive, d'observation, transversale par échantillonnage.

## **I.3 Période d'étude et durée de l'étude**

L'étude a commencé en août 2016 et s'est terminée en juin 2017. La période étudiée a été égale à la durée de l'enquête allant d'octobre 2016 au février 2017, soit pendant la saison d'été.



## **I.4 Populations d'étude**

La population cible a été constituée par les chats domestiques dans le V<sup>ème</sup> arrondissement. Mais vu que la population féline n'a pas été repérable au moyen d'une liste, les ménages ont été utilisés comme population source.

### **I.4.1 Critères d'inclusion**

#### **I.4.1.1 Pour l'échantillon des propriétaires**

Tous les propriétaires possédant au moins un chat et aptes à répondre aux questionnaires de recherche ont été inclus dans l'étude.

#### **I.4.1.2 Pour l'échantillon des chats**

Tous les chats âgés d'au moins 2 mois, possédant de litière ou ayant un lieu de défécation connu et présents dans le ménage au moment de l'enquête ont été inclus dans l'étude.

### **I.4.2 Critères de non-inclusion**

#### **I.4.2.1 Pour l'échantillon des propriétaires**

Les ménages où il y a eu de chat, mais dont les propriétaires ont été absents lors du passage de l'enquêteur, n'ont pas été inclus dans l'étude.

#### **I.4.2.2 Pour l'échantillon des chats**

Tous les chats dont les selles n'ont pas pu être identifiées n'ont pas été inclus dans l'étude.

### **I.4.3 Critères d'exclusion**

#### **I.4.3.1 Pour l'échantillon des propriétaires**

Les propriétaires qui ont accepté de participer à l'étude, mais ne connaissant rien sur leurs chats, ont été exclus de l'étude.

#### **I.4.3.2 Pour l'échantillon des chats**

Aucun critère d'exclusion n'a été retenu pour les chats.

## **I.5 Modes d'échantillonnage des chats et des ménages**

N'ayant pas la liste exhaustive des chats ou de propriétaires, le mode d'échantillonnage adopté a été l'échantillonnage en grappe. Chaque ménage a été considéré comme une grappe au sein des Fokontany du V<sup>ème</sup> arrondissement.

Les ménages nécessaires pour chaque Fokontany ont été choisis au hasard. Puis, dans chaque ménage enquêté, tous les chats qui ont répondu aux critères requis ont été sélectionnés. Les ménages ont été choisis comme suit : l'enquêteur s'est positionné au centre d'un Fokontany en effectuant un tirage au hasard à l'aide d'une pièce de monnaie pour faire un choix de l'itinéraire. Ensuite, les maisons considérées pour l'enquête ont été celles au bord de la route, du côté gauche, jusqu'à l'obtention du nombre de ménages nécessaires. Et si l'effectif des ménages n'a pas été encore atteint, l'enquêteur est revenu au centre du Fokontany pour recommencer la méthode.

## **I.6 Tailles de l'échantillon**

La taille de l'échantillon (n) des chats a été calculée à partir de la formule de l'échantillon à partir d'une proportion :

$$n = \frac{t^2 * p(1 - P)}{e^2}$$

Le niveau de confiance (t) pour un taux de confiance de 95 % est de 1,96. La prévalence estimative de l'helminthose gastro-intestinale chez les chats domestiques (P) n'était pas connue et a été donc fixée à 50 %. Et la marge d'erreur (e) a été fixée à 5 %.

$$n = \frac{1,96^2 * 0,5(1 - 0,5)}{0,05^2}$$

$$n = 384,16 \approx 384 \text{ chats}$$

Le nombre des chats par ménage dans la commune urbaine d'Antananarivo est de 1,64 en moyenne. Ainsi, 234 ménages ont été échantillonnés dans cette étude.

Le V<sup>ème</sup> arrondissement comprend 27 Fokontany. D'où, le choix de 4 ménages par Fokontany pour bien répartir les 234 ménages dans la totalité des Fokontany.

## **I.7 Variables étudiées**

Les variables indispensables pour calculer la prévalence globale, la prévalence par genre et la prévalence par classe des parasites sont le nombre de chats parasités, le nombre de chats parasités par genre, le nombre de chats parasités par classe et le nombre total de chats étudiés.

Les variables qui décrivent les renseignements sur les chats sont :

- le sexe (mâle ou femelle)

- le statut général (entier ou stérilisé)
- la catégorie d'âge
- l'état corporel (cachectique, maigre, équilibré, gras, très gras)

Les variables qui décrivent la conduite d'élevage des chats sont :

- le type d'alimentation
- le type de proie
- l'effectif des chats dans le ménage
- le milieu de vie des chats
- le type de sol de la cour
- les animaux en cohabitation avec les chats

Les variables décrivant l'hygiène et les soins sanitaires des chats sont :

- le rythme de vermifugation
- le rythme de lutte contre les puces
- le type de litière
- le rythme de changement de litière

## **I.8 Modes de collecte des données**

### **I.8.1 Enquête et observation directe**

Une fiche d'enquête a été remplie par observation directe de chaque chat et par interrogation de chaque propriétaire (Annexe 2). L'état corporel a été évalué par vue latérale de l'animal et par palpation des côtes et de la colonne vertébrale (Annexe 3). Lors de la collecte d'information sur l'âge, certains propriétaires ne connaissent pas l'âge de leurs chats. Alors, une estimation d'âge selon la dentition du chat a été effectuée (Annexe 4). Et pour diminuer le risque de biais de mémorisation, les questions ont été posées de façon indirecte lors de la collecte d'information sur la fréquence de vermifuge et d'antipuce des chats.

### **I.8.2 Collecte et stockage des prélèvements**

Avant la collecte des fèces, une observation de la marge de l'anus du chat a été effectuée pour vérifier les éléments parasitaires observables à l'œil nu. Pour chaque animal, une quantité fraîche de matière fécale a été prélevée à raison de 3 – 5g dans les

bacs à litières ou dans les endroits fréquentés pour la défécation. Chaque prélèvement a été mis dans un sac plastique individuel et hermétiquement fermé, portant une identification par chat, puis stocké immédiatement dans une glacière munie d'un accumulateur de froid. Si la lecture des prélèvements au microscope n'a pas été effectuée le jour de la collecte, les fèces ont été stockées dans un réfrigérateur à + 4°C pendant 12 heures au maximum.

Il a été impossible de recruter tous les chats présents dans chaque ménage, car il faut que le chat à qui correspond le prélèvement soit identifié. De ce fait, pour la majorité des ménages observés, seul un chat par ménage a été recruté. Cette méthode a permis d'avoir plus de fiabilité sur l'identification de l'échantillon et d'éviter le biais de sélection dû au mélange des fèces entre les congénères.

### **I.8.3 Analyses des fèces**

Le stockage des prélèvements et l'examen coproscopique ont été effectués au laboratoire de la Clinique Vétérinaire VETCARE à Ambatomitsangana. La technique de diagnostic choisie a été celle de Mac Master qui est une méthode de coproscopie quantitative basée sur la flottation. Son choix a été justifié par l'utilité du comptage des œufs pour certains parasites (ankylostomes, coccidies). La solution dense utilisée a été préparée à partir d'eau de robinet et de chlorure de sodium. Il s'agit d'un mélange de 400 g de sel de cuisine dans 1000 ml d'eau pour donner à la fin une densité de 1,18 à 1,2 (Annexe 5). Les données issues de l'analyse ont été enregistrées dans une fiche de résultats de laboratoire (Annexe 6).

## **I.9 Saisies et analyses des données**

Les données ont été saisies sur Access® 2010 de Microsoft Corporation, puis analysées avec les logiciels JMP Version 11 de SAS et IBM® SPSS® Statistics Version 21. Pour prévenir les erreurs de saisie, les types et les modalités de chaque variable ont été prédéfinis à l'avance. Pour s'assurer de la cohérence des données, des tris à plat et des tris croisés ont été effectués une fois que toutes les données ont été saisies.

De l'inférence statistique a été effectuée pour estimer la prévalence parasitaire de la population cible à partir de la prévalence calculée sur l'échantillon. L'intervalle de confiance à 95 % a été calculé à partir des formules suivantes :

$$\text{Limite inférieure} = P - 1,96 * \sqrt{\frac{P(1 - P)}{n}}$$

$$\text{Limite supérieure} = P + 1,96 * \sqrt{\frac{P(1 - P)}{n}}$$

« P » étant la prévalence calculée sur l'échantillon ; 1,96 est la valeur de l'écart-réduit correspondant à un risque d'erreur de 5 % ; « n » étant la taille de l'échantillon étudié.

Le test de Khi-deux a été utilisé pour établir une relation d'influence entre la prévalence des helminthes gastro-intestinaux chez les chats et ses facteurs d'exposition. Il s'agissait d'une comparaison de proportions de variables qualitatives. Mais si l'effectif des individus est inférieur à cinq, le test exact de Fisher a été utilisé. La marge d'erreur a été fixée à 0,05 avec un intervalle de confiance à 95 % des fréquences. La différence entre les proportions a été considérée comme significative lorsque la valeur de « p » est inférieure à 0,05.

Pour le calcul des OPG moyens, le coefficient de variation a été calculé avec la formule suivante :

$$\text{Coefficient de variation} = \frac{\text{Ecart type}}{\text{Moyenne}} \times 100$$

La population étudiée est dite hétérogène si la valeur du coefficient est supérieure à 10 et elle est homogène si la valeur du coefficient est inférieure à 10.

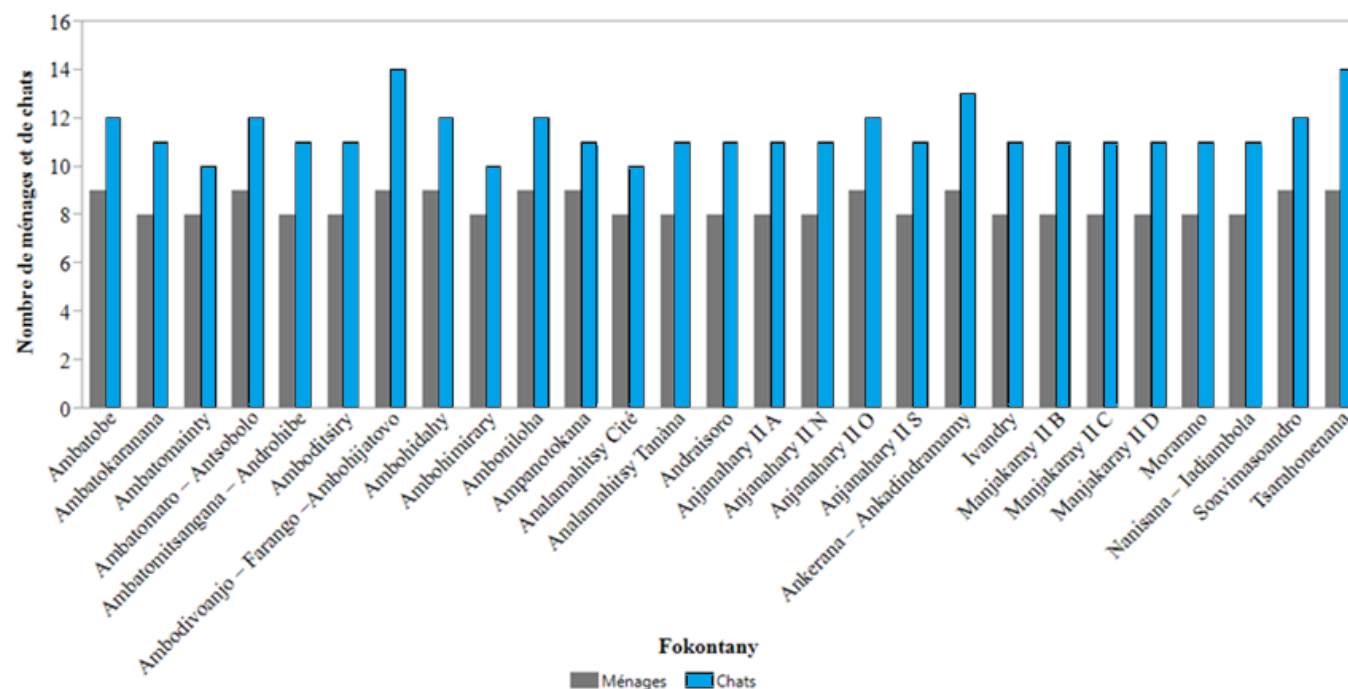
## **I.10 Considérations éthiques**

L'objectif de l'étude et les manipulations faites sur les chats ont été expliqués au propriétaire avant toute intervention. L'enquête et la collecte des prélèvements n'ont été effectuées qu'après le consentement éclairé des propriétaires. Les résultats obtenus n'ont pas été utilisés à d'autres fins que cette étude. Et les résultats de laboratoire ont été communiqués aux propriétaires qui ont voulu savoir l'état de parasitisme de leur chat.

## II RESULTATS

### II.1 Description de l'échantillon

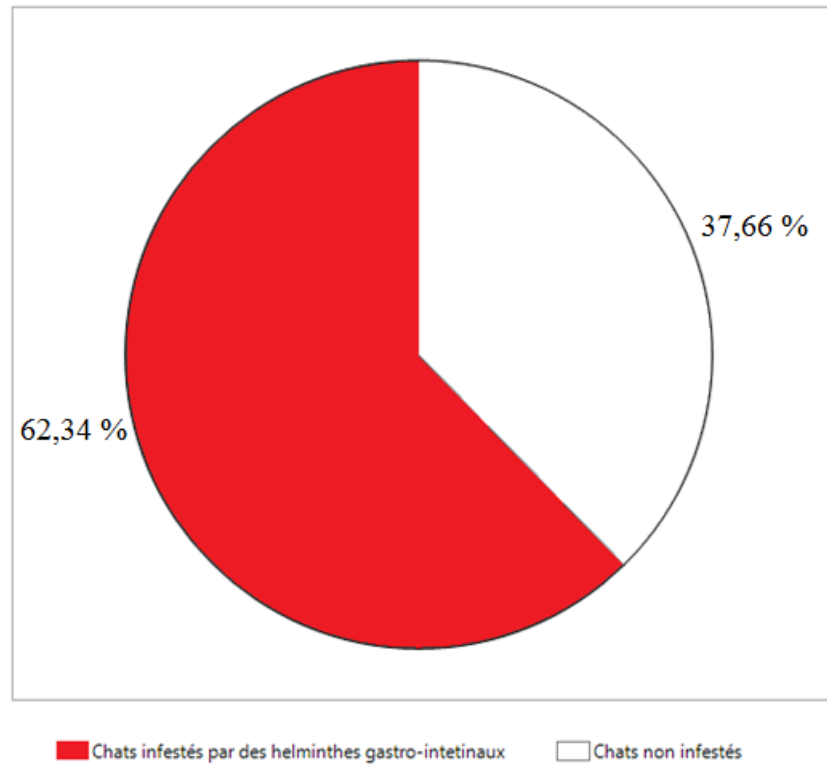
Tous les 27 fokontany dans le V<sup>ème</sup> arrondissement sont impliqués dans l'échantillonnage avec un taux de réponse de 96,58 % de la part des ménages choisis. Les 308 chats étudiés se répartissent dans 226 ménages pris dans les 27 fokontany. Parmi les ménages (8 – 9 par fokontany), la possession de chats varie de 10 à 14 par ménage (Figure 11, annexe 7)



**Figure 11 : Proportion des ménages et des chats étudiés par fokontany dans le V<sup>ème</sup> arrondissement de la CUA (Annexe 7)**  
**L'élevage de chats tient une importante place dans ces ménages pour diverses raisons.**

## II.2 Résultats par rapport à la prévalence des helminthes gastro-intestinaux chez les chats domestiques dans le V<sup>ème</sup> arrondissement de la CUA

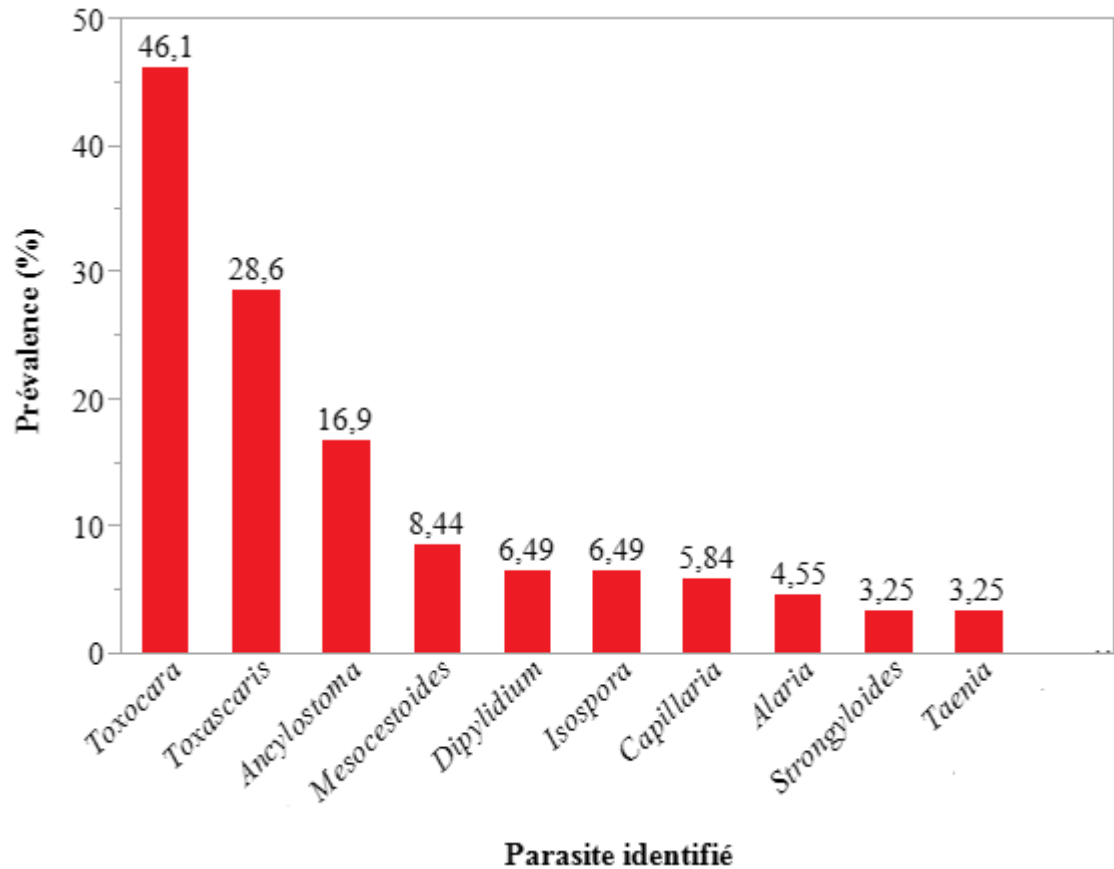
Dans la totalité de la population féline, la plupart des chats ont été infestés avec un taux de prévalence d'helminthose gastro-intestinale de  $62,34 \pm 5,41$  % (Figure 12).



