

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

UNIVERSITE 8 MAI 1945 GUELMA
FACULTE DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE ET SCIENCES DE LA TERRE
ET DE L'UNIVERS
DEPARTEMENT DE BIOLOGIE



Mémoire de Master

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie
Filière : Sciences Biologiques
Spécialité/Option : Parasitologie

**Thème : Contribution à l'étude des parasites intestinaux des chats
dans la région de Guelma**

Présenté par :

- AOUISSI NADJAT
- MENADGELLI HAKIMA
- SILINI AFFEF

Devant jury composé de :

Président (e): Mme CHERAIRIA. M M.C.A Université de Guelma

Examineur : Mr KSOURI. S M.C.A Université de Guelma

Encadreur : Mme DJEBIR. S M.C.B Université de Guelma

Juin 2022

Remerciements

Nous tenons à remercier le bon Dieu de nous avoir procuré la patience et la force d'accomplir ce travail et de nous avoir permis de réussir nos études.

Au terme de ce travail, nous tenons à exprimer nos remerciements et notre profond gratitude à Mme Cherairia M. enseignante à l'université de Guelma, d'avoir bien accepté de présider ce jury. Nous vous remercions pour l'intérêt que vous avez porté à ce travail et pour vos précieux conseils et remarques. Nous tenons à remercier Monsieur Ksourí S. Professeur à l'Université de Guelma, pour avoir exprimé son entière disponibilité à participer à ce jury et examiner ce mémoire.

Nous remercions sincèrement et respectons notre enseignante, Mme Djebir S. enseignante à l'Université de Guelma, de l'avoir acceptée pour diriger ce travail. Ses conseils et ses encouragements nous ont permis de surmonter les difficultés à entreprendre ce travail.

Messieurs les membres du jury, recevez nos plus vifs remerciements pour avoir

Accepté de juger ce travail.

Dédicaces

A ALLAH, tout puissant Qui m'a inspiré

Ce travail particulièrement humble a été consacré à mes chers parents, qui ont consacré leur vie, leur soutien, leur patience, leur attention, leur affection et tout ce qu'ils ont fait pour me permettre d'atteindre ce niveau. Pour ceux qui m'ont rempli de tendresse et d'espérance, qui m'ont donné un amour inépuisable, pour la mère des sentiments fragiles qui m'ont béni par ces prières, ma mère Cherifa et toujours de mon côté pour me fortifier lorsque nécessaire ne sera pas qui je suis aujourd'hui. Qui m'a enseigné la responsabilité, l'optimisme et la confiance en ma Père Ramadan que je vous dois ce que je suis aujourd'hui et ce que je serai demain et que je ferai toujours de mon mieux pour garder votre fierté et ne jamais vous décevoir, Dieu vous donne la santé, le bonheur et la longévité. Dans la source de ma force, chères sœurs Rania, Nassira et, mon frère Imad, au secret de notre bonheur les enfants de ma sœur Iskander Ranim, mon grand-père a trouvé Dieu à leur âge, avec mes chers amis, en particulier mon bien-aimé Affef, Hakima. Chaque famille aouissi a mes encouragements et mon soutien pour cette modeste tâche.

Aouissi nadjat

Dédicaces

A ALLAH, tout puissant Qui m'a inspiré

J'ai toujours attendu avec une grande impatience ce jour où de manière solennelle et devant l'ensemble de mes maîtres, condisciples et amis, je vous témoignerai toute la gratitude d'une fille qui s'est toujours vanté de vous avoir comme père et mère.

A ma très chère mère *Ratiba*.

Autant de phrases aussi expressives soient-elles ne sauraient montrer le degré d'amour et d'affection que j'éprouve pour toi. Tu m'as comblé avec ta tendresse et affection tout au long de mon parcours.

Tu n'as cessé de me soutenir et de m'encourager durant toutes les années de mes études, tu as toujours été présente à mes côtés pour me consoler quand il fallait. Sans toi je ne serai pas qui je suis aujourd'hui. Puisse le tout puissant te donner santé, bonheur et longue vie afin que je puisse te combler à mon tour. Je t'aime plus que toute maman.

A mon très cher père *Achour* ;

Aucune dédicace ne saurait être assez éloquente pour exprimer ce que tu mérites pour toutes les sacrifices que tu m'as donné depuis ma naissance, durant mon enfance et même à l'âge adulte.

Je te dois ce que je suis aujourd'hui et ce que je serai demain et je ferai toujours de mon mieux pour rester ta fierté et ne jamais te décevoir.

Je te dédie ce travail en témoignage de mon profond amour. Puisse dieu, le tout puissant te préserver et t'accorder santé, longue vie et bonheur.

Mes chères sœurs *Nawal, Hadjer, loudjayne* et mon frère *Ramí* de leur présence dans tous les grands moments m'ont toujours poussé à aller de l'avant.

Mes amis *Nadjet, Afeff* et qui me suivent de près ou de loin.

Tous les étudiants de notre promotion que je leur souhaite une bonne continuation.

Menadjelli Hakíma

Dédicaces

Tout d'abord, je remercie le bon Dieu tout-puissant qui m'a donné Force et courage pour mener à bien ce travail. Je dédie cet humble travail à tous mes proches.

A ma chère mère *LOUIZA*

Je ne peux en aucun cas exprimer mon amour et mon respect pour les sacrifices que vous avez faits pour moi. Merci pour tout l'amour, le soutien et les conseils que vous m'avez donnés depuis que je suis jeune. J'espère que cet humble oncle sera l'exaucement de votre souhait, que Dieu vous bénisse et vous accorde une bonne santé.

A mon très cher père *Mohammad*.

A celui qui a donné sa vie pour mes rêves - mon augmente affiliation avec lui et le rend fier et fier de moi en restant éveillé tard la nuit pour le bien de mon éducation

À ma sœur *Hayat* et à son mari *Yacnie*.

À mes frères *yaaqoub, Rafik*, et à leurs femmes *Karima* et *Hadjer*.

À mon frère *Radwen*.

Aux fils de mes frères *kosay, Idriss, Khadija, Adam, Shahad, Anas, Ala*.

Pour leurs encouragements permanents, et leur soutien moral.

A mes grands-parents que Dieu les protège.

À la famille de *silini, Bouafia* et à tout ce que je sais.

Pour leur appui et leur encouragement.

A "Mon mari Yousef"

Merci d'être toujours là pour moi.

Pour mes amis *BOUTHAINA, CHAMA, Manal, Rayane, Nadjat, Hakima*.

SILINI AFFEF

Sommaire

	Page
Remerciements	i
Dédicaces	ii
Liste des figures	IX
Liste des tableaux	XI
Introduction	1
. Première partie : Etude bibliographique : Les endoparasites du chat	
I.1 Plathelminthes	2
1.1 <i>Diphyllobothrium latum.</i>	2
1.2 <i>Mesocestoides sp.</i>	3
1.3 <i>Taenia taeniaeformis.</i>	4
1.4 <i>Echinococcus granulosus.</i>	4
1.5 <i>Echinococcus multilocularis.</i>	5
1.6 Joyeuxiella.	6
1.7 <i>Dipylidium caninum.</i>	7
I.2 Némathelminthes	8
2.1 <i>Toxocara cati.</i>	8
2.2 <i>Toxascaris leonina.</i>	9
2.3 <i>Uncinaria stenocephala.</i>	10
2.4 <i>Ancylostoma tubaeformae.</i>	11
2.5 <i>Strongyloïdes sp.</i>	12
2.6 Trichures.	12
2.7 <i>Spirura rytipleurites</i>	13
2.8 <i>Ollulanus tricuspis.</i>	14
I.3 Protozoaires parasites du chat	14
3.1 <i>Giardia sp.</i>	14
3.2 <i>Cystoisospora sp.</i>	15
3.3 <i>Toxoplasma gondii.</i>	16
3.4 <i>Cryptosporidium sp.</i>	17

3.5	<i>Hammondia hammondi</i> , <i>Besnoiti</i> sp. et <i>Sarcocystis</i> sp.	18
I.4	Parasites pulmonaires du chat.	20
4.1	. <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> .	20
4.2	. <i>Capillaria aerophila</i>	21
4.3	. <i>Troglostrongylus</i> .	22

Deuxième partie: Partie expérimentale

I	Matériel et méthodes.	24
I.1	Matériel.	24
1.1	Présentation de la région d'étude.	24
1.2	Période d'étude.	24
1.3	Matériel de Laboratoire.	24
1.4	Matériel Biologique.	25
1.4.1	Sites de prélèvement des chats étudiés	25
1.4.2	Distribution de la population étudiée selon le milieu environnant.	25
1.4.3	Distribution de la population étudiée selon le sexe.	26
1.4.4	Distribution de la population étudiée selon l'âge.	26
1.4.5	Distribution de la population étudiée selon la race.	26
1.4.6	Distribution de la population étudiée selon le mode de vie.	27
1.4.7	Cohabitation des chats avec d'autres animaux.	27
1.4.8	Distribution de populations étudiées selon leur état de santé.	28
1.4.9	Déparasitage des chats étudiés	28
I.2	Méthodes.	29
I.2.1	Méthode de prélèvement.	29
I.2.2	Examen macroscopique des selles.	29
I.2.3	Examen microscopique des selles.	29
2.2.1	Examen direct en solution salée isotonique.	29
2.2.2	Examen direct au Lugol.	30
2.2.3	Enrichissement par flottation.	30
I.2.4	Identification des espèces parasitaires	31

Résultats

1	Résultats de l'examen macroscopique.	32
---	--------------------------------------	----

2	Résultats de l'examen microscopique.	32
2.1.1	Prévalence globale de l'infestation	32
2.1.2	Variation de l'infestation selon le site de prélèvement.	33
2.1.3	Variation de l'infestation selon le milieu environnant des chats.	33
2.1.4	Variation de l'infestation selon le sexe.	34
2.1.5	Variation de l'infestation selon âge.	34
2.1.6	Variation de l'infestation selon la race.	35
2.1.7	Variation de l'infestation selon le mode de vie des chats.	35
2.1.8	Variation de l'infestation des chats étudiés selon leur état de santé.	36
2.1.9	Variation de l'infestation selon l'état de déparasitage des chats.	36
2.1.10	Variation de l'infestation selon la cohabitation avec d'autres animaux domestiques.	37
2.2	Résultats de l'identification des espèces parasitaires.	37
2.2.1	Espèces parasitaires identifiées.	37
2.2.2	Prévalence des différentes espèces parasitaires identifiées.	40
2.2.3	Répartition de la fréquence d'isolement des endoparasites chez les chats étudiés	41
2.2.4	Répartition des espèces identifiées selon les paramètres épidémiologiques étudiés.	41
2.2.5	Variation de la répartition des espèces parasitaires selon le site de prélèvement.	42
2.2.6	Variation de la répartition des espèces parasitaires selon le milieu environnant.	42
2.2.7	Variation de la répartition des espèces parasitaires selon le sexe.	43
2.2.8	Variation de la répartition des espèces parasitaires selon l'âge.	45
2.2.9	Variation de la répartition des espèces parasitaires selon la race.	46
2.2.10	Répartition des espèces identifiées selon le mode de vie.	47
2.2.11	Répartition des espèces identifiées selon la cohabitation avec d'autres animaux.	48
2.2.12	Répartition des espèces identifiées selon l'état de santé de chats.	48
2.2.13	Répartition des espèces identifiées selon l'application des traitements antiparasitaire.	50
	Discussion	51
	Conclusion	54
	Référence	55
	Annexes	61

Liste des Figures

Nombre	Titre	Page
Figure1	Morphologie de <i>Diphyllobothrium latum</i> . (a) Œufs;(b) adulte.	2
Figure 2	Principales caractéristiques de <i>Mesocestoides</i> sp (a) : Œufs ;(b) : adulte.	3
Figure 3	Principales caractéristiques de <i>Taenia taeniaeformis</i> (a) :Œufs(b) : Proglottis desséchés (c) : adulte	4
Figure 4	Morphologie d' <i>Echinococcus granulosus</i> ; (a) : adulte,(b) : œuf	5
Figure 5	Principales caractéristiques d' <i>Echinococcus multilocularis</i> (a): adulte;(b):œufs	6
Figure 6	Morphologie d'adulte <i>Joyeuxiella</i>	7
Figure 7	Principales caractéristiques de <i>Dipylidiumcaninum</i> (a): adulte ; (b): œufs	8
Figure 8	morphologie de <i>Toxocara cati</i> (a): œufs ; (b): adulte	8
Figure 9	Morphologie de <i>Toxascaris leonine</i> (a) : œufs ; (b) : adulte	9
Figure 10	Morphologie de <i>Uncinaria stenocephala</i> (a): œufs ; (b): adulte	10
Figure 11	Morphologie <i>Ancylostoma tubaeformae</i> (a): œufs ; (b): adulte	11
Figure 12	Morphologie Trichures (a): œufs ; (b): adulte	12
Figure 13	Morphologie d'Œuf <i>Spirure</i>	13
Figure 14	Adulte male d' <i>Ollulanus tricuspis</i>	14
Figure 15	Oocystes de Giardia chez le chat	15
Figure 16	Oocystes de Cystoisospora (Isospora) felis et Cystoisospora (Isospora) révolta chez un chat	16
Figure 17	Oocystes de Toxoplasma gondii	17
Figure 18	Morphologie de Cryptosporidium sp.	18
Figure 19	Eléments morphologiques pour reconnaître <i>Sarcocystis</i> sp	19
Figure 20	Principales caractéristiques de <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> (a): larve; (b): adulte	20
Figure 21	Principales caractéristiques de <i>Capillaria aerophila</i> (a): Œufs; (b): adulte	21
Figure 22	Principales caractéristiques de <i>Troglostrongylus</i> Laves	22
Figure 23	Carte de situation géographique de la wilaya de Guelma	24
Figure 24	Répartition des chats étudiés selon leur site	25
Figure 25	Répartition de chats selon leur race	27
Figure 26	Méthode de flottation (cliché personnel)	30
Figure 27	Aspect macroscopique des matières fécales des chats	32