**Figure 12 : Prévalence globale des helminthes gastro-intestinaux chez les chats dans le V<sup>ème</sup> arrondissement de la CUA en 2016**

Le mode d'élevage et les traitements de ces chats conditionnent le parasitisme gastro-intestinal chez les 37,66 % des chats non infestés.

Les genres parasites fréquemment identifiés ont été au nombre de 10. La dominance spécifique est menée par 3 genres de prévalences élevées telle que *Toxocara* (46,1 %), *Toxascaris* (28,6 %) et *Ancylostoma* (16,9 %) (Figure 13).

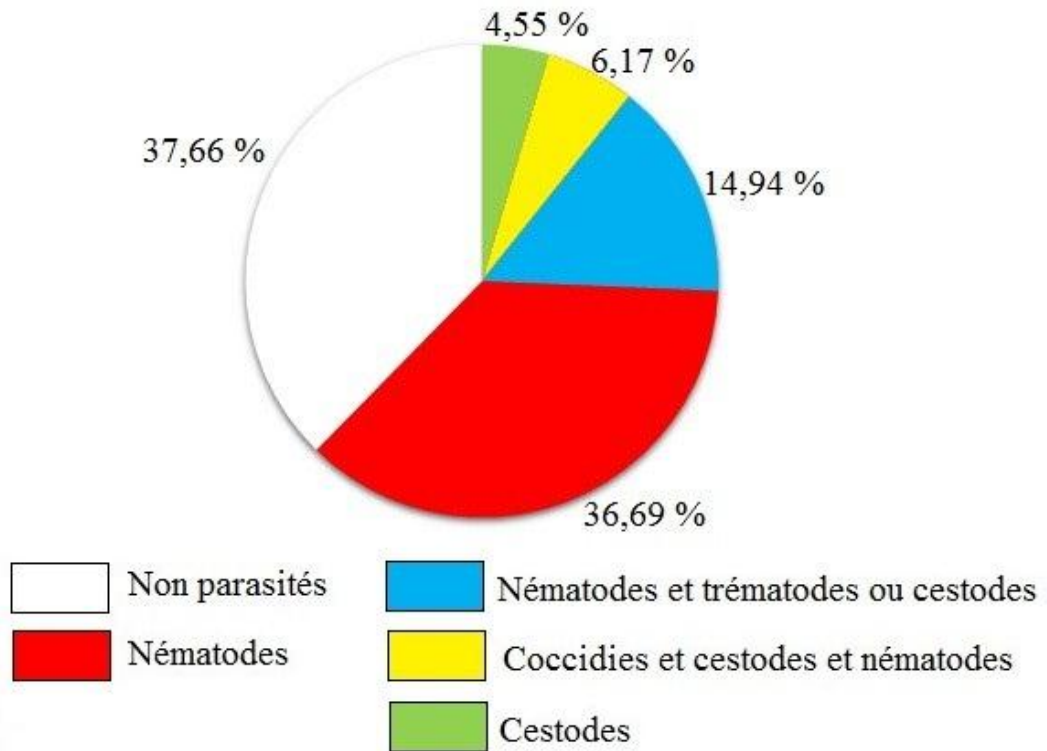


**Figure 13 : Prévalence de chaque parasite identifié**

L'importance spécifique des parasites est déterminée par l'environnement d'élevage.



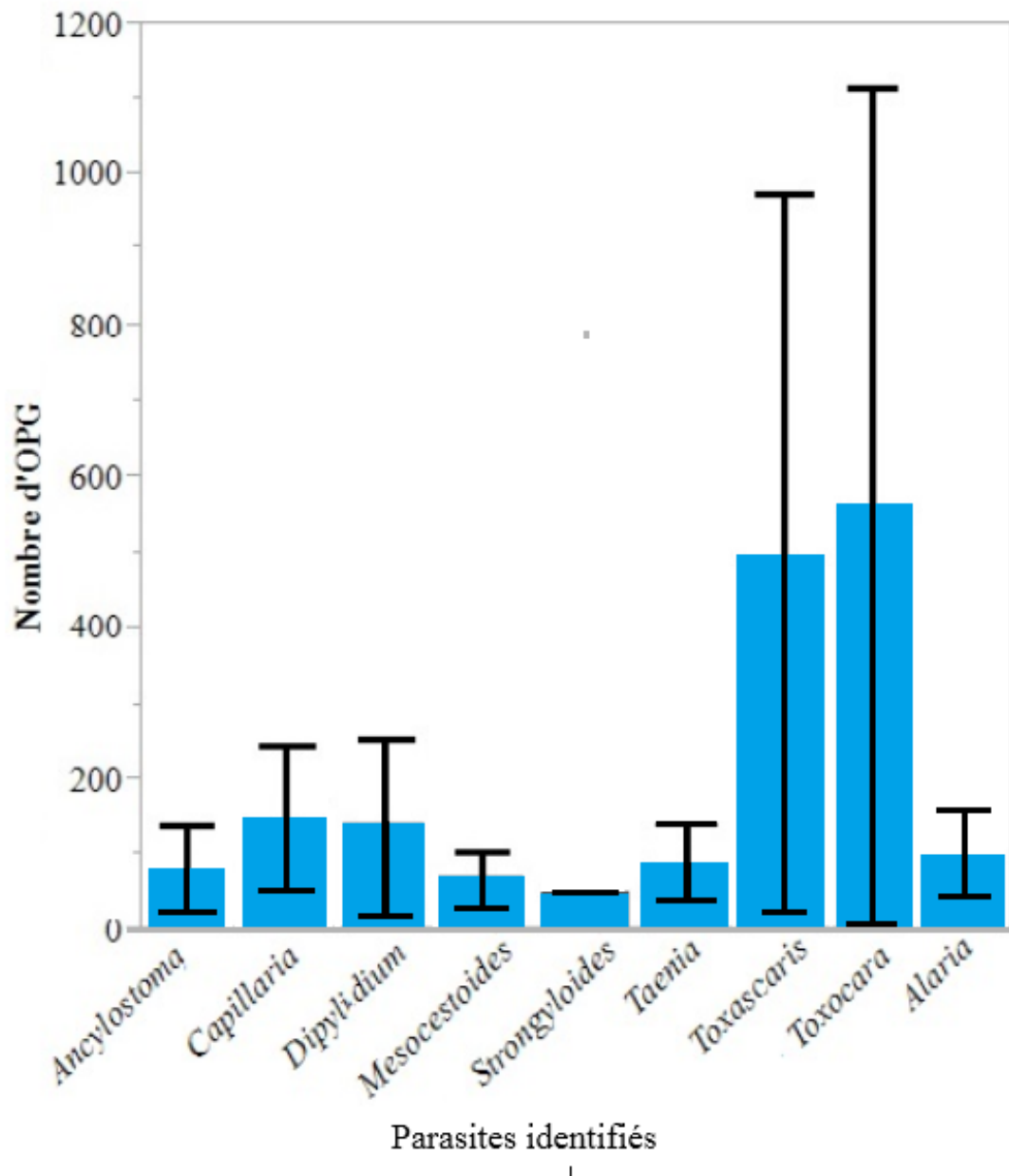
La majorité des chats sont impliqués dans l'uniparasitisme soit par nématodes (36,69 %) soit par cestodes (4,55 %). Entre autres, le polyparasitisme est constaté chez 14,94 % et 6,17 % des chats respectivement par nématodes – trématodes – cestodes et par coccidies – nématodes – cestodes (Figure 14).



**Figure 14 : Proportion des chats étudiés selon les classes des parasites**

Presque la totalité des chats parasités hébergent des nématodes. Les vers plats dont principalement des cestodes sont présents dans près du quart des prélèvements collectés. Les coccidies sont présentes dans près du vingtième des prélèvements collectés.

Le degré d'infestation se manifeste différemment avec le nombre des OPG du 50 à 560,56 (Figure 15). Le parasitisme est hétérogène et dominé par *Toxocara* avec  $560,56 \pm 553,16$  OPG.

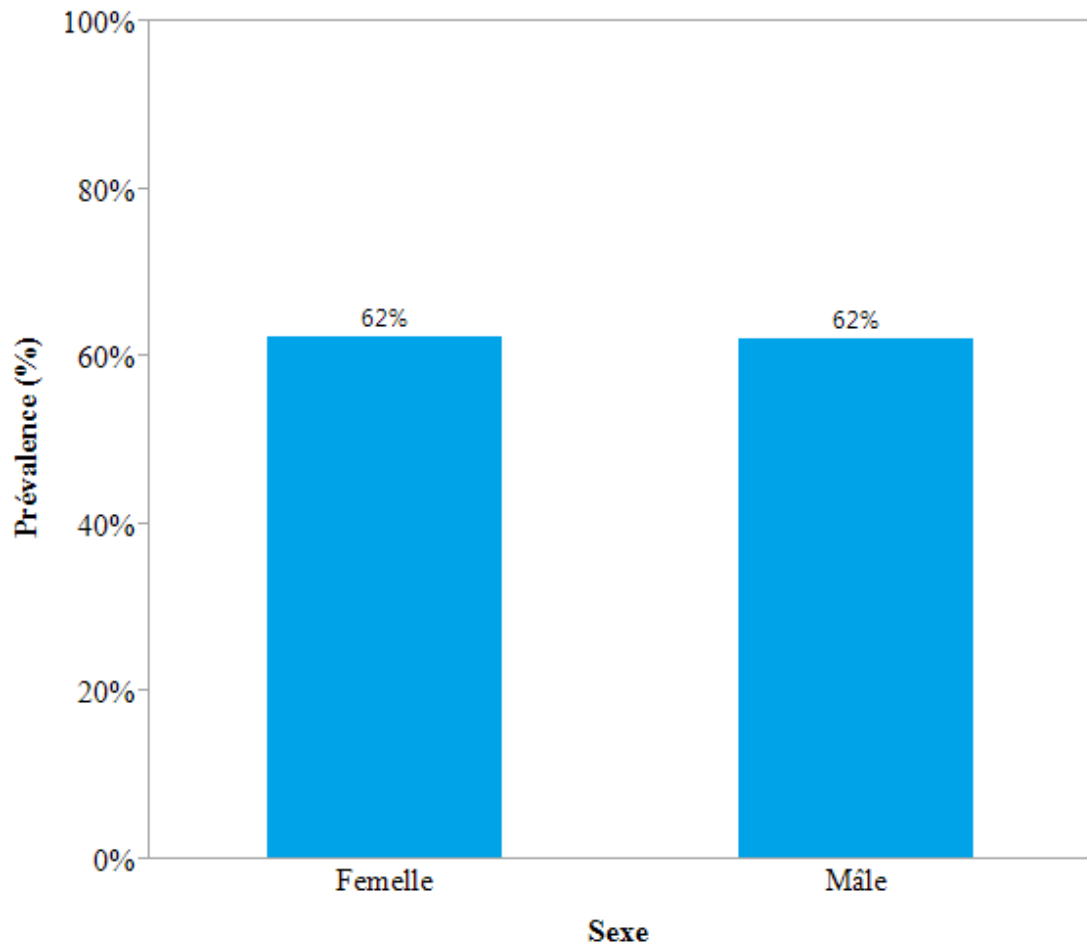


**Figure 15 : Valeurs moyennes et écart-types des nombres d'OPG selon les parasites identifiés chez les chats infestés**

Le coefficient de variation est très élevé ( $> 10\%$ ). Cette variation des nombres d'OPG est impliquée dans une hétérogénéité des échantillons prélevés. Les effets de traitement de ces chats en fait la possibilité de cette hétérogénéité.

### II.3 Résultats par rapport aux facteurs pouvant être associés à l'helminthose gastro-intestinale des chats domestiques dans la CUA

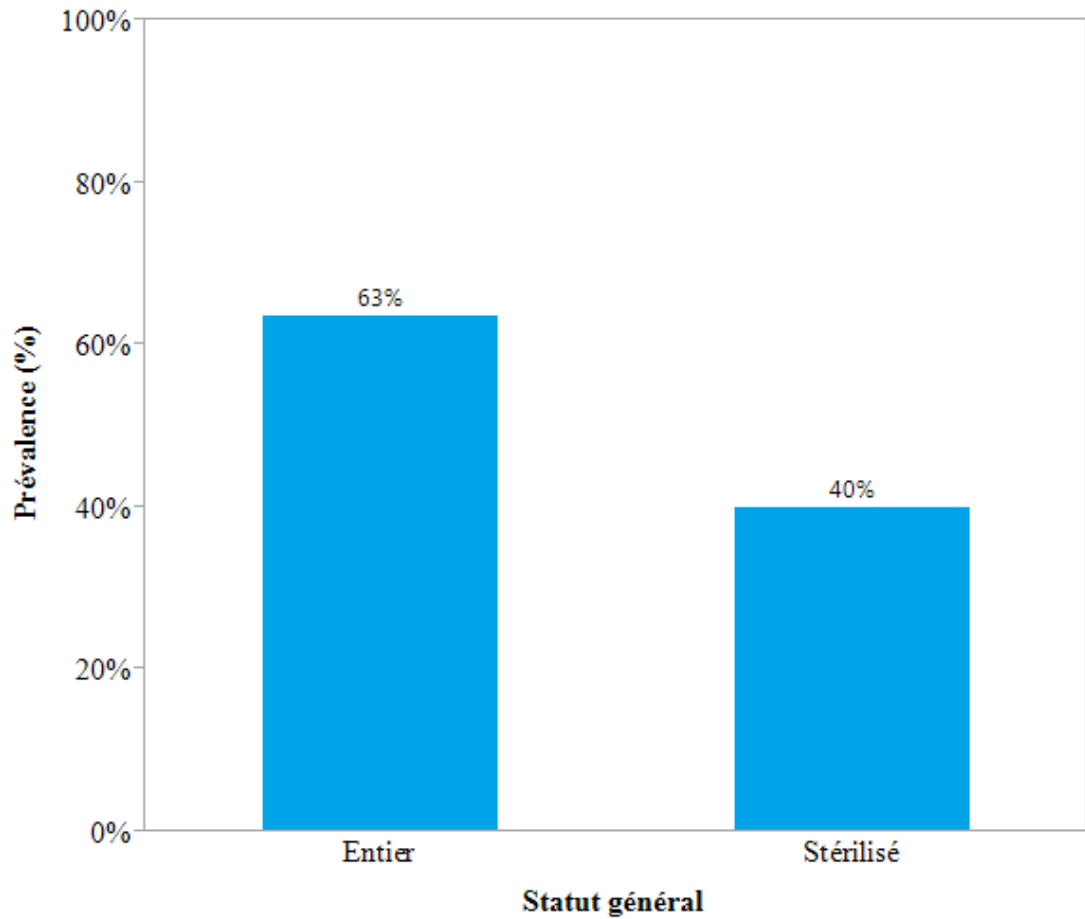
Le parasitisme helminthique n'est pas impliqué dans la discrimination sexuelle chez les chats. Les helminthoses gastro-intestinales touchent les deux sexes avec les mêmes prévalences (62,26 % chez les mâles ; 62,38 % chez les femelles) (Figure 16).