Figure 28	Aspect macroscopique d'un anneau ovigère de <i>Dipilidium caninum</i> sur matières fécales des chats	32
Figure 29	Prévalence des parasitoses internes chez les chats	33
Figure 30	Répartition de l'infestation des chats selon le sexe	34
Figure 31	Répartition de l'infestation des chats selon l'âge	35
Figure 32	Œuf des Ankylostomes (x10)	38
Figure 33	Œuf de Capillaire (x10)	38
Figure 34	Œuf de <i>Taenia sp.</i> (x40) (a), segment de <i>Taenia sp.</i> (x10) (b)	38
Figure 35:	Œuf de <i>Toxocara cati</i> (x10)	38
Figure 36	(a): Capsule ovifère de <i>Dipilydium caninum</i> en examen au Lugol double (x10), (b): en flottaion (x40)	39
Figure 37	Oocyste d' <i>Cystoisospora (isospora) felis</i> non sporulé (x40)	39
Figure 38	Oocyste de <i>Sarcocystis sp.</i>	39
Figure 39	Oocystes de <i>Toxoplasma gondii</i>	39
Figure 40	Fréquence (%) d'isolement des espèces parasitaires identifiées	41
Figure 41	Variation de la prévalence des espèces parasitaires selon le site de prélèvement	42
Figure 42	Variation de la prévalence des espèces parasitaires selon le milieu environnant	43
Figure 43	Variation de la prévalence des espèces parasitaires selon le sexe	44
Figure 44	Variation de la prévalence des espèces parasitaires selon l'âge	45
Figure 45	Variation de la prévalence des espèces parasitaires selon la race	46
Figure 46	Variation de la prévalence des espèces parasitaires selon le mode de vie	47
Figure 47	Fréquence des espèces parasitaires selon la cohabitation avec d'autres animaux de compagnie	48
Figure 48	Variation de la prévalence des espèces parasitaires selon la présence des signes digestifs	49
Figure 49	Variation de la prévalence des espèces parasitaires en fonction du déparasitage	50

Liste des tableaux

Nombre	Titre	Page
Tableau 01	Localisation des chats étudiés	25
Tableau 02	Répartition des chats étudiés selon leur environnement	26
Tableau 03	Nombre des chats selon le sexe	26
Tableau 04	Nombre des chats étudiés selon leur âge	26
Tableau 05	Races de chats étudiés	27
Tableau 06	Nombre de chats répartis selon leur mode de vie	27
Tableau 07	Nombre des chats en cohabitation avec d'autres animaux	28
Tableau 08	Historique médical et médicamenteux des chats étudiés	28
Tableau 09	Nombre des chats déparasités	28
Tableau 10	Nombre de chats positif à la coproscopie	33
Tableau 11	Répartition du nombre de cas positifs selon le site de prélèvement	33
Tableau 12	Répartition de l'infestation selon le milieu	34
Tableau 13	Répartition du nombre de cas positifs selon le sexe	34
Tableau 14	Répartition du nombre de cas positifs selon l'âge	34
Tableau 15	Répartition du nombre de cas positifs selon la race	35
Tableau 16	Fréquence de l'infestation selon le mode de vie	35
Tableau 17	Répartition de l'infestation selon l'état médical et médicamenteux des chats	36
Tableau 18	Répartition de l'infestation selon l'état de déparasitage des chats	36
Tableau 19	Répartition de l'infestation selon la cohabitation des chats avec d'autres animaux	37
Tableau 20	Prévalence des espèces parasitaires.	40
Tableau 21	Fréquence d'isolement des espèces parasitaires selon le milieu	43
Tableau 22	Fréquence d'isolement des espèces parasitaires selon le sexe	44
Tableau 23	Fréquence d'isolement des espèces parasitaires selon l'âge	45
Tableau 24	Fréquence d'isolement des espèces parasitaires selon la race	46
Tableau 25	Fréquence d'isolement des espèces parasitaires selon le mode de vie	47
Tableau 26	Fréquence d'isolement des espèces parasitaires selon l'état médical et médicamenteux des chats étudiés	49

المخلص

في الفترة الممتدة من مارس إلى مايو 2022، أجرينا دراسة للقطط المنزلية من اجل استكشاف الطفيليات الداخلية للقطط، و حصر الأنواع المعنية و دراسة تأثير العوامل الداخلية (العمر، الجنس، العرق...) و العوامل الخارجية (المنطقة، البيئة المحيطة، أسلوب الحياة...) على انتشارها في ولاية قالمة. تم اخذ 25 عينة من البراز من أماكن مختلفة، يتم الكشف عن الأشكال الطفيلية عن طريق الفحص المجهرى المباشر أوLugol، ثم التعرف على الطفيليات بواسطة تقنية التعميمWillis.

تشير النتائج إلى إصابة 88 % من القطط بنوع واحد على الأقل. أكثر من 45 % من الحالات المصابة في الركنية. 90% من الحالات قطط حضرية. مصت الإصابة جميع الفئات العمرية لكلا الجنسين و خاصة من العرق المشترك (41%) من الحالات. و تم التعرف على ثمانية أنواع من الطفيليات. Protozoaires(35.56%); helminthes (64.44%).

Toxocara cati هو النوع الأكثر انتشارا بنسبة انتشار (36%). يليه *Dipylidium caninum*، *Ankylostomes*، *sp*، *Toxoplasma gondii* بنسبة (32%) لكل منهم. *Capillaires* بنسبة (8%) *Taenia sp*; بنسبة (8%) *Saracocystis sp*; بنسبة (4%).

يتطلب تطوير طفيليات ذات إمكانات حيوانية المصدر، مثل *Toxocara cati*، *Dipylidium caninum*، *Toxoplasma gondii* في البيئة الحضرية للولاية.

يجب التوعية بشأن احترام القواعد الصحية و النظام الغذائي الصحي لمنع الإصابة البشرية.

الكلمات الرئيسية:

الطفيليات، قط، قالمة، الفحص المجهرى للبراز، *Toxocara cati*، *Dipylidium caninum*، *Toxoplasma gondii*.

Abstract

During the period March to May 2022, we conducted a survey of domestic cats to explore the status of feline endoparasitoses, to inventory the species involved and to study the influence of certain intrinsic factors (age, sex, race, etc.) and extrinsic (region, surrounding environment, lifestyle, etc.) on their prevalence in the Wilaya de Guelma. Au total, 25 samples of feces were made, the identification of parasitic forms is carried out by direct microscopic examination or in Lugol, then identification of parasites after enrichment by flotation of Willis. Results indicate that 88% of cats are infested by at least one parasitic species. More than 45% of infested cases were located in Roknia. 90% of cases are urban cats. The infestation affected all age groups of both sexes and especially those of the common race (41% of cases). Eight parasitic types are identified; helminths (64.44%) and protozoa (35.56%). *Toxocara cati* is the most widespread species with a prevalence of 36%, followed by *Dipylidium caninum*, *Ankylostomessp* and *Toxoplasma gondii* (32% each). *Cystoisosporafelis* is itself well represented (28%); some cats presented *Capillaries* (8%), *Tæniasp.* (8%) and *Sarcocystissp* (4%). The development of parasites with zoonotic potential, namely *Toxocara cati*, *Dipylidium caninum*, *Toxoplasma gondii* in the urban environment of the wilaya, requires awareness on the respect of sanitary and hygiene -dietary rules to prevent human infestation.

Keywords:

Parasites, Guelma, Cat, Coproscopy, *Toxocara cati*, *Dipylidium caninum*, *Toxoplasma gondii*

Résumé

Durant la période de mars à mai 2022, nous avons mené une enquête auprès des chats domestiques en vue de l'exploration de l'état des endoparasitoses félines, d'inventorier les espèces en cause et d'étudier l'influence de certains facteurs intrinsèques (âge, sexe, race ...) et extrinsèques (région, milieu environnant, mode de vie ...) sur leur prévalence dans la Wilaya de Guelma. Au total, 25 prélèvements de fèces ont été réalisés, la mise en évidence des formes parasitaires est effectuée par examen microscopique direct ou au Lugol, puis d'identification des parasites après enrichissement par flottation de Willis. Les résultats indiquent l'infestation de 88% des chats par au moins une espèce parasitaire. Plus de 45% des cas infestés ont été localisés à Roknia. 90% des cas sont des chats du milieu urbain. L'infestation a touché toutes les tranches d'âge des deux sexes et particulièrement ceux de la race commune (41% des cas). Huit espèces parasitaires sont identifiées ; helminthes (64,44%) et protozoaires (35,56%). *Toxocara cati* est l'espèce la plus répandue avec une prévalence de 36%, suivis par *Dipylidium caninum*, des Ankylostomes et *Toxoplasma gondii* (32% chacune). *Cystoisospora felis* est elle-même bien représentée (28%), quelques chats ont présenté des Capillaires (8%), *Taenia sp.* (8%) et *Sarcocystis sp.* (4%).

Le développement des parasites à potentiel zoonotique, à savoir *Toxocara cati*, *Dipylidium caninum*, *Toxoplasma gondii* dans le milieu urbain de la wilaya nécessite la sensibilisation sur le respect des règles sanitaires et hygiéno-diététiques pour prévenir l'infestation humaine.

Mots clés :

Parasites, Guelma, Chat, Coproscopie, *Toxocara cati*, *Dipylidium caninum*, *Toxoplasma gondii*

Introduction

Introduction

Les parasitoses intestinales chez le chat sont des maladies très répandues aux quatre coins du monde, mais ils sont à l'origine de manifestations cliniques réduites. Ces maladies, tirent leur importance du fait qu'ils sont des zoonoses potentiellement dangereuses pour l'homme (larve migrans, toxoplasmose, cryptosporidiose, etc.).

La prévalence des infestations intestinales félines en Algérie est mal connue, puisque très peu des enquêtes ont étudié ces maladies. Notre travail est la première exploration de ces parasites dans la région de Guelma. La connaissance de données épidémiologiques de ces maladies chez leur hôte chat, est essentielle lors de l'établissement des plans de lutte contre le passage zoonotique chez l'homme.

L'objectif général de ce travail est d'apporter une contribution à la connaissance de l'état des parasitoses félines à potentiel zoonotique dans notre région. Pour ce faire, nous avons réalisé une enquête sur des chats de différentes régions de la wilaya, pour mettre en évidence les endo-parasitoses chez les chats, inventorier les espèces parasitaires en cause et étudier l'influence d'un certain nombre de facteurs intrinsèques (âge, sexe, race) et extrinsèques (milieu, mode de vie) sur l'infestation.

Notre travail est reporté dans deux parties : la première est une synthèse bibliographique présente les parasites traditionnellement diagnostiqués chez le chat, pas seulement les parasites de leur tube digestif, mais aussi tous parasites, mêmes respiratoires, qui se présente dans la matière fécale du chat (œuf, larve ou oocyste), avec exposition de quelques détails sur leur morphologie, leur biologie et leur potentiel zoonotique. La seconde partie expose et discute les résultats de l'enquête réalisée.

Première partie : Etude bibliographique

Les endoparasites du chat

I. Parasites du tube digestif de chat

Les parasites du tube digestif chez le chat sont nombreux et appartiennent à deux règnes, celui des Animaux avec en particulier l'embranchement des Plathelminthes et des Nématelminthes, et celui des Protozoaires. Leurs descriptions morphologiques et leurs cycles de vie sont bien connus. et de renouveler le traitement très régulièrement (à dès l'âge de 3 semaines, puis à 5, 7 et 9 semaines, puis tous les mois jusqu'à l'âge de 6 mois). Les mères doivent être traitées en même temps que leurs petits. Elles peuvent également être vermifugées en fin de gestation avec un vermifuge larvicide (1).

I.1. Plathelminthes

I.1. *Diphyllobothrium latum*

Un cestode de l'ordre Pseudophyllidea, de la famille : Diphyllobothriidae. Le parasite adulte de couleur ivoire peut mesurer jusqu'à 10 mètres de longueur, ce qui en fait le plus grand parasite chez les carnivores. Le scolex étroit et ne porte pas de crochets, à 1 mm de largeur et 2,5 mm de longueur, creusé par 2 bothries le long de sa longueur. Les proglottis matures et ovigères qui restent toujours attachées au ver sont courtes, seulement 2-4 mm de long, tandis que la largeur du ver à cette hauteur est de 10-12 mm. Les œufs sont brun pâle (Figure 01), mesurant 70 μ (55-76 μ) de long et 50 μ (40-60 μ) de large. Ils ont un petit renflement dans le mur dans le pôle opposé à l'opercule [1].