**Figure 16 : Proportion des chats parasités selon leurs sexes**

Aucune relation significative entre le parasitisme par les helminthes gastro-intestinaux et le sexe des chats étudiés n'est observée. La prévalence parasitaire ne varie pas que ce soit chez les mâles ou chez les femelles ( $p = 0,9846$ ).

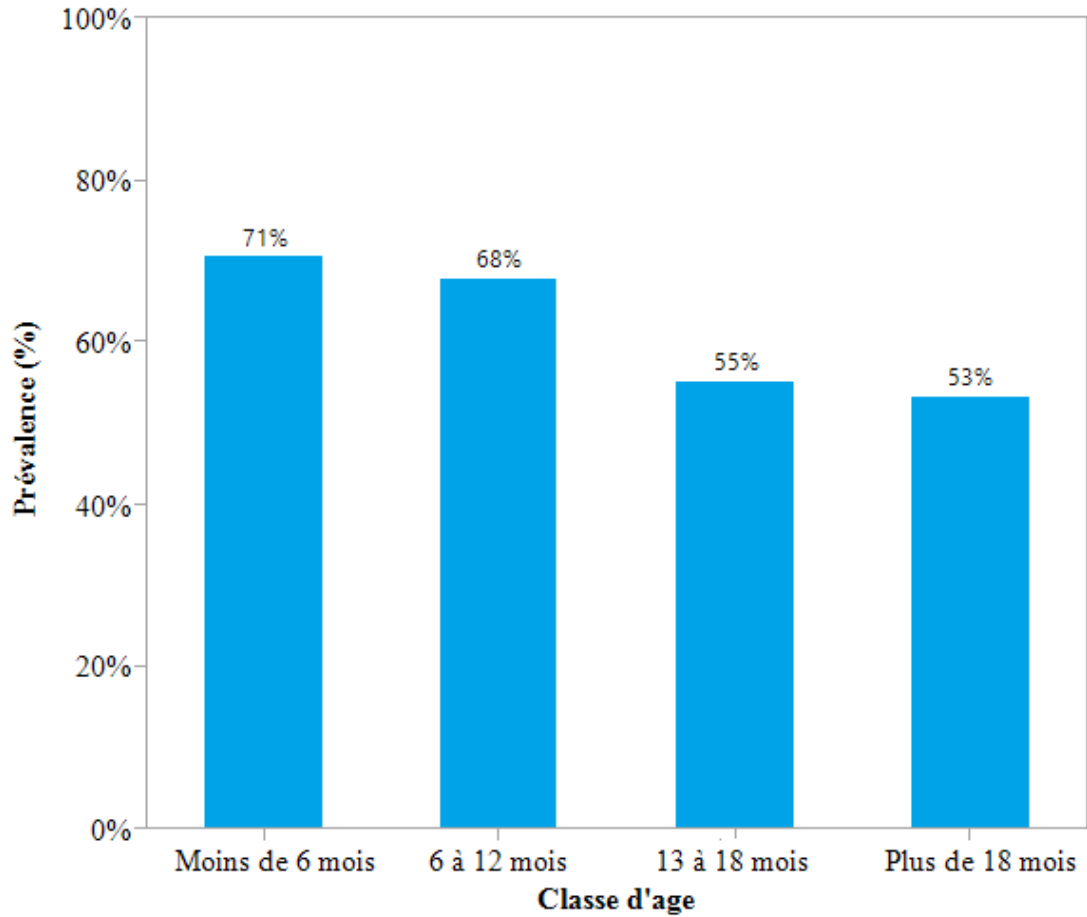
Une catégorisation de prévalence est constatée avec le statut général des chats : 63,48 % chez les chats entiers et 40 % chez les chats stérilisés (Figure 17).



**Figure 17 : Proportion des chats parasités en fonction de leurs statuts généraux**

Bien qu'apparemment les chats stérilisés soient moins infestés par rapport aux chats entiers, aucune différence significative ne peut être affirmée concernant le parasitisme en fonction du statut général de l'animal ( $p = 0,0672$ ).

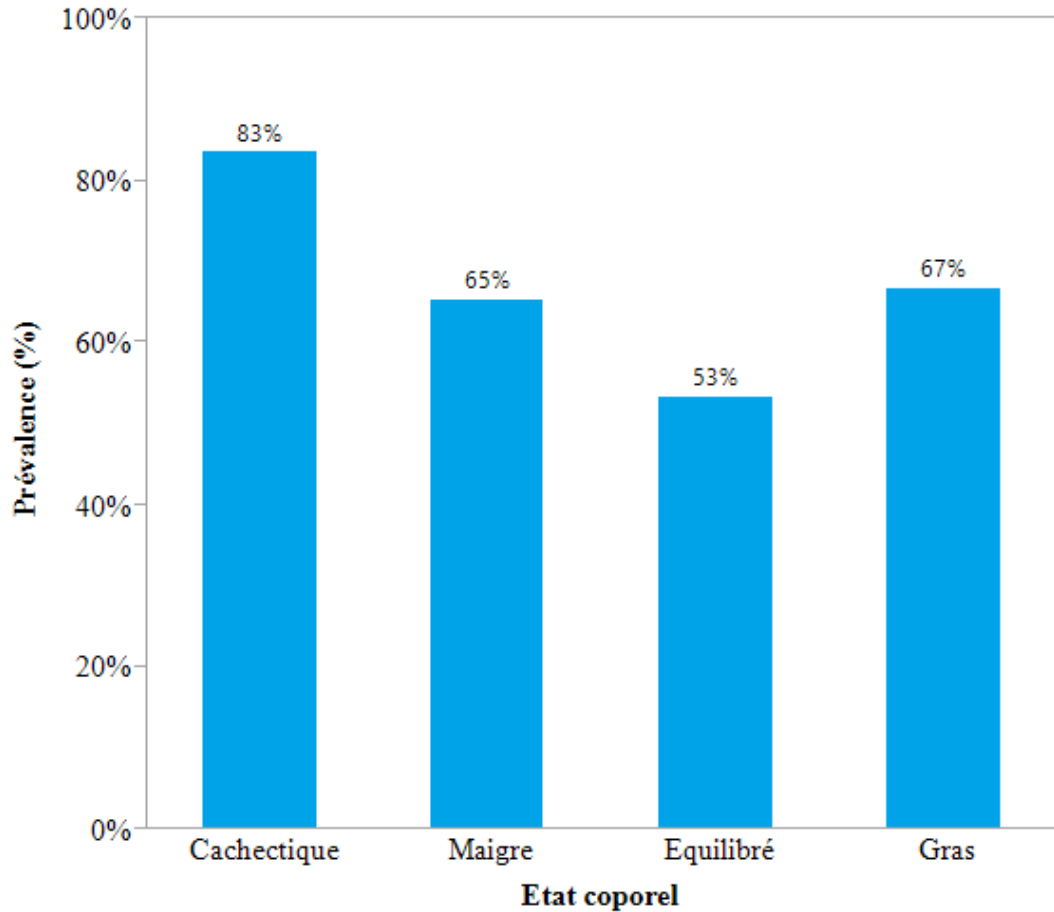
Les jeunes animaux sont les plus infestés avec 70,6 % de prévalence. Les chats âgés sont les moins infestés (53,2 %) (Figure 18).



**Figure 18 : Proportion des chats parasités selon leurs âges**

Les stades physiologiques et l'âge ont une influence positive sur le parasitisme aux helminthes gastro-intestinaux avec une relation significative ( $p = 0,0407$ ).

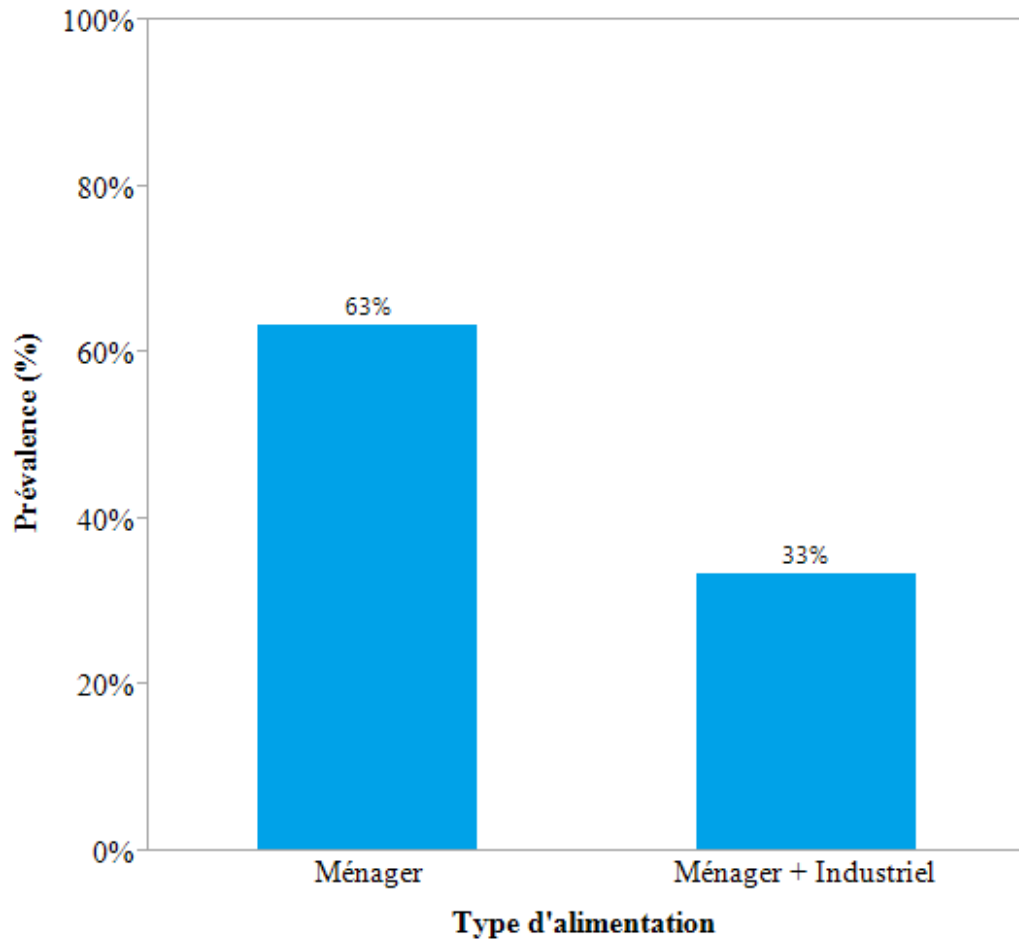
Les chats les plus cachectiques sont les plus infestés avec 83,33 % de prévalence contre 66,67 % chez les animaux gras (Figure 19).



**Figure 19 : Proportion des chats parasités selon leurs notes d'état corporel**

Le parasitisme par les helminthes gastro-intestinaux a une influence négative sur l'état corporel des chats mais avec une différence non significative ( $p = 0,0936$ ).

Le parasitisme n'est pas impliqué dans le régime alimentaire bien qu'apparemment il y ait une variation de la prévalence selon le type d'alimentation des chats (63,21 % chez les chats nourris avec du repas ménager contre 33,33 % chez les chats nourris avec du repas mixte) (Figure 20).



**Figure 20 : Proportion des chats parasités en fonction de leurs types d'alimentation**

Le type d'alimentation n'influence pas le niveau de la prévalence des helminthes gastro-intestinaux chez les chats domestiques étudiés ( $p = 0,0684$ ).

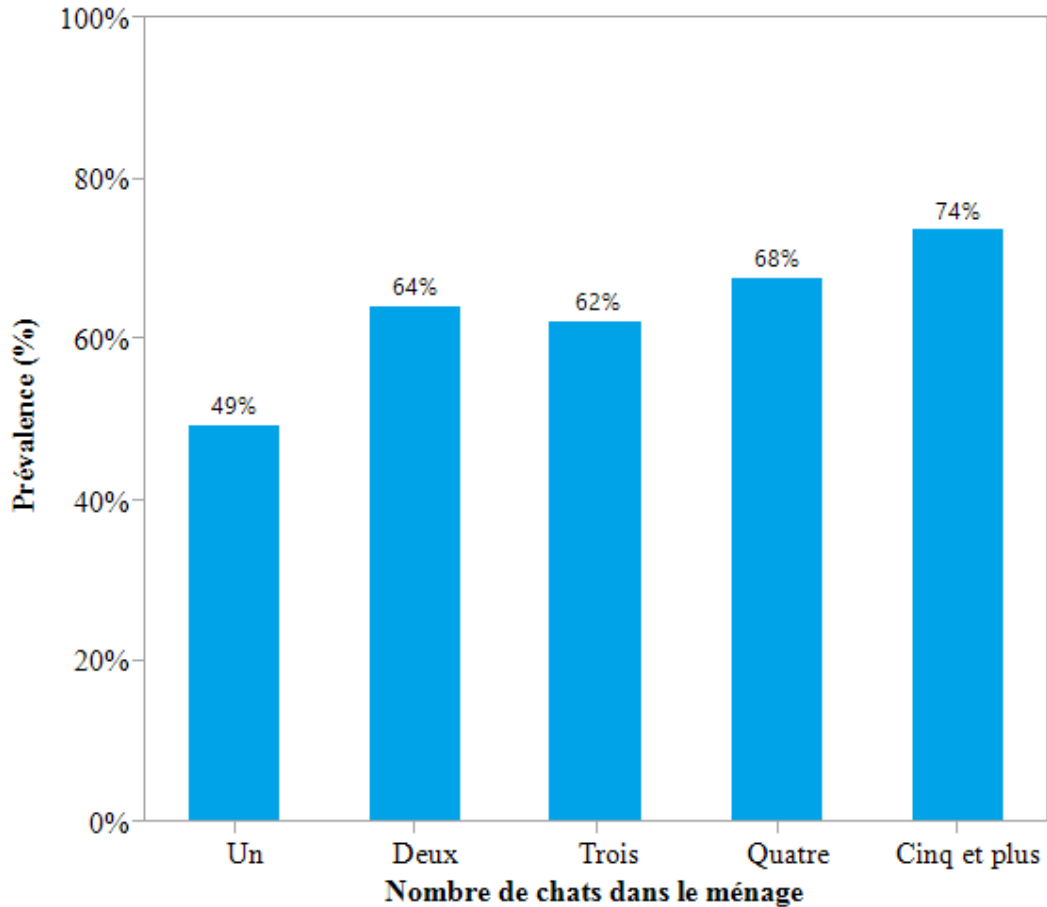
### Taux de parasitisme gastro-intestinal en fonction du type de proies chassées par les chats (annexe 8)

Le type de proie a un effet sur la prévalence globale des helminthes gastro-intestinaux chez les chats. Les influences positives et significatives observées sont les prévalences parasitaires selon la chasse des rongeurs ( $p = 0,0001$ ), selon la chasse des insectes ( $p = 0,0001$ ) et selon la chasse des reptiles ( $p = 0,0006$ ).

La prévalence des genres parasitaires des helminthes gastro-intestinaux varie aussi en fonction des types de proies que chassent les chats. Les prévalences de *Toxocara*, de *Toxascaris*, de *Mesocestoides* et de *Capillaria* sont significativement élevées chez les chats qui chassent des rongeurs. Les p-values respectives sont de 0,0001 ; 0,0043 ; 0,0496 ; 0,0085. Chez les chasseurs d'insectes, *Strongyloides*, *Dipylidium* et *Taenia* sont les plus prédominants. Les p-values sont respectivement de 0,0002 ; 0,0356 ; 0,0024. Chez les chasseurs de reptiles, la prévalence des ascaridés est la plus fréquente ( $p = 0,0001$  pour *Toxocara* et 0,0245 pour *Toxascaris*). Ensuite vient la prévalence du genre *Ancylostoma* avec une p-value de 0,0016. Lors de la chasse d'amphibiens, les prévalences de *Capillaria* et de *Mesocestoides* sont significativement élevées. Les p-values sont respectivement de 0,0057 et 0,0001. Et si la proie s'agit de volaille, l'helminthe prédominant est le genre *Capillaria* accompagné d'une p-value de 0,0032.