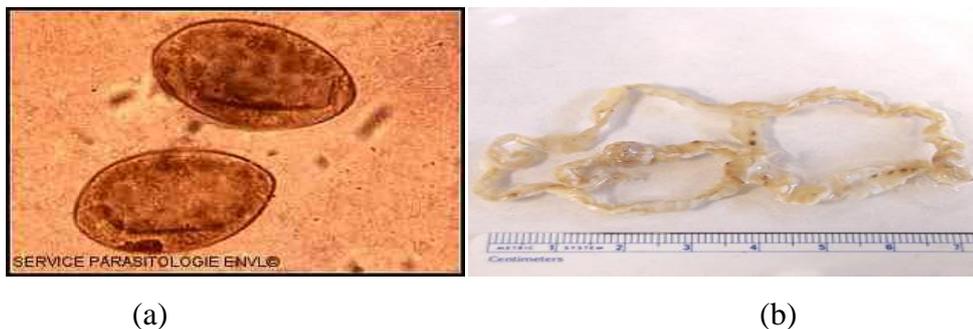


Figure 1: Morphologie de *Diphyllobothrium latum*. (a): Œufs; (b): adulte. (2); (3)

Le copépode joue le rôle du premier hôte intermédiaire et le poisson celui du second hôte intermédiaire [2].

Le cycle biologique du parasite commence avec des œufs qui sont éliminés par les matières fécales de l'hôte définitif. Après éclosion, les coracidies sont ingérées par des copépodes d'eau douce. Chez ce dernier se développe la larve de type procercoïde.

Les poissons se nourrissent de copépodes contenant la qui se développe de nouveau au stade suivant (plérocercóide) [3].

L'infestation de l'hôte mammifère (homme, chien et chat) s'effectue après ingestion des poissons parasités par les larves.

L'infestation est caractérisée par des manifestations digestives avec douleurs abdominales et diarrhées. Ainsi des signes généraux d'asthénie, sensations vertigineuses, hyper-éosinophilie [2], et une anémie macrocytique et hypochrome par compétition avec l'hôte pour la vitamine B12 [4].

1.2. Mesocestoides sp.

Le parasite est cestode de l'ordre cyclophyllidea appartenant à la famille : *Mesocestoididés*. Adultes de 2.5 m de long (Figure 2), scolex non armé avec 4 ventouses allongées; absence de rostre, proglottis avec un seul organe de reproduction des 2 sexes, pore génital s'ouvre sur la surface dorsale, présence d'un organe par utérin [4].

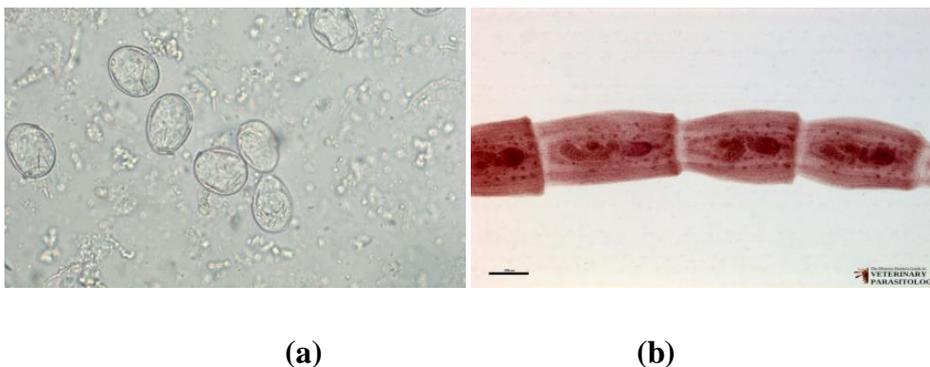


Figure 2: Principales caractéristiques de *Mesocestoides sp* (a): Œufs; (b): adulte (4); (5)

Les œufs se transmettent par segments mobiles dans les selles des chiens et des chats infectés. Le premier hôte intermédiaire et la forme du premier stade larvaire des mésocestoïdes sont inconnus [5]. L'animal se contamine par ingestion d'un petit mammifère, d'un oiseau ou d'un lézard hébergeant une larve Tétrathiridium [6].

La présence du parasite adulte nuit peu à la santé de l'animal. Aucun signe clinique n'a été rapporté. La forme larvaire se développe rarement dans les cavités corporelles, causant en particulier une péritonite [6].

1.3. *Taenia taeniaeformis*

Un cestode de l'ordre Cyclophyllidea, de la famille des Taeniidae. Le ver adulte mesure 60 cm de long. La tête se continue directement par des segments ; il n'existe pas vraiment de cou (Figure 3). Les segments terminaux, blanchâtres et d'une bonne épaisseur, adoptent une forme de cloche, ce qui n'est toutefois pas un critère d'identification fiable [2].



(a) (b) (c)
Figure 3: Principales caractéristiques de *Taenia taeniaeformis* (a): Œufs (b): Proglottis desséchés (c): adulte (7); (8); (6)

Les proglottis gravides passent dans les fèces des félinés et les rongeurs ingèrent les œufs (Figure 3). L'embryon hexacanth pénètre la paroi intestinale du rongeur, arrive au foie via le sang, s'installe et se développe en larve vésiculaire dite strobilicerque. Cette dernière est infectante pour les félinés [2]. Lorsque le chat avale une souris parasitée par les strobilicerque, le scolex s'attache à la muqueuse intestinale et devient un ver mature. La période pré patente = 4 à 80 jours [4].

Les symptômes sont généralement des désordres digestifs, un amaigrissement et plus rarement une perforation intestinale [3].

1.4. *Echinococcus granulosus*

Un cyclophyllide de famille de Taeniidae ; le parasite adulte mesure 2 à 7 mm de longueur. Il est constitué d'un scolex qui porte de crochets et de ventouses, et d'une chaîne de 3 à 5 segments. Le dernier n'est, en quelque sorte, qu'un sac contenant de 400 à 800 œufs mesurant 30 à 40 μ de diamètre (Figure 4). Les œufs contiennent un embryon équipé de 6 crochets et nommé onchosphère qui représente la première forme larvaire du parasite. Celui-ci est entouré de plusieurs couches de kératine très résistante formant la paroi de l'œuf et lui conférant un aspect strié de façon radiale. La deuxième forme larvaire est constituée d'un

kyste arrondi, de 1 à 20 cm de diamètre, rempli de liquide et entouré d'une paroi fibreuse épaisse formée de plusieurs couches laminées[1].

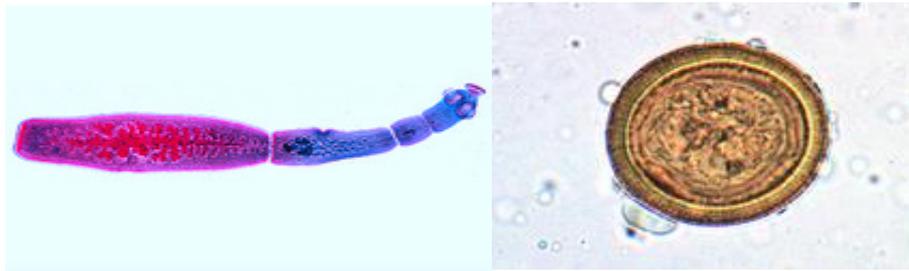


Figure 4: Morphologie d'*Echinococcus granulosus* ; (a) : adulte, (b) : œuf (9); (10)

Les proglottis éliminés par les adultes logés dans l'intestin du chien se mêlent aux matières fécales et se retrouvent à l'extérieur. Ces animaux défèquent un peu partout, les proglottis sont détruits et libèrent des œufs et contaminent la nourriture des herbivores. Ces derniers s'infectent en ingérant des herbes contaminées [1]. L'embryon hexacanthé pénètre une veinule intestinale ou lymphatique et arrive dans le foie ou aux poumons. Le kyste hydatique se développe lentement dans environ 5 mois. Le Chat et le chien s'infestent en ingérant les organes des animaux parasités ; le protoscolex du kyste hydatique se dévirgine, pénètre, se lie et devient mature [4].

Le chat et le chien infestés ne présentent pas spécialement de symptômes particuliers. Cependant, si l'infestation est très importante, ils risquent de souffrir de diarrhées et de perte de poids, sans pour autant entraîner de conséquences graves (11).

1.5. *Echinococcus multilocularis*

C'est un cestode appartient à la famille des Taeniidae au sein de l'ordre Cyclophyllidea. A une morphologie très proche à celle d'*E granulosus*, avec lequel il a longtemps été confondu. 1.5 à 3.5 mm ; 2-4 segments, seul le dernier est ovigère avec orifice génital dans la moitié antérieure du segment [7] (Figure 5), vit dans l'intestin du renard principalement, mais aussi des chiens et des chats.

La forme larvaire adopte une structure alvéolaire composée d'un agglomérat de kystes de forme irrégulière et mesurant entre 1 et 30 mm chacun. Le kyste est composé d'une mince paroi externe acellulaire laminée et d'une couche interne de cellules germinatives entourant une cavité remplie de liquide et de proto-scolex [1].

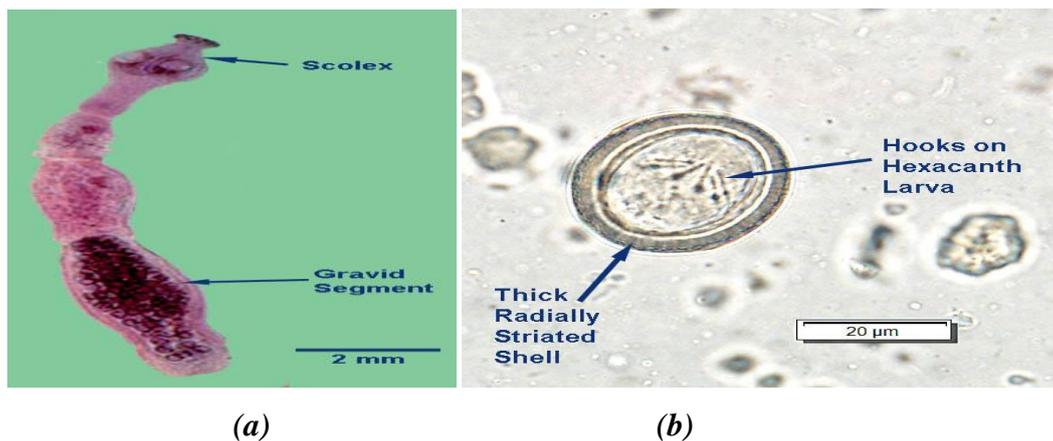


Figure 5 : Principales caractéristiques d'*Echinococcus multilocularis* (a): adulte; (b):œufs (12)

Il s'agissait de petits rongeurs hôtes intermédiaires, tels que les arvicoles. Selon le contexte épidémiologique, les hôtes définitifs sont des canidés ou des félidés sauvages ou domestiques. Les hôtes intermédiaires sont contaminés par l'ingestion d'œufs et des proglottis gravidas excrétés dans les matières fécales des hôtes définitifs (13). L'embryon hexacanth est diffusé sur, notamment le foie et les poumons, via la circulation sanguine. Le kyste hydatique alvéolaire se développe en 2 à 3 mois. Le chat s'infeste après ingestion du rongeur. La larve s'évagine puis le scolex s'attache et le cestode devient mûres [4].

Le chat infesté ne présente pas spécialement de symptômes particuliers. Cependant, si l'infestation est très importante, il risque de souffrir de diarrhées et de perte de poids, sans pour autant entraîner de conséquences graves (11).

La maladie a un aspect zoonotique important, elle provoque l'échinococcose alvéolaire de l'Homme. Ce dernier se contamine par ingestion d'œufs émis dans les matières fécales du renard, du chien ou du chat, et il intervient dans le cycle en tant qu'hôte intermédiaire. Il abritera donc la larve *Echinococcus* qui se développera au dépend du tissu hépatique et peut être mortelle [8].

1.6. *Joyeuxiella sp.*

Ce cestode Cyclophyllide appartient à la famille Dipylidiidae, possède un rostre avec crochets en épine de rosier (Figure 6).



Figure 6: Morphologie d'adulte *Joyeuxiella* (14)

Les chats sont infectés par l'ingestion de reptiles dans les habitations et les cours. L'adulte est installée dans la muqueuse de tout l'intestin grêle. Certains segments de ce cestode sont excrétés dans les matières fécales. L'excrétion de proglottis est intermittente. Le premier hôte intermédiaire du parasite est inconnu. Le deuxième hôte intermédiaire se trouve dans un petit reptile qui contient une petite larve cysticercoïde solide qui se trouve dans la cavité péritonéale et le foie ; les hôtes comprennent le gecko domestique, *Hemidactylus frenatus* et un lézard terrestre, il semble que la majorité des stades larvaires se trouvent chez les reptiles. Le chat est contaminé par l'ingestion de ce deuxième reptile hôte (15).

Les symptômes ne sont pas dangereux pour les chats, des proglottis de cestode ont été observés dans les chats infectés (15). Le site de fixation du scolex de *Joyeuxiella pasquale* à la muqueuse a été décrit comme ayant des dommages muqueux considérables avec nécrose des villosités environnantes (15).

1.7. *Dipylidium caninum*

Est un parasite appartenant au groupe des cestodes, un Cyclophyllidea de la famille Dilepididae. Le parasite adulte mesure jusqu'à 70 cm de longueur. De couleur jaune rosé, le corps comporte entre 60 et 175 segments de 12 mm de long et 3 mm de large à maturité et qui possèdent chacun 2 pores génitaux s'ouvrant sur les côtés. Ils sont remplis de plusieurs centaines de capsules (Figure 7) contenant chacune entre 5 et 30 œufs [1].