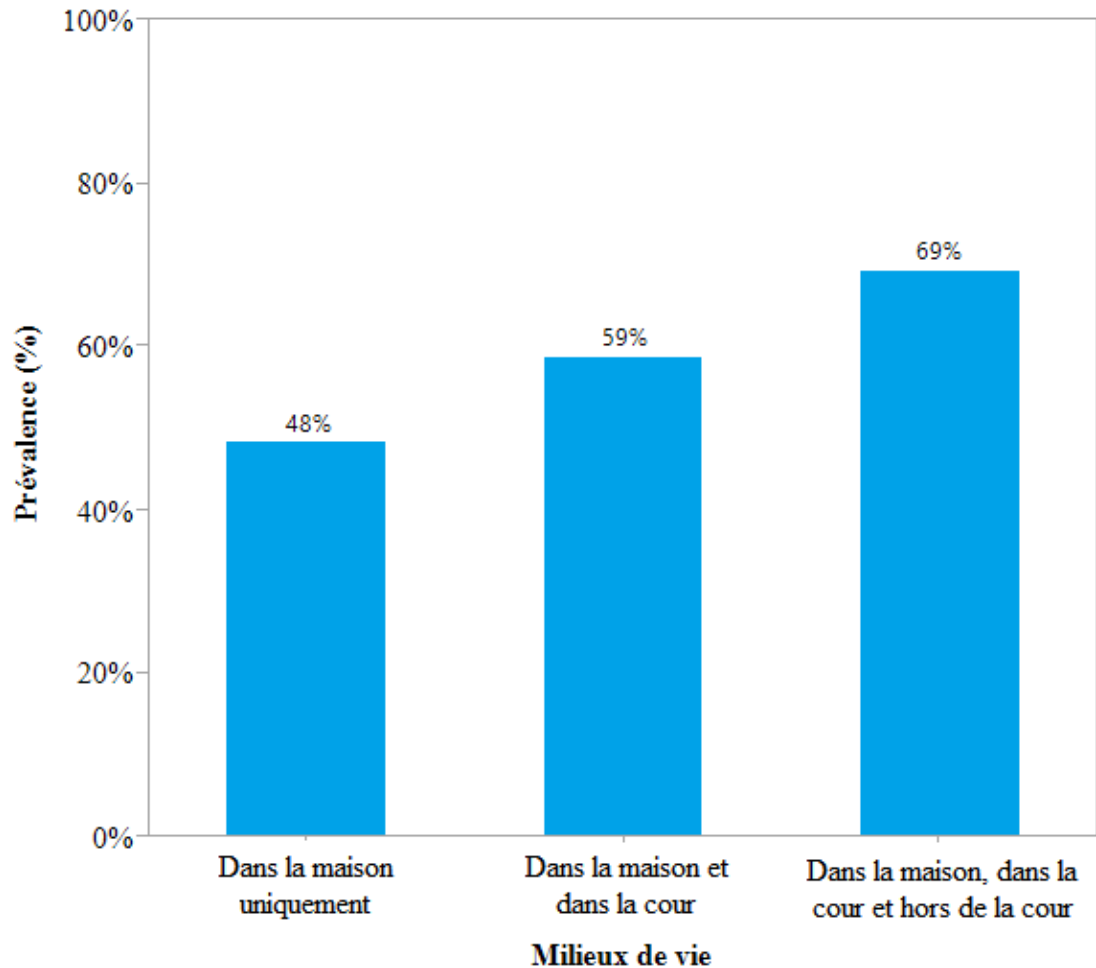
Le parasitisme varie en fonction de l'effectif des chats élevés dans chaque ménage. Les chats les plus infestés sont ceux qui vivent dans un groupe de cinq et plus avec une prévalence parasitaire de 73,6 %. Et les chats solitaires sont les moins infestés avec une prévalence de 49,4 % (Figure 21).



**Figure 21 : Proportion des chats parasités selon leurs effectifs dans les ménages enquêtés**

Plus les chats vivent en collectivité, plus ils sont infestés par les helminthes gastro-intestinaux ( $p = 0,0336$ ).

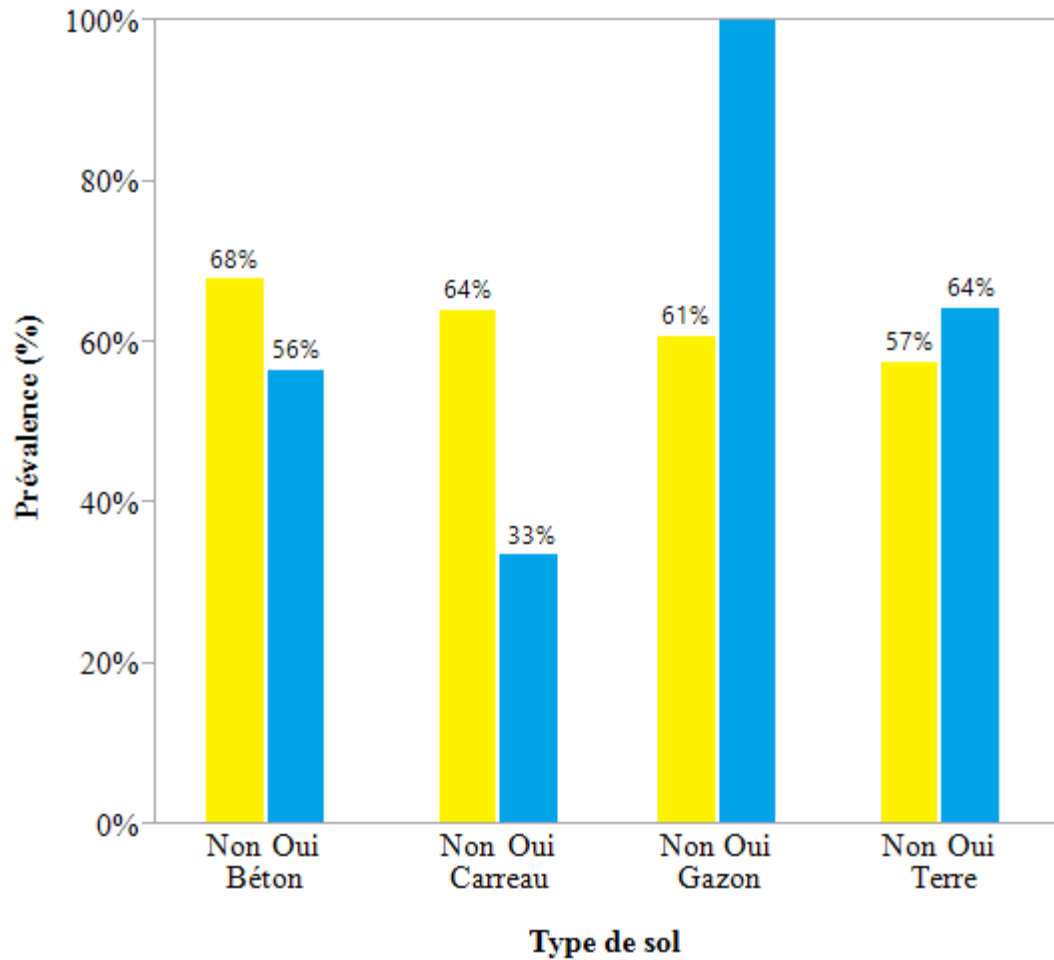
Une variation du taux de parasitisme est observée en fonction des milieux accessibles aux chats. Les chats les plus parasités sont ceux qui ont de l'accès à la fois dans la cour et en dehors de la cour tandis que les chats de maison sont les moins infestés (Figure 22).



**Figure 22 : Taux de parasitisme en fonction des milieux accessibles aux chats**

Il y a une relation significative entre le parasitisme par les helminthes gastro-intestinaux et les milieux accessibles chez les chats étudiés. Plus les chats ont de l'accès en dehors de la maison, plus le taux d'infestation par les helminthes gastro-intestinaux est élevé ( $p = 0,0144$ ).

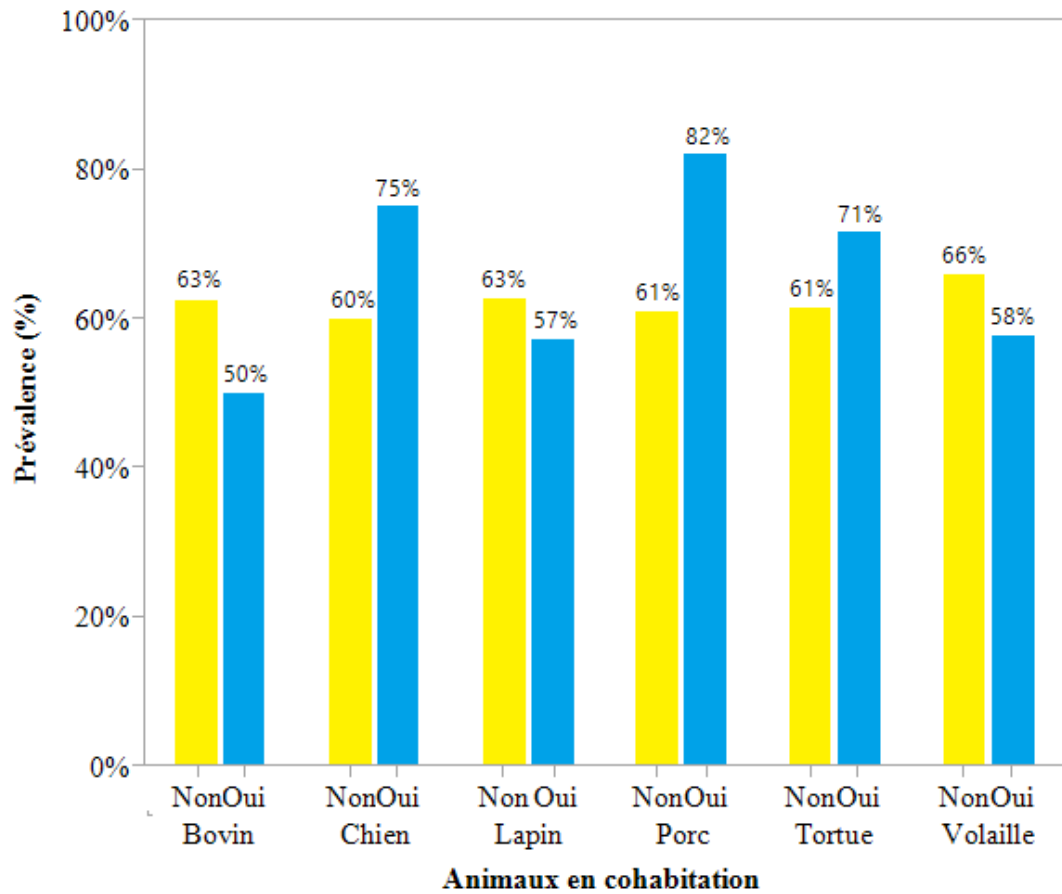
Le type de sol où fréquentent les chats présente un effet sur la prévalence des helminthes gastro-intestinaux (Figure 23).



**Figure 23 : Taux de parasitisme des chats en fonction du type de sol de la cour**

Le fait que le type du sol de la cour soit en béton, en carreau ou en gazon influence significativement le parasitisme par les helminthes gastro-intestinaux avec des p-values respectives de 0,0420 ; 0,0175 et 0,0024.

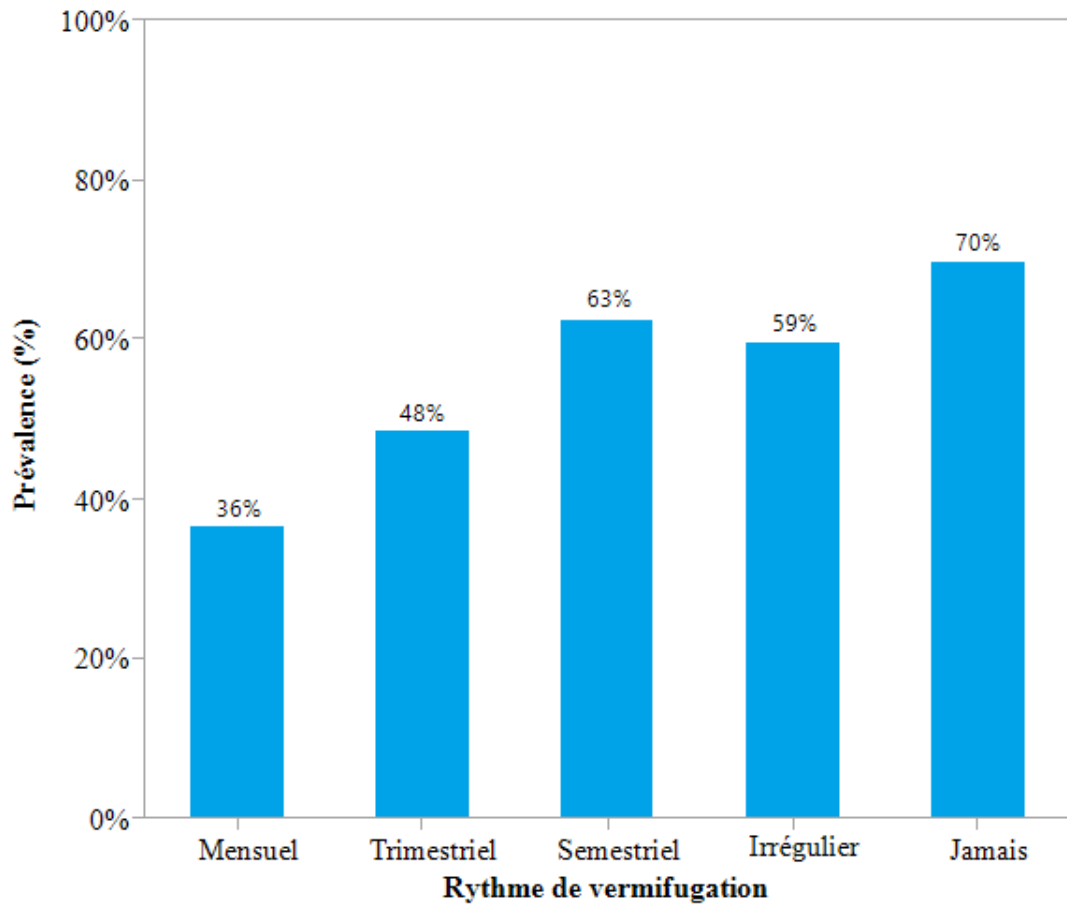
Une variation de la prévalence parasitaire est apparemment observée en fonction des types d'animaux en cohabitation avec les chats étudiés (Figure 24).



**Figure 24 : Taux de parasitisme chez les chats en fonction de leurs cohabitations avec d'autres animaux**

Seule la cohabitation avec le chien a une relation significative avec le parasitisme chez les chats domestiques étudiés. Les chats qui vivent avec du chien sont plus infestés par rapport aux autres ( $p = 0,0488$ ).

Une influence négative de la prévalence parasitaire est observée en fonction du rythme de vermifugation. Les chats régulièrement vermifugés sont moins infestés par rapport à ceux qui sont irrégulièrement vermifugés ou à ceux qui n'ont jamais été vermifugés (Figure 25).