Figure 7: Principales caractéristiques de *Dipylidium caninum* (a) : adulte; (b): œufs (16); [5]

Le *Dipylidium caninum* est zoonotique, les jeunes enfants présentant le plus grand risque d'infection par ingestion de puces ou de poux hôtes intermédiaires infectés [3].

Les segments expulsés par l'animal se désintègrent rapidement et libèrent leurs œufs. Ceux-ci sont avalés par une larve de puce et se développent dans leur cavité corporelle. Après sa métamorphose, la puce adulte saute sur un animal. Si le chat l'ingère, la digestion libère le parasite qui peut alors reprendre son développement dans la lumière intestinale de l'hôte [2].

Généralement non pathogène, proglottis migre dans la région périanale et cause du prurit [3]. Entérite chronique, vomissements ou troubles neurologiques [9], ou parfois perforation intestinale [10].

I.2. Némathelminthes

2.1 *Toxocara cati*

Ce nématode parasite intestinal du chat de la classe Ascaridida, la famille : Toxocaridés, partage beaucoup de caractéristiques avec *Toxocara canis* puisqu'il appartient au même genre. À la maturité, il s'agit d'un ver rond de dimension atteignant 7 cm de longueur pour le mâle et 12 cm pour la femelle et dont le diamètre mesure 1 à 2 mm [11] (Figure 8).

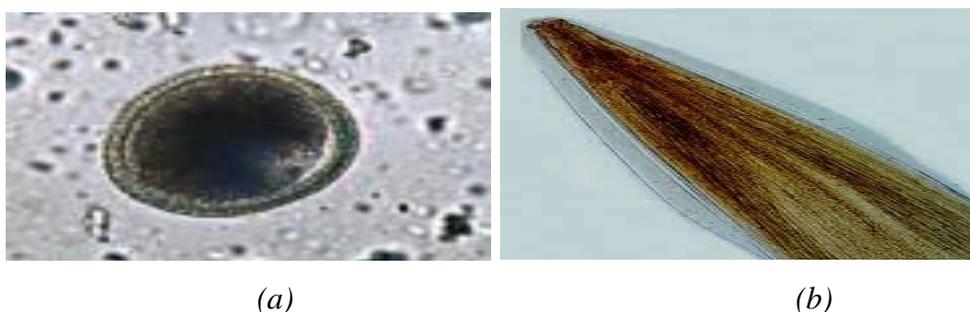


Figure 8 : morphologie de *Toxocara cati* (a): œufs; (b): adulte [2]; (17)

Les jeunes chats hébergent donc dans leur intestin de nombreux ascaris adultes qui leur sont spécifiques. Les femelles fécondées pondent des œufs non embryonnés qui vont être éliminés en grande abondance dans les selles [12]. Des œufs seront excrétés à partir de 2 mois après l'infestation. En même temps, certaines larves vont s'accumuler dans les tissus musculaires du chat, suivant la migration somatique et y demeureront en état de dormance [11]. La larve éclot dans l'estomac, et se retrouve dans sa paroi à J2. Trouvé dans le foie et les poumons à J3. Poumons à J5. Dans la paroi de l'estomac à J10 jusqu'à J21, puis les larves migrent vers l'I.G [4]. Les symptômes déclarés sont dominés par la fièvre, une anorexie, une hépatosplénomégalie, une éruption, une pneumopathie, un asthme (18). L'obstruction intestinale, la diarrhée. L'infestation peut menacer la vie d'hôte [4].

La toxocarose est une zoonose helminthique majeure ; l'Homme s'infeste en avalant des œufs embryonnés suite à un manque d'hygiène ou de la consommation de végétaux souillés. L'infestation humaine peut être à l'origine d'un syndrome de *larva migrans* ; trois formes principales existent : larva migrans viscérale, toxocarose oculaire et un syndrome regroupant asthénie chronique, manifestations allergiques, douleurs digestives et hyperéosinophilie modérée [8].

2.2. *Toxascaris leonina*

Est un nématode de l'ordre Ascaridida et de la famille Ascarididés. Ce parasite est dit polyxénique et sa gamme d'hôtes comprend les chiens et les chats domestiques comme ainsi que les canidés et félins sauvages [13]. Taille de l'adulte : 6-17 cm dans l'intestin grêle et la Taille de l'œuf : 80 µm x 70 µm (16) (Figure 9).

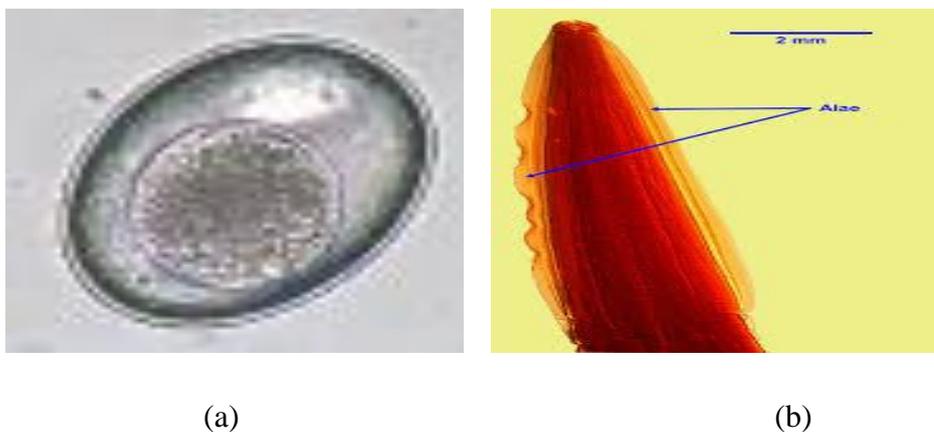


Figure 9 : Morphologie de *Toxascaris leonina* (a): œufs; (b): adulte [2]; (18)

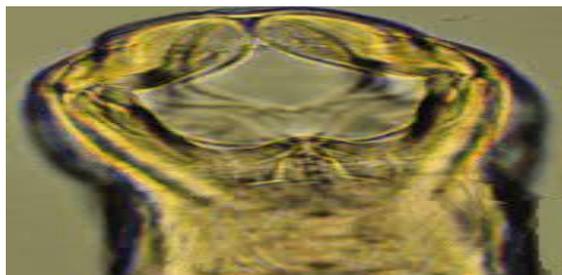
Son cycle évolutif fait fréquemment intervenir deux hôtes : un rongeur (rat, souris) et le chat. Ce dernier se contamine en chassant et consommant des rongeurs infestés[14]. Donc le cycle évolutif se déroule comme suit : l'infestation est contractée suite à l'ingestion d'un œuf ou d'une souris infestée par un L2. La larve pénètre dans la muqueuse de l'estomac ou de l'intestin et demeure pendant environ deux semaines sans migrer. La maturation a lieu dans l'I.G [4]. Les symptômes comprennent la diarrhée, les vomissements, l'inconfort abdominal, et même le blocage de l'obstruction intestinale qui met la vie du chat en danger[13].