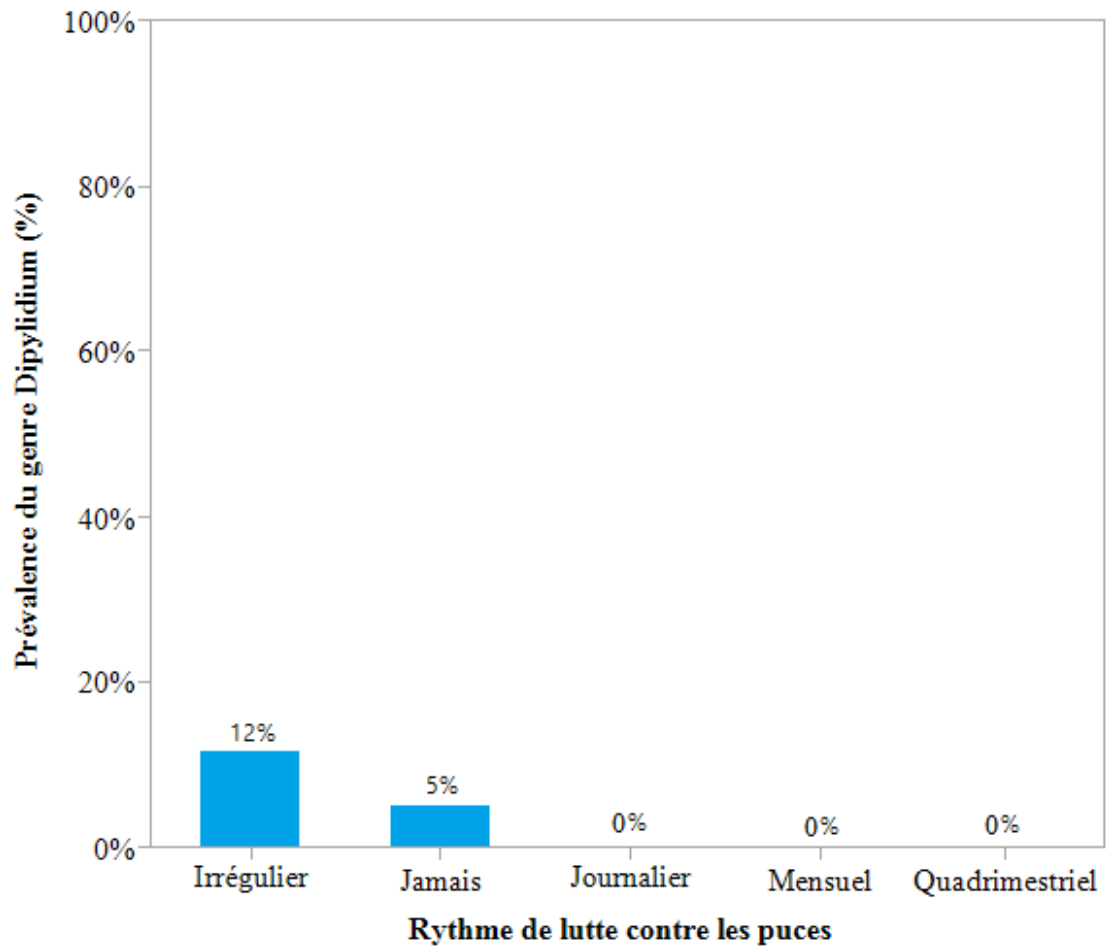


**Figure 25 : Taux de parasitisme des chats en fonction du rythme de vermifugation**

L'infestation aux helminthes gastro-intestinaux des chats varie significativement en fonction du rythme de vermifugation. Les chats qui n'ont jamais été vermifugés durant leurs vies sont les plus infestés ( $p = 0,0114$ ).



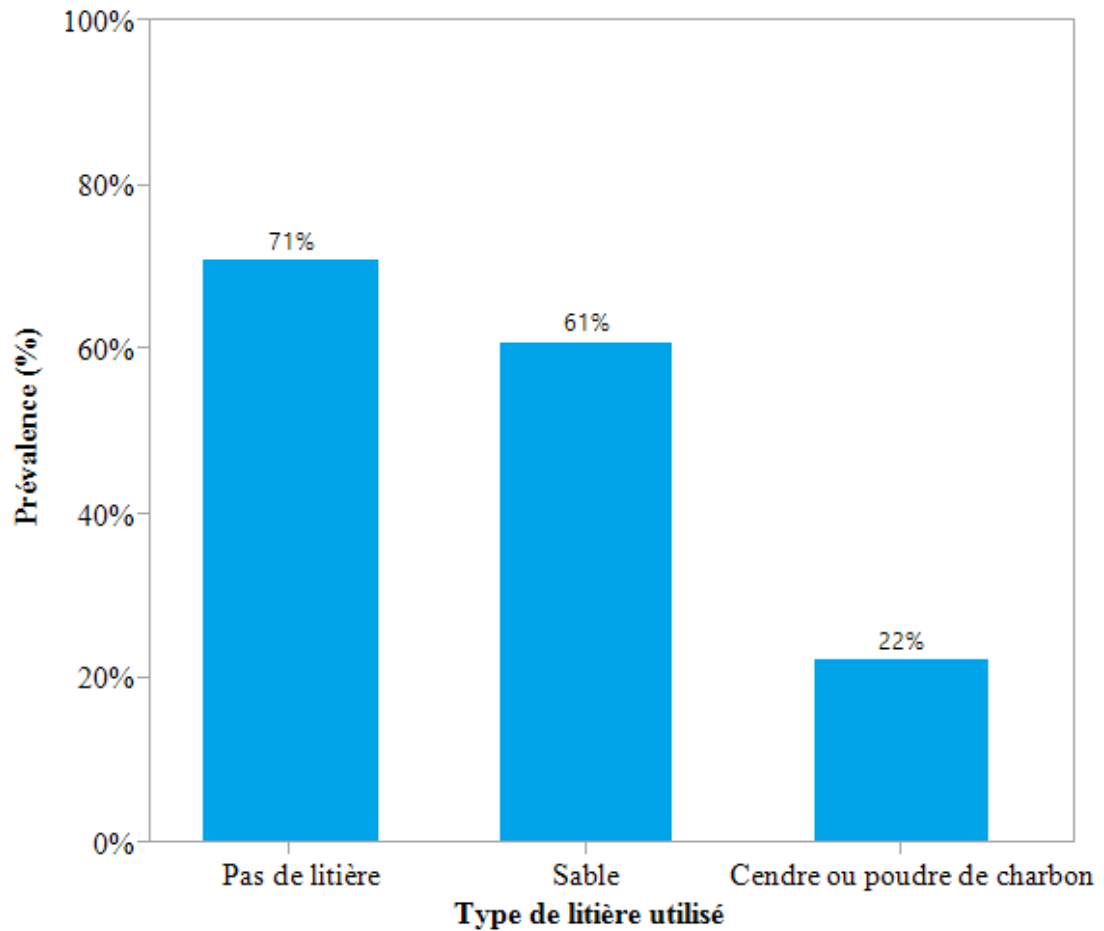
Le genre parasite *Dipylidium* n'est pas impliqué dans la fréquence de lutte contre les puces chez les chats domestiques étudiés (Figure 26).



**Figure 26 : Taux de parasitisme du genre *Dipylidium* en fonction du rythme de lutte contre les puces chez les chats**

Aucune association significative n'a été observée entre la prévalence du genre parasite *Dipylidium* et la fréquence de lutte contre les puces ( $p = 0,3518$ ).

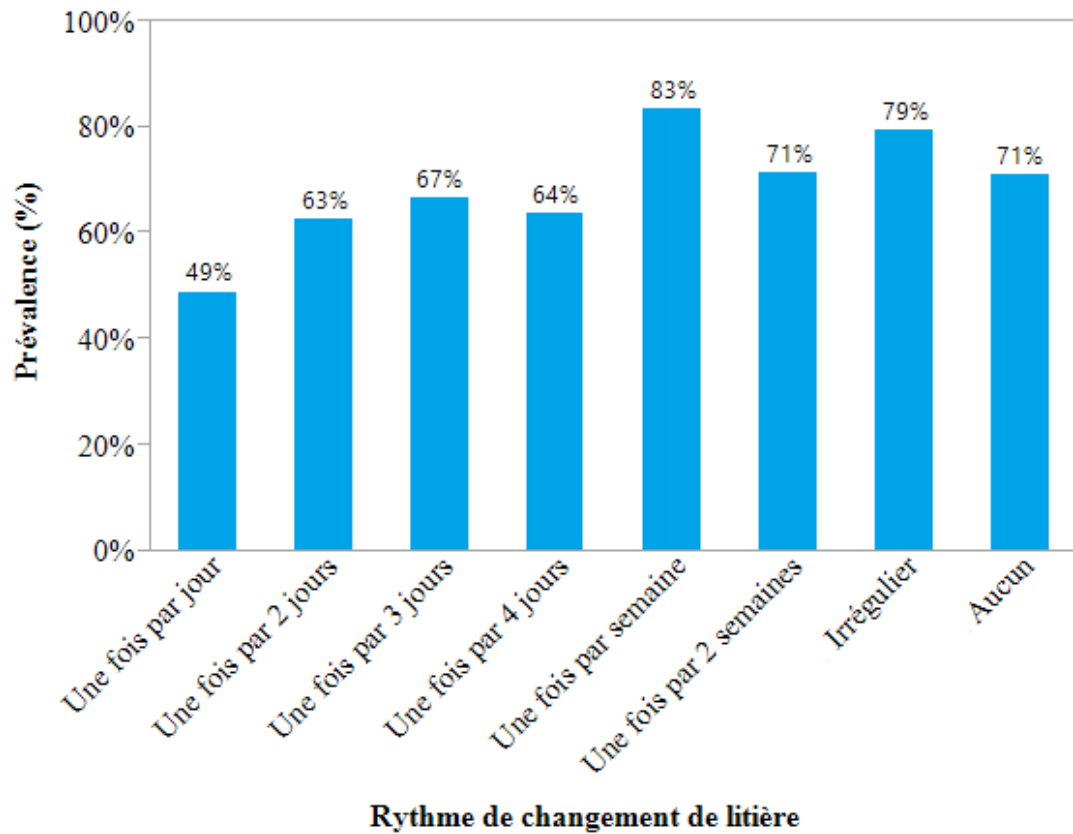
Le type et la possession ou non de litière a un effet sur le parasitisme. Les chats qui n'ont pas de litière sont les plus infestés avec une prévalence de 70,73 % tandis que les chats dont leur type de litière s'agit de cendre ou de poudre de charbon sont les moins infestés avec une prévalence de 22,22 % (Figure 27).



**Figure 27 : Taux de parasitisme des chats en fonction du type de litière utilisée**

L'association du parasitisme avec le type de litière utilisée est statistiquement significative ( $p = 0,0120$ ) et la prévalence parasitaire la plus élevée se trouve chez les chats qui ne possèdent pas de litière.

Le parasitisme par les helminthes gastro-intestinaux chez les chats varie en fonction de la fréquence du changement de la litière (Figure 28).



**Figure 28 : Taux de parasitisme des chats selon le rythme de changement de litière**

Le rythme de changement de litière influence significativement le parasitisme chez le chat ( $p = 0,0067$ ). Le taux d'infestation est le plus élevé lorsque la litière n'est pas changée de façon quotidienne.



### **TROISIEME PARTIE : DISCUSSION**

Dans des études similaires, les fèces ont été collectés directement dans le rectum après avoir anesthésié le chat avec de la kétamine [44] ou bien à l'aide d'écouvillonnage rectal [12]. Dans d'autres études, la défécation a été stimulée avec du laxatif ce qui permet d'éviter l'influence du milieu extérieur sur les fèces. Faute de moyen financier, ces méthodes directes n'ont pas pu être reproduites, mais des prélèvements indirects des fèces au sol ont été effectués [22,35]. Par contre, la limite des méthodes directes qui est l'impossibilité d'atteindre la quantité de fèces utile pour une coproscopie utilisant la technique de flottaison a été passée [22]. De plus, en dehors du fait que la manipulation du chat n'est pas souvent évidente, il est facile de solliciter les propriétaires à inclure leurs chats dans l'étude en collectant les prélèvements de fèces dans les litières. L'inconvénient de cette méthode est la possibilité d'une contamination du prélèvement par le milieu extérieur (présence des nématodes libres et des acariens, influence du climat). Mais pour minimiser le biais d'information qui a pu en découler, les enquêteurs ont veillé à ce que les fèces prélevées soient celles fraîchement émises et ne soient pas munies de terres [45]. Et pour garder au maximum les prélèvements à l'état frais, le temps d'attente entre la collecte de prélèvements et l'analyse de laboratoire n'a pas dépassé les 12 heures [32].

Bien que la technique de flottation soit une technique de routine, facile à réaliser et de moindre coût [46], elle est moins sensible par rapport au diagnostic nécropsique pour rechercher des helminthes gastro-intestinaux [32]. En effet, un résultat négatif après une méthode de flottation ne certifie pas l'absence d'helminthe chez l'animal [36]. Cette situation est surtout valable pour le cas des genres *Taenia* et *Dipylidium* [32]. Ce manque de sensibilité peut être dû au fait que les œufs ne peuvent pas être détectés lorsque les parasites sont encore de forme immature (stade prépatent), ou qu'il s'agisse d'un seul sexe de ver, ou bien l'excrétion des œufs est très faible et ne peut pas dépasser la limite de détection de l'examen coprologique [28,36]. C'est la raison pour laquelle la recherche d'anneaux ovigères de cestodes sur les marges de l'anus a été effectuée. Mais cette méthode est loin d'être fiable si elle a été utilisée seule, car l'élimination d'anneaux ovigères dans les fèces est extrêmement irrégulière [27]. Par ailleurs, la flottation ne permet pas d'identifier les larves. La technique de Baermann est indiquée dans ce cas, mais elle n'a pas pu être appliquée à cause de l'absence de matériel [47]. Aussi, l'identification des parasites par coproscopie est limitée au genre. Le PCR ou copro-ADN

permet une identification précise des parasites surtout les cestodes, mais il est onéreux et réservé à des laboratoires spécifiques [47].

Cette présente étude montre une haute prévalence des helminthes gastro-intestinaux chez les chats (62,34 %) et la majorité des parasites trouvés sont ceux ayant une importance zoonotique (*Toxocara*, *Ankylostoma*, *Dipylidium* et *Strongyloides*). L'utilité de ces informations se repose sur l'importance médicale et économique de l'helminthose gastro-intestinale des carnivores domestiques. Les jeunes sont les plus prédisposés et les manifestations cliniques sont parfois mortelles. Certains cas zoonotiques conduisent aussi à la mortalité. Les impacts économiques concernent le coût des traitements et les pertes en élevage [18]. De plus, l'observation de la haute prévalence de *Toxocara* chez le chat permet de souligner l'importance du risque à la santé publique. En effet, la toxocarose est une zoonose potentiellement dangereuse chez l'homme [7] pouvant entraîner des migrations larvaires au niveau oculaire et viscéral [12]. Le résultat par rapport à la prévalence des helminthes gastro-intestinaux prouve aussi que les chats dans le V<sup>ème</sup> arrondissement hébergent de nombreux genres parasites. Cette situation permet de déduire que les soins sanitaires des chats sont encore insuffisants dans cet endroit [12].

La vermifugation est un acte qui doit tenir compte de nombreux facteurs, liés à l'hôte (chat ou chien, âge, mode de vie), aux parasites (cycles évolutifs, milieux à risque) et aux anthelminthiques disponibles (spectre d'activité des principes actifs, formes galéniques, protocoles d'utilisation). Ainsi, la connaissance de ces prévalences et de ces facteurs de risque constitue un élément clé dans la thérapeutique antiparasitaire chez les chats dans la Commune Urbaine d'Antananarivo [1].

La prévalence globale de l'helminthose gastro-intestinale des chats, trouvée dans le V<sup>ème</sup> arrondissement de la CUA ( $62,34 \pm 5,41$  %), est comparable à celle trouvée en Ethiopie (65,9 %) et en Brésil (65,3 %) [6,11].

*Toxocara cati* est un parasite cosmopolite et est le nématode le plus courant chez le chat [28], notamment dans les pays en voie de développement [31]. D'après le résultat trouvé sur la prévalence selon les genres parasites, *Toxocara* est le genre le plus prédominant (46,1 %). Dans la présente étude, les trois premiers genres d'helminthes gastro-intestinaux les plus prédominants chez les chats sont *Toxocara*, *Toxascaris* et *Ancylostoma* avec des prévalences respectives de 46,1 %, 28,6 % et 16,9 %. Ces résultats

sont similaires à ceux rencontrés en Nigéria où les prévalences de ces parasites sont respectivement 48,5 %, 23,5 % et 57 % [12].

Cinquante-sept virgules huit pour cent des chats sont parasités par des nématodes. Ce résultat pourrait être à l'origine du fait que les parasites les plus répandus dans le monde sont les nématodes gastro-intestinaux [31]. Dans le V<sup>ème</sup> arrondissement, le genre *Toxocara* possède l'OPG moyen le plus élevé ( $560,56 \pm 553,16$  OPG). Ce résultat est presque deux fois plus élevé que ce rencontré dans des pays africains comme Nigéria où l'OPG moyen de *Toxocara cati* est aussi le plus élevé, mais avec une valeur de  $391,4 \pm 101,2$  OPG [12]. En ce qui concerne la relation entre le parasitisme et le sexe des chats, aucune relation significative n'a été observée ( $p = 0,9846$ ). En effet, aucune information concernant la présence d'une relation significative entre le parasitisme et le sexe des chats n'a été trouvée dans la littérature.

Il s'avère que les chats stérilisés hébergent moins de *Toxocara cati* par rapport aux chats entiers. Toutefois, le résultat trouvé ne suit pas cette affirmation, car la prévalence des helminthes gastro-intestinaux ne varie pas quel que soit le statut général du chat. Théoriquement, les chatons possèdent un risque plus élevé à l'helminthose gastro-intestinale par rapport aux chats adultes [11]. Le résultat de notre étude suit cette théorie, car les chats de moins de 6 mois d'âge sont les plus parasités (prévalence = 70,59 %,  $p = 0,0407$ ). Ce résultat est similaire à ce trouvé au Nigéria [12]. Cette situation s'explique par la transmission de certains parasites via le colostrum (pour le cas des genres *Toxocara* et *Ankylostoma*) [12]. De plus, les genres parasites fréquents chez le chaton (*Toxocara* et *Ankylostoma*) [11] occupent plus de la moitié de la prévalence parasitaire globale dans notre étude (63 %).

Après le sevrage, si l'animal est nourri avec de l'alimentation industrielle (croquette, pâté), le risque de réinfestation peut diminuer [18]. Cependant, le résultat de cette étude ne suit pas cette affirmation, car l'infestation par l'helminthose gastro-intestinale des chats n'est pas influencée par le régime alimentaire. Cette situation peut être due à la cuisson des aliments ingérés par le chat. La cuisson préalable des aliments, au minimum à 65 °C pendant 10mn, permet d'éviter l'infestation à des parasites transmissibles via la viande crue [36].

Pour 91 % des propriétaires de chats dans la CUA, la première raison d'adoption est la chasse aux rats et aux souris [42]. Or, selon European Scientific Counsel Companion Animal Parasites (ESCCAP), la chasse des rongeurs augmente le risque d'infestation par les helminthes gastro-intestinaux. En effet, les rongeurs sont des hôtes intermédiaires et paraténiques de la plupart des helminthes gastro-intestinaux des chats, tels sont les cas de *Toxocara cati*, *Toxascaris leonina*, *Ancylostoma* et *Taenia taeniaeformis* [28,48]. Ce qui justifie la haute significativité de la relation entre la prévalence parasitaire globale et la chasse des rongeurs par les chats ( $p = 0,0001$ ). La chasse des oiseaux peut augmenter aussi le risque d'infestation par les helminthes gastro-intestinaux (*Toxocara cati*, *Toxascaris leonina*) [28]. Pour le genre *Mesocestoides*, les hôtes intermédiaires sont des reptiles, des grenouilles, des mammifères (rongeurs, oiseaux) [17]. Cette situation explique l'association significative de la prévalence de *Mesocestoides* avec la chasse des rongeurs et d'amphibien. Pour la relation entre la chasse d'insectes et la prévalence de *Mesocestoides*, aucune littérature n'affirme cette situation. De ce fait, cette relation serait probablement due au fait que les insectes pourraient être des hôtes paraténiques de *Mesocestoides*. La prévalence de *Capillaria* est élevée chez les chats qui chassent des rongeurs et des oiseaux. Ce résultat est dû au fait que les rongeurs et les oiseaux sont les hôtes paraténiques de *Capillaria* [17]. Une association significative entre la prévalence de *Dipylidium* et la chasse des insectes a été trouvée. Ces insectes s'agissent des mouches, cafards et papillons. Or, les insectes dites hôtes intermédiaires de *Dipylidium* ne sont que des puces et des poux [17]. Donc, le résultat trouvé pourrait être probablement dû au fait que certains insectes (mouches, cafards, papillons) pourraient dès fois être des hôtes paraténiques de *Dipylidium*. Selon la littérature, les hôtes intermédiaires de *Taenia* sont des petits rongeurs [17]. Toutefois, notre résultat montre une haute prévalence de *Taenia* chez les chats qui chassent des insectes et avec une relation significative. Les rongeurs peuvent faire partie des hôtes intermédiaires et paraténiques d'*Ancylostoma* [28]. Or, le résultat rencontré ne montre pas une association significative de la prévalence d'*Ancylostoma* avec la chasse des rongeurs, mais avec la chasse des reptiles. Cette situation pourrait aussi être probablement due au fait que les reptiles pourraient être des hôtes paraténique d'*Ancylostoma*.

Selon Peter Deplazes et al., les chats détenus en groupe ont plus de risque à l'helminthose gastro-intestinale que les chats élevés seuls [36]. D'après le résultat de

notre étude, plus les chats sont élevés en groupe, plus la prévalence des helminthes gastro-intestinaux est significativement élevée ( $p = 0,0336$ ).

Après le sevrage, le risque de réinfestation diminue surtout si l'animal n'a pas accès à l'extérieur de la maison [18]. Une étude menée aux États-Unis a révélé une corrélation entre les chats domestiques parasités par *Toxocara cati* et l'accès à l'extérieur. Une autre étude menée au Mexique a révélé que la prévalence parasitaire est plus élevée chez les chats qui ont accès à l'extérieur de la maison que chez les chats vivant exclusivement à l'intérieur [27]. Les chats ayant un accès libre à un jardin sont plus exposés à l'infestation parasitaire [37]. Cette situation justifie le résultat de notre étude, car plus les chats sortent à l'extérieur de la maison, plus la prévalence des helminthes gastro-intestinaux est élevée ( $p = 0,0144$ ). Le résultat montre aussi une influence significative du parasitisme selon le type de sol sur lequel fréquente le chat. Ce qui explique l'affirmation que les nématodes gastro-intestinaux sont aussi appelés helminthes transmis par le sol ou le sable [31]. De plus, la classe des parasites les plus prédominants dans cette étude s'agit de nématode.

Les chats élevés avec d'autres animaux présentent un plus grand risque à l'helminthose gastro-intestinale [36]. Cette affirmation peut être une raison pour expliquer la relation significative de l'helminthose gastro-intestinale des chats en cohabitation avec des chiens ( $p = 0,0488$ ). En outre, la plupart des helminthes gastro-intestinaux sont communs pour les chiens et les chats.

Dans certains cas, même si la vermifugation est effectuée de façon régulière, les chats sont toujours parasités. Cette situation pourrait être à l'origine de la rareté de la pratique des examens coproscopiques de routine. Ainsi, le type d'helminthe à cibler n'est pas connu et les traitements anthelminthiques sont administrés à l'aveuglette [49].

Même si théoriquement, le cycle parasitaire du genre *Dipylidium caninum* est lié à la présence des puces [15,50], aucune relation significative n'a été observée concernant la prévalence du genre *Dipylidium* selon la fréquence de lutte contre les puces ( $p = 0,3518$ ). Les chats qui n'ont pas de litière sont significativement les plus infestés ( $p = 0,0120$ ). Et les chats dont leurs litières ne sont pas changées de façon régulière sont plus infestés par rapport aux autres ( $p = 0,0067$ ). Ces situations peuvent s'expliquer par le non-respect des mesures d'hygiène. Due à l'absence de litière ou le non pratique du nettoyage

régulier, les excréments ne sont pas contrôlés et favorisent ainsi la contamination de l'environnement par les formes parasitaires infestantes [36].

Les hypothèses de recherche dans cette étude ont été confirmées. La prévalence globale de l'helminthose gastro-intestinale des chats dans le V<sup>ème</sup> arrondissement de la CUA est élevée comme celle attendue ( $62,34 \pm 5,41$  %). Plusieurs facteurs de risque ont été trouvés, y compris le manque de vermifugation. Et parmi les genres parasitaires trouvés, *Toxocara* est le plus fréquent (46,1 %).

Comme les modes d'élevage des chats sont généralement similaires dans les 6 arrondissements qui constituent la Commune Urbaine d'Antananarivo [42], la prévalence et les facteurs de risque de l'helminthose gastro-intestinale des chats dans le V<sup>ème</sup> arrondissement pourraient être considérés pour toute la Commune Urbaine d'Antananarivo. D'ailleurs, bien que cette étude ne montre qu'une image instantanée sur la situation épidémiologique de l'helminthose gastro-intestinale féline, la période d'étude choisie coïncidait à la saison d'été qui est la saison la plus favorable au développement parasitaire [27].

Parmi les 236 ménages souhaités à être inclus dans l'étude, il y a 8 propriétaires qui ont refusé de participer à l'enquête. Le taux de non-réponse est de 3,42 %. Ainsi, la marge d'erreur est passée à 0,055 (5,5 %) au lieu de à 0,050 (5 %) comme fixée lors du calcul de la taille d'échantillon. Par ailleurs, la variation saisonnière de la prévalence de l'helminthose gastro-intestinale des chats n'a pas pu être identifiée. En effet, il s'agit seulement d'une étude d'observation transversale pendant la saison d'été. Vu le manque de sensibilité de la technique de flottation, l'excrétion irrégulière des œufs ainsi que le détachement irrégulier de proglottis, les prévalences de *Taenia* et de *Dipylidium* trouvés dans cette étude pourraient être sous-estimées par rapport à leurs prévalences réelles. Selon Lillis, 40 à 50 % des infestations par *Taenia* et 95 % des infestations par *Dipylidium* sont manquées par l'examen coproscopique. Cependant, pour le cas de *Toxocara cati*, la technique de flottation utilisant la lame de Mac Master estime raisonnablement sa prévalence et son intensité [32].

Des mesures de lutte contre les helminthes gastro-intestinaux seront nécessaires dans le V<sup>ème</sup> arrondissement de la CUA où la majorité des chats ne sont pas vermifugés (64%) [42]. Ces chats sont significativement plus infestés par rapport aux autres ( $p =$

0,0114). Ainsi, il serait important d'effectuer une sensibilisation des propriétaires pour les prescriptions vétérinaires contre l'helminthose gastro-intestinale des chats (diagnostic, médication et prévention) [36]. Chez les chatons, l'infestation par *Toxocara cati* est possible dès qu'ils commencent à téter, avec une possibilité de réinfestation permanente en tétant la mère ou en étant en contact avec d'autres chats parasités. Par conséquent, un protocole de vermifuge particulier est nécessaire chez les chatons de moins de 6 mois. Dès ses 15<sup>èmes</sup> jours d'âge, le chaton a besoin d'être vermifugé contre les *Ascaridae*, tous les 15 jours jusqu'au sevrage. Puisqu'il faut considérer les larves en migration, les molécules anthelminthiques à utiliser sont celles ayant une action larvicide (fébantel, fébendazole). Après le sevrage, il est indiqué de vermifuger mensuellement, jusqu'à l'âge de 6 mois [28,49]. Chez les chats de plus de 6 mois, la vermifugation est effectuée en fonction de leurs milieux environnants et de leurs habitudes de vie. Pour les chats de maison, la vermifugation est effectuée une à deux fois par an avec des molécules actives sur les ankylostomes. Chez les chats qui ont des puces, il est nécessaire de viser *Dipylidium*. Pour les chats chasseurs, des anthelminthiques cestodicides sont indiqués en raison d'une possibilité d'infestation par *Taenia*, *Dipylidium caninum*, *Mesocestoides* [18,46,49]. Et les principales molécules contre ces vers plats, dont l'utilisation est approuvée chez le chat, sont la praziquantel et l'epsiprantel [28]. Il est indiqué aussi de vermifuger les chattes reproductrices lors des chaleurs, vers la fin de gestation et au moment de la lactation pour éviter le phénomène de « réveil » des larves quiescentes des nématodes sous influence hormonale [18]. En cas de cohabitation avec des chiens, il ferait mieux de traiter simultanément les animaux [48,50,51]. Néanmoins, il serait important de conscientiser les propriétaires sur le fait que l'accès libre aux vermifuges dans les officines vétérinaires ne sous-entend pas qu'il n'est plus nécessaire d'effectuer une visite régulière chez le vétérinaire [48].

Pour établir un diagnostic de certitude et éviter les traitements à aveuglette, un examen coproscopique est utile avant de vermifuger un animal [36,49]. Les spectres d'action ne sont pas toujours les mêmes pour les différentes molécules anthelminthiques et l'efficacité de ces molécules diffère selon la localisation des parasites (larves en migration dans l'organisme, vers adultes dans le tube digestif). De plus, l'identification du type de parasite est utile, d'une part pour éviter la réinfestation parasitaire (contrôle des puces lors de l'identification du *Dipylidium*) et d'autre part pour empêcher la



contamination humaine au cas où le parasite identifié serait un agent de zoonose [49]. Un chat en bonne santé nécessite un examen coproscopique de routine annuel afin de contrôler les parasites gastro-intestinaux. Et à l'introduction d'un animal, un dépistage coproscopique systématique est nécessaire [36].

Le traitement anthelminthique nécessite d'être accompagné d'une mesure préventive pour ne pas perpétuer le cycle parasitaire. Les principales conduites à tenir pour éviter la réinfestation parasitaire sont la réduction de l'exposition du chat aux hôtes intermédiaires et l'amélioration des conditions d'hygiène [41]. La dératisation est conseillée pour prévenir la réinfestation par *Taenia taeniaeformis* et *Toxascaris leonina*. Pour lutter contre *Ancylostoma tubaeforme*, il est conseillé autant que possible d'éviter les zones de terre battue. La lutte contre les puces est indiquée pour prévenir l'infestation par *Dipylidium caninum*. Pour protéger les chatons en milieu très susceptible d'être contaminé par *Toxocara cati*, il est conseillé de les retirer de leurs mères dès que le moment de sevrage est possible [36,37,48]. Le nettoyage régulier des excréments et l'hygiène rigoureuse des sols permettent de diminuer le risque de réinfestation parasitaire en réduisant la contamination de l'environnement par les œufs ou les larves [48]. Cette mesure concerne notamment *Toxocara cati* car non seulement il est le parasite le plus fréquent, mais aussi il est un agent de zoonose majeure et très résistant dans le milieu extérieur [28,49]. Dans les 48 heures suivant la vermifugation, il est nécessaire d'éliminer les fèces afin d'éviter la réinfestation parasitaire juste après la vermifugation. Par ailleurs, la conscientisation des propriétaires sur l'aspect zoonotique des helminthes gastro-intestinaux des chats serait important [12].

Il serait intéressant de poursuivre cette étude en saison d'hiver afin d'observer la variation saisonnière de l'helminthose gastro-intestinale des chats dans la Commune Urbaine d'Antananarivo. Des études similaires dans des milieux ruraux ou d'autres régions de Madagascar seraient aussi importantes, d'autant que les résultats de cette étude ne concernent que le cas de la CUA. En outre, pour avoir des résultats plus fiables que ceux obtenus par la méthode de coproscopie, une étude similaire utilisant la technique de copro-ADN qui est à 100 % sensible serait nécessaire [47,48]. Aucun des ouvrages consultés n'a mentionné une quelconque espèce du genre *Capillaria* qui peut être un parasite gastro-intestinal des chats à Madagascar. Alors, il serait intéressant de continuer cette étude par de la coproculture pour déterminer l'espèce de *Capillaria*

parasitant les chats à Madagascar. Et comme la plupart des parasites trouvés dans cette étude sont des agents de zoonoses, une autre étude concernant l'évaluation des risques de zoonose parasitaire chez les propriétaires de chats serait importante.

## CONCLUSION

A la fin de cette étude, il a été observé que la prévalence globale de l'helminthose digestive chez les chats dans la CUA est de 62,34 %  $\pm$  5,41 %. Les parasites les plus prédominants sont les ascaridés puis l'ankylostome. La plupart des helminthes trouvés sont ceux ayant une importance zoonotique. Et les facteurs de risque significativement liés à l'helminthose digestive sont l'âge, la chasse (rongeurs, insectes, reptiles), le mode de vie et l'habitat (vie en groupe, cohabitation avec des chiens, type de sol), les soins et la pratique d'hygiène (rythme de vermifugation, type de litière et rythme de changement de litière). La connaissance de ces prévalences et de ces facteurs de risque constitue un élément clé dans la thérapeutique antiparasitaire chez les chats dans la Commune Urbaine d'Antananarivo. L'observation de la haute prévalence de *Toxocara* qui est un agent de zoonose majeure permet de souligner l'importance du risque de l'helminthose féline sur la santé publique. Pour les cas de *Taenia* et *Dipylidium*, la technique de flottation ne permet pas de refléter leurs prévalences réelles. Mais l'examen macroscopique des anneaux ovigères de cestode sur la marge de l'anus a permis d'échapper en partie à ce manque de sensibilité. Les larves ne peuvent pas aussi être identifiées par la technique de flottation. Ainsi, il serait nécessaire d'ajouter l'analyse coproscopique avec la technique de Baermann pour pouvoir détecter les larves.

Pour observer les variations saisonnières de la prévalence trouvée, il serait important d'effectuer une étude similaire, mais pendant la saison hivernale. Il serait mieux aussi de poursuivre cette étude dans des milieux ruraux ou d'autres régions de Madagascar d'autant que les résultats trouvés dans la présente étude ne sont valables que dans la Commune Urbaine d'Antananarivo. Et pour échapper aux points faibles de la technique de coproscopie, il serait nécessaire d'effectuer une étude similaire, mais avec la technique de copro-ADN qui est de sensibilité à 100 %.

## **REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES**

## REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. Beugnet F. Helminthoses digestives des carnivores domestiques. *Encycl Méd Chir - Vétérinaire*. 2010;(0300):1 – 31.
2. Hendrix C, Blagburn B. Common gastrointestinal parasites. *Vet Clin North Am*. 1983;(13):627–46.
3. Palmer C, Thompson R, Traub RJ. National study of the gastrointestinal parasites of dogs and cats in Australia. *Vet Parasitol*. 2008;(151):181–90.
4. Beugnet F, Guillot J, Polack B, Chermette R. Enquête sur le parasitisme digestif des chiens et des chats de particuliers de la région parisienne. *Revue Méd Vét*. 2000;151(5):443–6.
5. Capári B, Hamelc D, Visser M, Winter R, Pfister K, Rehbein S. Parasitic infections of domestic cats, *Felis catus*, in western Hungary. *Vet Parasitol*. 2013;(192):33–42.
6. Monteiro M, Ramos R, Calado A. Gastrointestinal parasites of cats in Brazil: frequency and zoonotic risk. *Braz J Vet Parasitol*. 2016;25(2):254–7.
7. Fang F, Li J, Huang T, Guillot J, Huang W. Zoonotic helminths parasites in the digestive tract of feral dogs and cats in Guangxi, China. *BMC Veterinary Research*. 2015;11(211):1–5.
8. Arbabi M, Hooshyar H. Gastrointestinal parasites of stray cats in Kashan, Iran. *Tropical Biomedicine*. 2009;26(1):16–22.
9. Overgaauw PAM. Aspects of *Toxocara* Epidemiology: Toxocarosis in Dogs and Cats. *Critical Reviews in Microbiology*. 1997;23(3):233–51.
10. Khalafalla RE. A Survey Study on Gastrointestinal Parasites of Stray Cats in Northern Region of Nile Delta, Egypt. *PLoS ONE*. 2011;6(7):1–4.
11. Tamerat N, Abera D, Teha R, Terefe Y. Cat and Dog Gastrointestinal Helminth and Assessment of Community Perception on Helminthic Zoonosis in Haramaya Town, Eastern Ethiopia. *American-Eurasian Journal of Scientific Research*. 2015;10(5):299–306.

12. Sowemimo OA. Prevalence and intensity of gastrointestinal parasites of domestic cats in Ode – Irele and Oyo communities, Southwest Nigeria. *J Parasitol Vector Biol.* 2012 Mar;4(1):7 – 13.
13. Baker MK, Lange L, Van der Plaat S. A survey of helminths in domestic cats in the Pretoria area of Transvaal, Republic of South Africa. Part 1 : The prevalence and comparison of burdens of helminths in adult and juvenile cat. *J S Afr Vet Assoc.* 1989;60(3):139–42.
14. Lahimaro FA. Evaluation de risque de toxoplasmose féline pour les femmes enceintes dans la commune urbaine d'Antananarivo [Thèse]. *Médecine Vétérinaire: Antananarivo*; 2013;61p.
15. Bowman DD, Hendrix CM, Lindsay DS, Barr SC. *Feline Clinical Parasitology*. First edition. Iowa: Blackwell Publishing; 2002;469p.
16. Hendrix CM. *Diagnostic Parasitology for Veterinary Technicians*. Fourth Edition. 3251 Riverport Lane St. Louis, Missouri 63043: Elsevier; 2012;392p.
17. Taylor MA, Coop RL, Wall RL. *Veterinary Parasitology*. Third Edition. Oxford: Blackwell publishing; 2007;2080p.
18. Ravanat S. La première consultation du chaton [Thèse]. *Médecine Vétérinaire: Lyon*; 2004;188p.
19. Euzéby J. *Grand dictionnaire illustré de parasitologie médicale et vétérinaire*. Éditions Médicales Internationales. Paris: Tec & Doc Lavoisier; 2008;832p.
20. Hill's Pet Nutrition, Inc. *Hill's Atlas of Veterinary Clinical Anatomy*. United States of America: Veterinary Medicine Publishing Company, Inc; 2004;98p.
21. Parsons JC, Sc BV, Sc M, V S M. Ascarids infections of cats and dogs. *Veterinary Clinics of North America : Small Animal Practice*. 1987 Nov;17(6):1307 – 1339.
22. Bathiard T, Vellut F. Coproscopie parasitaire [Thèse]. *Médecine Vétérinaire : Lyon*; 2002;120p.
23. Deplazes P, Knapen V, Schweiger A, Overgaaw P. Role of pet dogs and cats in the transmission of helminthic zoonoses in Europe, with a focus on echinococcosis and toxocarosis. *Veterinary Parasitology*. 2011;182:41 – 53.

24. Foreyt WJ. Veterinary parasitology reference manual. Fifth edition. Iowa State University: Blackwell publishing professional; 2001;235p.
25. Coati N, Schnieder T, Epe C. Vertical transmission of *Toxocara cati* schrank in the cat. Parasitology research. 2004;92(2):142–6.
26. Cignac L. Traitement de la toxocarose larvaire des carnivores domestiques : médecine factuelle. [Thèse]. Médecine vétérinaire : Alfort; 2011;63p.
27. Gibier A. Enquête épidémiologique sur les parasites du tube digestif des chats de la région Toulousaine [Thèse]. Médecine Vétérinaire : Toulouse; 2007;50p.
28. Susan E, Rick M. Feline helminths recommendations from the Companion Animal Parasite Council. Today's Veterinary Practice. 2014;39–43.
29. Tricot C. Les principales parasitoses humaines d'origine canine ou féline. [Nantes]: Faculté de pharmacie; 2003;132p.
30. Horst JC. Précis de clinique féline. Paris: Vigot Frères Editeurs; 1968;308p.
31. Hedley L, Robert L, Serafino W. Diagnosis and selection of appropriate drug treatments for common helminth infections. The Pharmaceutical Journal. 2015;1–16.
32. Takeuchi-Storm N, Mejer H, Al-Sabi MN. Gastrointestinal parasites of cats in Denmark assessed by necropsy and concentration McMaster technique. Veterinary parasitology. 2016;1–6.
33. Nozais JP. Maladies parasitaires et péril fécal les maladies dues aux helminthes. Bull Soc Pathol Exot. 1998;(5):416–22.
34. Little SE, Marrinson R. Parasite control for your Practice - Feline Helminth - Recommendations from the Companion Animal Parasite Council. Today's Veterinary Practice. 2014 Oct;39–43.
35. Bussi  ras J, Chermette R. Abrégé de parasitologie vétérinaire Fascicule III, Helminthologie vétérinaire. 2  me édition. Alfort: Service de parasitologie, Ecole nationale vétérinaire; 1995;163p.
36. European Scientific Counsel Companion Animal Parasites. Lutte contre les vers (helminthes) chez les chiens et les chats. Recommandations ESCCAP. 2015;(1):32.

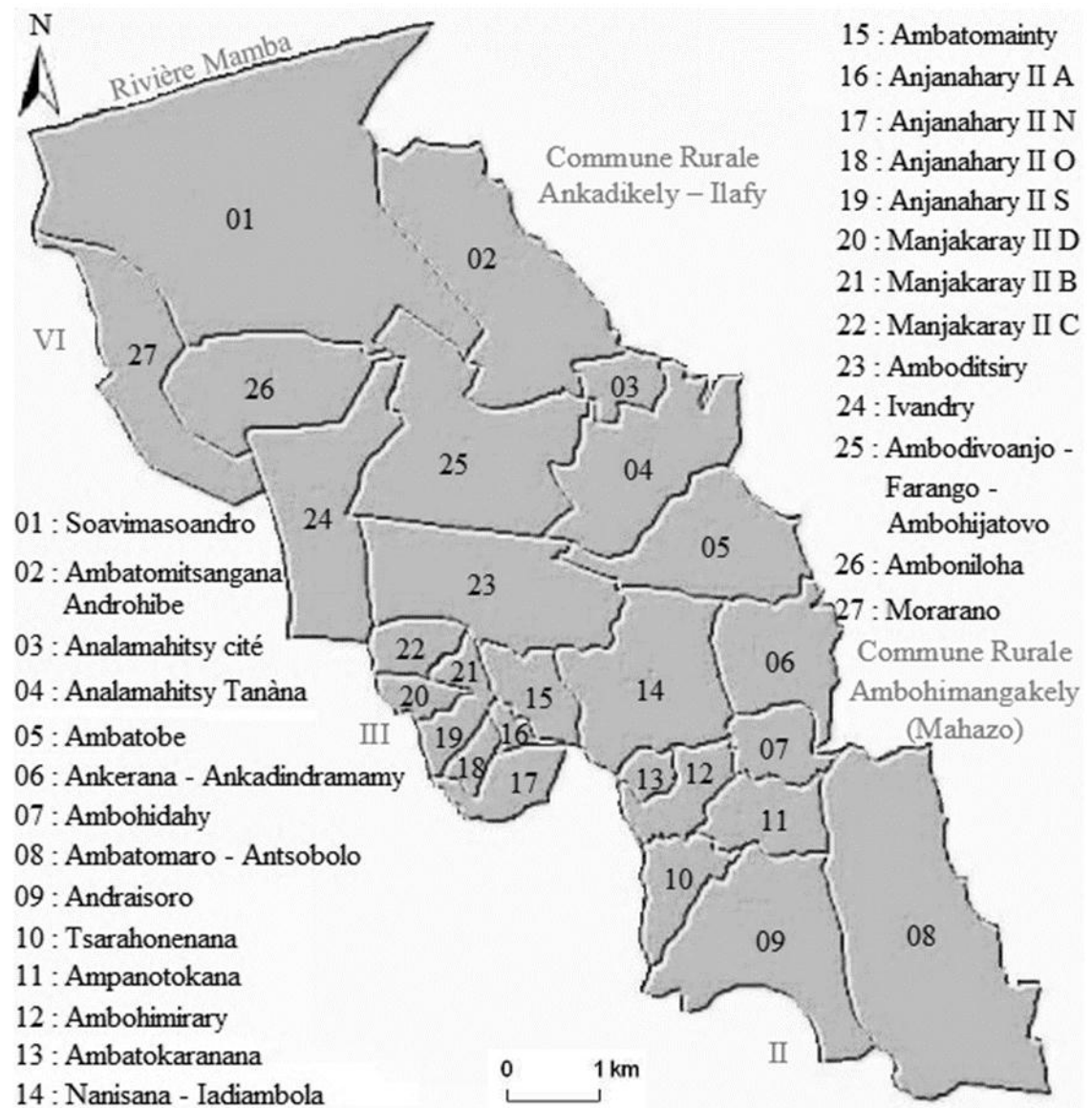
37. European Scientific Counsel Companion Animal Parasites. Traitement et prévention des parasitoses des carnivores domestiques - Lutte contre les nématodes et les cestodes des carnivores domestiques. Guide des bonnes pratiques. 2007;1.
38. Foreyt WJ. Veterinary Parasitology Reference Manual. Fifth Edition. Iowa: Blackwell publishing; 2001;235p.
39. Steiner JM. Small Animal Gastroenterology. Germany: Schlütersche Verlagsgesellschaft mbH & Co; 2008;366p.
40. Deguilhem CA. Les techniques de coprologie chez les carnivores domestiques et les lagomorphes : évaluation du kit URANOTEST COPRO® [Thèse]. Médecine vétérinaire : Créteil; 2015;88p.
41. August JR. Consultations in feline internal medicine. W B Saunders company. USA: Linda E Mills; 1991;132p.
42. Randrianarivelo ERP. Élevage félin dans la commune urbaine d'Antananarivo [Thèse]. Médecine Vétérinaire: Antananarivo; 2015.68p.
43. Andriamiarisoa MP. La démographie canine et les facteurs de risque de rage dans la commune urbaine d'Antananarivo, (étude réalisée dans le cinquième arrondissement) [Thèse]. Médecine Vétérinaire : Antananarivo; 2008;72p.
44. Bend RL. Enquête coprologique sur la toxoplasmose dans la population des chats de la ville de Dakar [Thèse]. Médecine Vétérinaire : Dakar; 2006;83p.
45. Jacobs D, Fox M, Gibbons L, Hermosilla C. Principles of veterinary parasitology. Willey Blackwell. Oxford, UK: John Willey; 2016;302p.
46. Gaglio G, Cringoli G, Rinaldi L, Brianti E, Gianneto S. Use of the FLOTAC technique for the diagnosis of *Aelurostrongylus abstrusus* in the cat. Parasitol Res. 2008;103:1055–7.
47. Dupont A. Inventaires des diagnostics des maladies infectieuses et parasitaire des canidés sauvages : application au transport et à la quarantaine [Thèse]. Médecine Vétérinaire : Toulouse; 2009;76p.



48. European Scientific Counsel Companion Animal Parasites. Worm control in dogs and cats. Second edition. Malvern, Worcestershire, United Kingdom: ESCCAP; 2010;45p.
49. Le Bars M. La vermifugation des carnivores domestiques à l'officine [Thèse]. Médecine Vétérinaire : Lyon; 2014;92p.
50. Ballweber LR. Veterinary Parasitology. United States of America: Butterworth–Heinemann; 2001;902p.
51. Thrusfield M. Veterinary epidemiology. Third edition. Australia: Blackwell Publishing; 2005;610p.

## **ANNEXES**

**Annexe 1 : Carte du Vème arrondissement de la commune urbaine d'Antananarivo**



**Source :** Andriamiarisoa MP. La démographie canine et les facteurs de risque de rage dans la commune urbaine d'Antananarivo, (étude réalisée dans le cinquième arrondissement) [Thèse]. Médecine Vétérinaire : Antananarivo; 2008;72p.

**Annexe 2 : Questionnaire pour collecter les données sur terrain**

**DATE DE L'ENQUÊTE ET LOCALISATION DU MÉNAGE ENQUÊTÉ**

**Date :** \_\_\_\_/\_\_\_\_/\_\_\_\_ **Fokontany :** \_\_\_\_\_ **ID Ménage :** M\_\_\_\_\_

**Propriétaire :** \_\_\_\_\_ **Tél. :** \_\_\_\_\_

**IDENTIFICATION ET SIGNALEMENTS DE L'ANIMAL ÉTUDIÉ**

**ID Chat :** C\_\_\_\_\_ **Appellation :** \_\_\_\_\_

**Sexe :** ☐ Mâle ☐ Femelle **Statut général :** ☐ Entier ☐ Stérilisé(e)

**Age (mois) :** \_\_\_\_\_

**Race :** ☐ Locale ☐ Autre : \_\_\_\_\_

**État corporel :** ☐ Cachectique ☐ Maigre ☐ Équilibré ☐ Gras ☐ Très gras

**CONDUITE D'ÉLEVAGE ET ENVIRONNEMENT DE VIE**

**Alimentation :** ☐ Ménagère ☐ Industrielle ☐ Mixte (Ménagère + Industrielle)

**Chasse :** ☐ Non ☐ Oui **Proie :** ☐ Rongeur ☐ Insecte ☐ Reptile ☐ Autre : \_\_\_\_\_

**Nombre total de chats dans le ménage :** \_\_\_\_\_

**Accès par rapport à l'habitat :** ☐ Dans la maison uniquement  
☐ Dans la maison et dans la cour  
☐ Dans la maison, dans la cour et hors de la cour  
☐ Autre : \_\_\_\_\_

**Sol de la cour :** ☐ Terre ☐ Béton ☐ Autre : \_\_\_\_\_

**Autres animaux dans le ménage :** ☐ Chien ☐ Volaille ☐ Autre : \_\_\_\_\_

**SOINS SANITAIRES ET HYGIÈNE**

**Vermifugation :** ☐ Jamais ☐ Une fois/\_\_\_\_\_ **Dernier vermifuge utilisé :** \_\_\_\_\_

**Lutte contre puce :** ☐ Jamais ☐ Une fois/\_\_\_\_\_ **Dernier antipuce utilisé :** \_\_\_\_\_



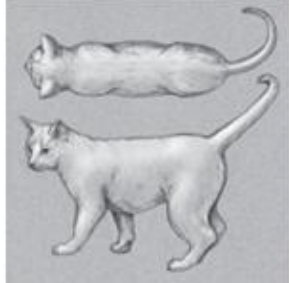


**Type de litière utilisée :** ☐ Pas de litière ☐ Sable ☐ Autre : \_\_\_\_\_

**Rythme de changement de litière :** ☐ Une fois/\_\_\_\_\_ ☐ Autre : \_\_\_\_\_

**EXAMEN MACROSCOPIQUE**

**Anneaux ovigères observés :** ☐ *Dipylidium* ☐ *Mesocestoides* ☐ *Taenia*

### Annexe 3 : Descriptions correspondantes à chaque état corporel chez le chat

Note sur 5	État		Descriptions
1	Cachectique		<ul style="list-style-type: none"> <li>▪ Côtes visibles sur les chats à poils courts</li> <li>▪ Graisse non palpable</li> <li>▪ Ceinture abdominale creusée de façon importante</li> <li>▪ Vertèbres lombaires et ailes d'ilium visibles et facilement palpables</li> </ul>
2	Maigre		<ul style="list-style-type: none"> <li>▪ Côtes facilement palpables avec peu de graisse de couverture</li> <li>▪ Vertèbres lombaires évidentes et taille évidente derrière les côtes</li> <li>▪ Graisse abdominale minime</li> </ul>
3	Équilibré		<ul style="list-style-type: none"> <li>▪ Bien proportionnés</li> <li>▪ Taille observée derrière les côtes</li> <li>▪ Côtes palpables avec une légère couverture de graisse</li> <li>▪ Graisse abdominale minime</li> </ul>
4	Gras		<ul style="list-style-type: none"> <li>▪ Côte difficilement palpables avec une couverture de graisse moyenne</li> <li>▪ Taille difficilement visible</li> <li>▪ Arrondissement évident de l'abdomen</li> <li>▪ Graisse abdominale moyenne</li> </ul>
5	Très gras		<ul style="list-style-type: none"> <li>▪ Côtes non palpables sous une épaisse couverture de graisse</li> <li>▪ Dépôts de graisse épais sur la zone lombaire, la tête et les membres</li> <li>▪ Distension de l'abdomen et absence de taille</li> <li>▪ Graisse abdominale importante</li> </ul>

**Source :** Bladwin K et al. AAHA nutrition assessment guidelines for dogs and cats. Journal of AAHA. 2010;46:285–96.

#### Annexe 4 : Estimation de l'âge en fonction de la dentition chez les chats

##### DENTITION D'UN CHAT INFÉRIEUR À 6 MOIS D'ÂGE



Dents de lait = 26 dents

$$= 2 * \frac{Id3 \ Cd \ PMd3}{Id3 \ Cd \ PMd2}$$

Les incisives, les canines ainsi que les prémolaires 3 et 4 sont évidentes

##### DENTITION D'UN CHAT DE 6 MOIS D'ÂGE ET PLUS



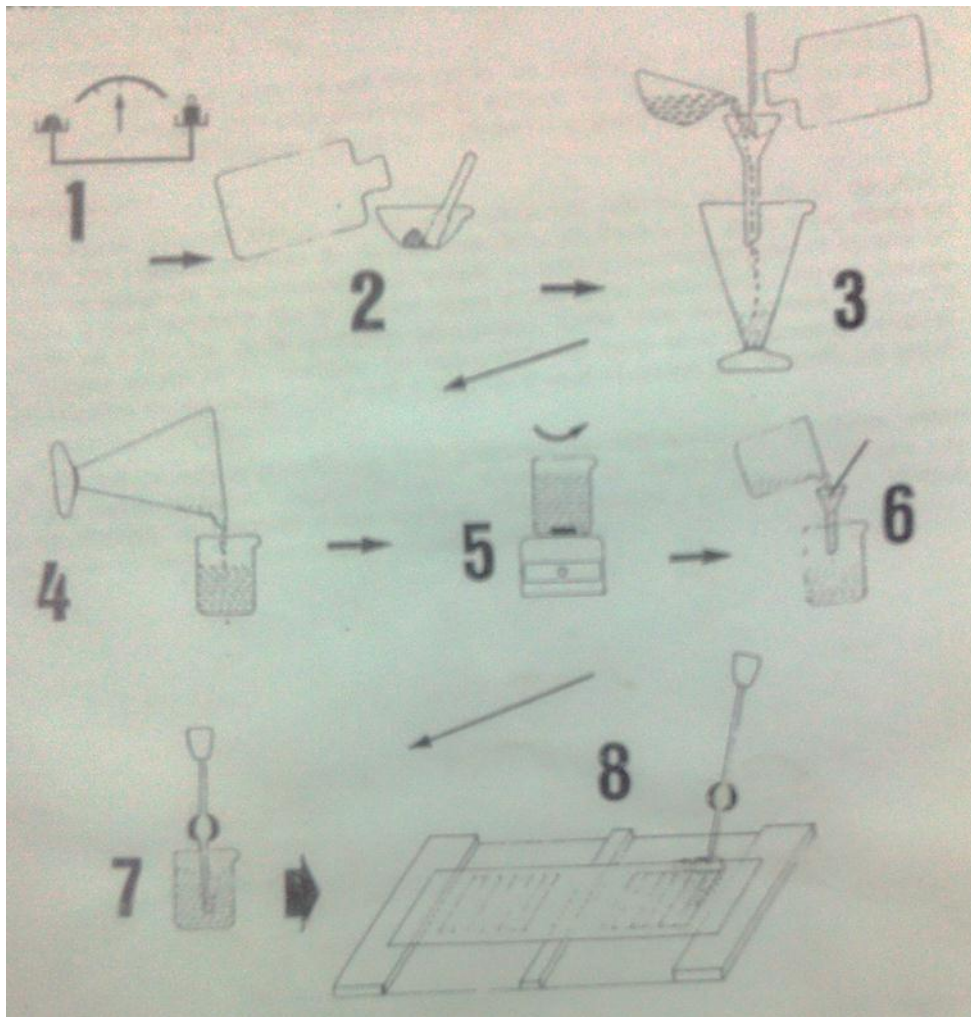
Dents définitives = 30 dents

$$2 * \frac{I3 \ C \ PM3 \ M1}{I3 \ C \ PM2 \ M1}$$

En plus des incisives, des canines, des prémolaires 3 et 4 définitives, quatre molaires apparaissent.

**Source :** Tutt C. Small Animal Dentistry A manual of techniques. Oxford: Blackwell Publishing; 2006; 282p.

## Annexe 5 : Analyse quantitative utilisant la lame de Mac Master



**Source :** Laboratoire National de Diagnostic Vétérinaire (LNDV), Antananarivo, Madagascar

1. Peser 1g de matière fécale
2. 1g de fèces + 20ml de solution dense
3. Tamisage
4. Transvasement dans un bécher si nécessaire
5. Homogénéisation de la suspension
6. Tamisage
7. Homogénéisation et prise rapide d'une fraction de la suspension
8. Remplissage puis lecture de la lame de Mac Master

## Annexe 6 : Fiche de résultat de laboratoire

[illegible]



# **Annexe 7 : Répartition des ménages et chats par fokontany du Vème arrondissement**

Fokontany	Ménages		Chats	
	n = 226	(%)	n = 308	(%)
Ambatobe	9	3,98	12	3,90
Ambatokaranana	8	3,54	11	3,57
Ambatomainty	8	3,54	10	3,25
Ambatomaro – Antsobolo	9	3,98	12	3,90
Ambatomitsangana – Androhibe	8	3,54	11	3,57
Amboditsiry	8	3,54	11	3,57
Ambodivoanjo – Farango – Ambohijatovo	9	3,98	14	4,55
Ambohidahy	9	3,98	12	3,90
Ambohimirary	8	3,54	10	3,25
Amboniloha	9	3,98	12	3,90
Ampanotokana	9	3,98	11	3,57
Analamahitsy Cité	8	3,54	10	3,25
Analamahitsy Tanàna	8	3,54	11	3,57
Andraisoro	8	3,54	11	3,57
Anjanahary II A	8	3,54	11	3,57
Anjanahary II N	8	3,54	11	3,57
Anjanahary II O	9	3,98	12	3,90
Anjanahary II S	8	3,54	11	3,57
Ankerana – Ankadindramamy	9	3,98	13	4,22
Ivandry	8	3,54	11	3,57
Manjakaray II B	8	3,54	11	3,57
Manjakaray II C	8	3,54	11	3,57
Manjakaray II D	8	3,54	11	3,57
Morarano	8	3,54	11	3,57
Nanisana – Iadiambola	8	3,54	11	3,57
Soavimasoandro	9	3,98	12	3,90
Tsarahonenana	9	3,98	14	4,55

# **Annexe 8 : Relation entre les prévalences des helminthes gastro-intestinaux et les types de proies chassés par les chats**

Type de proie		Prévalence selon les genres parasites (%)									
		<i>Ancylostoma</i>	<i>Capillaria</i>	<i>Dipylidium</i>	<i>Mesocestoides</i>	<i>Strongyloides</i>	<i>Taenia</i>	<i>Toxascaris</i>	<i>Toxocara</i>	<i>Alaria</i>	Helminthes
Rongeurs	Oui	18,14	8,33	5,88	10,78	1,96	4,41	33,82	56,86	6,86	74,02
	Non	14,42	0,96	7,69	3,85	5,77	0,96	18,27	25,00	0,00	39,42
	p-value	0,4106	0,0085	0,5421	0,0496	0,0927	0,1730	0,0043	0,0001	0,0033	0,0001
Insectes	Oui	19,84	5,34	9,92	7,63	7,63	6,87	31,30	47,33	1,53	76,34
	Non	14,69	6,21	3,95	9,04	0,00	0,56	26,55	45,20	6,78	51,98
	p-value	0,2322	0,7473	0,0356	0,6608	0,0002	0,0024	0,3622	0,7108	0,0489	0,0001
Reptiles	Oui	26,80	6,19	0,00	11,34	0,00	3,09	37,11	64,95	0,00	76,29
	Non	12,32	5,69	9,48	7,11	4,74	3,32	24,64	37,44	6,64	55,92
	p-value	0,0016	0,8625	0,0007	0,2147	0,0340	1,0000	0,0245	0,0001	0,0064	0,0006
Amphibiens	Oui	0,00	28,57	14,29	57,14	0,00	7,14	21,43	50,00	0,00	85,71
	Non	17,69	4,76	6,12	6,12	3,40	3,06	28,91	45,92	4,76	61,22
	p-value	0,1382	0,0057	0,2281	0,0001	1,0000	0,3764	0,7640	0,7647	1,0000	0,0647
Volailles	Oui	0,00	100	0,00	0,00	0,00	0,00	100	100	0,00	100
	Non	16,99	5,23	6,54	8,50	3,27	3,27	28,10	45,75	4,58	62,09
	p-value	1,0000	0,0032	1,0000	1,0000	1,0000	1,0000	0,0810	0,2117	1,0000	0,5289

## VELIRANO

“Eto anatrehan’i Zanahary, eto anoloan’ireo mpikambana ao amin’ny Holafitra Nasionalin’ny Dokotera Veterinera Malagasy sy ireo mpampianatra ahy, mianiana aho fa hitandro lalandava ary hitaiza ny haja amam-boninahitry ny Dokotera Veterinera sy ny asa. Noho izany dia manome toky ary mianiana aho fa :

- a. Hanatanteraka ny asako eo ambany fifehezan’ny fitsipika misy ary hanaja ny rariny sy ny hitsiny ;
- b. Tsy hivadi-belirano amin’ny lalàn’ny voninahitra, ny fahamendrehana, ny fanajana ny rariny sy ny fitsipim-pitondran-tena eo am-panatanterahana ny asa maha Dokotera Veterinera ;
- c. Hanaja ireo nampianatra ahy, ny fitsipiky ny haikanto. Hampiseho ny sitraka sy fankatelemana amin’izy ireo ka tsy hivaona amin’ny soa nampianarin’izy ireo ahy ;
- d. Hanaja ny ain’ny biby, hijoro ho toy ny andry iankinan’ny fiarovana ny fahasalaman’izy ireo sy ho fanatsarana ny fiainany ary hikatsaka ny fivoaran’ny fahasalaman’ny olombelona sy ny toe-piainany ;
- e. Hitazona ho ahy samirery ny tsiambaratelon’ny asako ;
- f. Hiasa ho an’ny fiarovana ny tontolo iainana sy hiezaka ho an’ny fisian’ny fiainana mirindra ho an’ny zava-manan’aina rehetra ary hikatsaka ny fanatanterahana ny fisian’ny rehetra ilaina eo amin’ny fiaraha-monina tsy misy raoraon’ny olombelona sy ny biby ;
- g. Hiezaka hahafehy ireo fahalalana vaovao sy haitao momba ny fitsaboana biby ary hampita izany amin’ny hafa ao anatin’ny fitandroana ny fifanakalozana amin’ny hairaha mifandray amin’izany mba hitondra fivoarana ho azy ;
- h. Na oviana na oviana aho tsy hampiasa ny fahalalako sy ny toerana misy ahy hitondra ho amin’ny fahalovana sy hitarika fihetsika tsy mendrika.

Ho toavin’ny mpiara-belona amiko anie aho raha mahatanteraka ny velirano nataoko.

Ho rakotry ny henatra sy ho rabirabian’ny mpiray asa amiko kosa aho raha mivadika amin’izany”

**PERMIS D'IMPRIMER**

LU ET APPROUVE

Le Directeur de Thèse,

Professeur RANDRIANARIVELOSEHENO Jules Arsène Mbolatianarizao

VU ET PERMIS D'IMPRIMER

Le Doyen de la Faculté de Médecine d'Antananarivo,

Signé : Professeur SAMISON Luc Hervé

Thesis title : SITUATION OF FELINE GASTRO-INTESTINAL  
HELMINTHOSIS IN THE 5TH DISTRICT OF THE URBAN  
COMMUNE OF ANTANANARIVO

Heading : Parasitology

Number of pages : 56 Number of appendices : 08

Number of tables : 02 Number of bibliographic references : 51

Number of figures : 28

### ABSTRACT

**Introduction:** Many gastrointestinal helminths are likely to parasitize cats. Until today, no research on the situation of digestive helminthosis in cats has been conducted in Madagascar. So, a study on the prevalence and risk factors of gastrointestinal helminthosis of cats was conducted from October 2016 to February 2017 in the Urban Commune of Antananarivo.

**Methods:** A cross-sectional observation study on 308 cats in 226 households was carried out. The counting coproscopy technique using the Mac Master blade has been applied to investigate the prevalence of gastrointestinal helminths. Chi-square and Fisher tests were used to observe the relationship between parasitism and risk factors for gastrointestinal helminthosis.

**Results:** The prevalence found is  $62.34\% \pm 5.41\%$ . The most prevalent parasites are ascarids and hookworm. The factors associated with helminthosis in cats are age, hunting (rodents, insects, reptiles), lifestyle and habitat (group living, cohabitation with dogs, soil type), care and hygiene practice (deworming rate, litter type, and litter change rate).

**Conclusion:** The prevalence of gastrointestinal helminths found in cats is high and similar to those found in other African countries. It would be interesting to observe the seasonal variation of this prevalence as well as to continue this study in rural areas or other regions of Madagascar.

**Keywords** : Cat, Gastro-intestinal, Helminth, Madagascar, Prevalence

**Director of thesis** : Professor RANDRIANARIVELOSEHENO Jules Arsène  
Mbolatianarizao

**Address of the author** : Lot IIN 108 BJ Ambatobe Antananarivo 101



Titre de la thèse : SITUATION DES HELMINTHOSES GASTRO-  
INTESTINALES FELINES DANS LE Ve  
ARRONDISSEMENT DE LA COMMUNE URBAINE  
D'ANTANANARIVO

Rubrique : Parasitologie

Nombre de pages : 56 Nombre d'annexes : 08

Nombre de tableaux : 02 Nombre de références bibliographiques : 51

Nombre de figures : 28

### RESUME

**Introduction :** De nombreux helminthes gastro-intestinaux sont susceptibles de parasiter les chats. Jusqu'à nos jours, aucune recherche sur la situation de l'helminthose digestive chez les chats n'a été menée à Madagascar. Alors, une étude sur la prévalence et les facteurs de risque des helminthoses gastro-intestinales des chats a été effectuée d'octobre 2016 au février 2017 dans la Commune Urbaine d'Antananarivo.

**Méthodes :** Une étude transversale d'observation sur 308 chats répartis dans 226 ménages a été effectuée. La technique de coproscopie par comptage utilisant la lame de Mac Master a été appliquée pour rechercher la prévalence des helminthes gastro-intestinaux. Les tests de Khi-deux et de Fisher ont été utilisés pour observer les relations entre le parasitisme et les facteurs de risque à l'helminthose gastro-intestinale.

**Résultats :** La prévalence trouvée est de 62,34 %  $\pm$  5,41 %. Les parasites les plus prédominants sont les ascaridés et l'ankylostome. Les facteurs liés à l'helminthose chez les chats sont l'âge, la chasse (rongeurs, insectes, reptiles), le mode de vie et l'habitat (vie en groupe, cohabitation avec des chiens, type de sol), les soins et la pratique d'hygiène (rythme de vermifugation, type de litière et rythme de changement de litière).

**Conclusion :** La prévalence des helminthes gastro-intestinaux trouvée chez le chat est élevée et similaire à celles rencontrées dans d'autres pays africains. Il serait intéressant d'observer la variation saisonnière de cette prévalence ainsi que de poursuivre cette étude dans des milieux ruraux ou d'autres régions de Madagascar.

**Mots clés :** Chat, Gastro-intestinal, Helminthe, Madagascar, Prévalence

**Directeur de thèse :** Professeur RANDRIANARIVELOSEHENO Jules Arsène  
Mbolatianarizao

**Adresse de l'auteur :** Lot IIN 108 BJ Ambatobe Antananarivo 101