2.3. *Uncinaria stenocephala*

Un nématode Strongylida de la famille des Ankylostomatidés Le plus fréquent dans l'intestin des chiens du Nord, du Centre et du Sud En Europe, on sait peu de choses sur sa relation hôte-parasite [15]. Forme cylindrique à pointes arrondies coquille mince ; embryon avec plusieurs cellules qui peuvent être comptées ; de couleur brun grisâtre, l'embryon remplit complètement l'œuf. Dimensions : 70-90 x 40-50 μm . Le nombre d'œufs dans la coproscopie est en général faible, à quelques exceptions près. Le mâle de ce nématode mesure 8 mm de long et la femelle 12mm. Cette espèce fait partie du groupe de vers au crochet (Figure10), Nous ne savons pas la fécondité de ce ver [2].



(a)



(b)

Figure 10 : Morphologie de *Uncinaria stenocephala* (a): œufs; (b) :adulte [2]; (19)

Dans l'environnement extérieur, une larve se développe, couve et atteint le stade infectieux. L'ingestion entraîne le développement direct du parasite dans l'intestin(2). Cycle évolutif : adultes localisé dans le 1/3 postérieure d'I.G. œuf passent au stade morula, la plupart éclot en 1semaine L3 engainée, infestant ; généralement par voie oral .Il n'y a pas de migration extra –intestinale [4].

Ce parasite provoque seulement une légère perte de sang, mais peut encore donner une apparence goudronneuse aux selles. On observera surtout de la diarrhée peu prononcée et de l'hypoprotéinémie [2].

2.4. *Ancylostoma tubaeformae*

Les ankylostomes sont des parasites transmis par le sol, habitent l'intestin grêle des mammifères, y compris les humains, les canidés et les félins [16]. L'adulte est un nématode de l'ordre Strongylida, de la famille Ancylostomatidés, mesurant 12 mm de long chez la femelle et 9 mm chez le mâle. Sa couleur est généralement très foncée, due à son alimentation hématophage. L'adulte prend souvent une position en forme de point d'interrogation [2]. L'œuf est de forme cylindrique à bouts arrondis coquille mince (Figure 11) ; embryon 8 à 16 cellules ou plus, le développement étant rapide une fois exposé à l'oxygène ; de couleur brun grisâtre, l'embryon remplit presque complètement l'œuf. Dimensions : 55-75 x 34,4-44,7 µm [2].

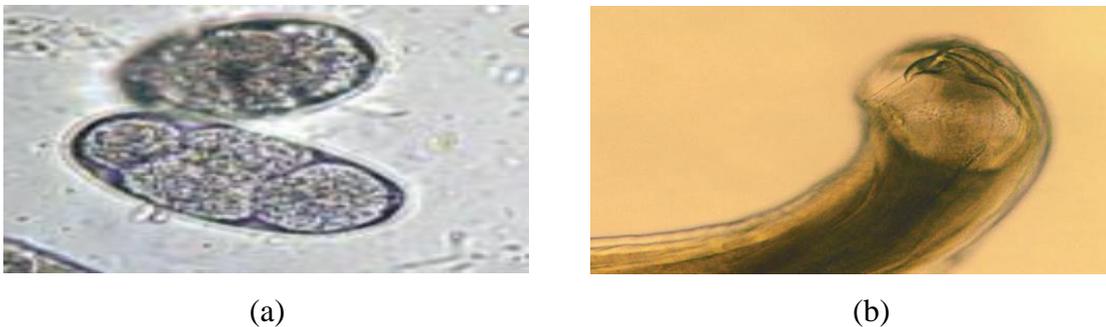


Figure 11 : Morphologie *Ancylostoma tubaeformae* (a): œufs; (b): adulte [2] ; [17]

Le parasite possède une phase de migration somatique tissus-poumons-intestin. L'enkystement tissulaire est probable [2]. *Ancylostoma tubaeforme* se porte mieux dans des conditions environnementales chaudes et humides qui soutiennent le développement et la survie des larves infectieuses. L'hygiène sous optimale favorise également le parasite en exposant les chats sensibles à ces larves (20).

Ils peuvent causer une dyspepsie, abdominale douleur et diarrhée, ainsi qu'une carence en fer, une anémie et même la mort sous une forte infection [16].

Les larves peuvent se transmettre par la voie percutanée à l'Homme, elles peuvent être à l'origine d'un syndrome de *larva migrans*. Ce dernier se manifeste par une dermatite ou parfois des manifestations pulmonaires de type asthmatiforme en particulier chez l'enfant [13].

2.5. *Strongyloïdes sp*

Ce sont des nématodes de l'ordre Rhabditida, la famille : Strongyloididae, dont le cycle de vie est complexe. Comprends des stades adultes libres dans l'environnement et parasitisme intestinal chez les femelles adultes dans une grande variété des vertébrés [18]. Adulte est très petit 1-2 mm de long ; œsophage rhabditiforme (large en partie antérieure avec une portion courte et étroite, et un bulbe postérieure sphérique muni de valves). Larve, mesure 600µ de long [10]. La larve éclot de l'œuf, envahit et endommage la peau. L'adulte et les larves s'accumulent dans la couche superficielle du derme, mais ne peuvent pas pénétrer plus loin, ils meurent [10].

Le parasite cause une dermatite ; prurigineuse, hyperhémique partiellement recouverte de croûtes ; il peut y avoir des pustules entourées d'une zone rouge ou des nodules [10]. La pathogénie est liée à une perte de sang ; anémie, œdème périphérique et interne, une baisse de croissance et une perte des performances productives. Accumulation de fluide (œdème) en région sous-mandibulaire, abdominale, cavité thoracique et paroi intestinale [4]. C'est une maladie commune à l'Homme et aux carnivores, d'origine le plus souvent humaine. Les carnivores domestiques sont des réservoirs épidémiologiques de *Strongyloïdes sp*. Cette maladie est particulièrement importante chez les sujets immunodéprimés [8]

2.6. *Trichures*

Est un nématode de 4-7 cm de long, il appartient à l'ordre: Trichinellida, la famille : Trichuridés. Il est hématophage, et vit à l'état adulte fixé à la muqueuse du colon et du caecum. L'affection atteint les animaux de tout âge avec une fréquence plus élevée chez les jeunes [10]. Leur corps est divisé en deux parties : une partie antérieure fine et étroite et partie postérieure (Figure12) beaucoup plus large contenant entre autres les organes producteurs [1].

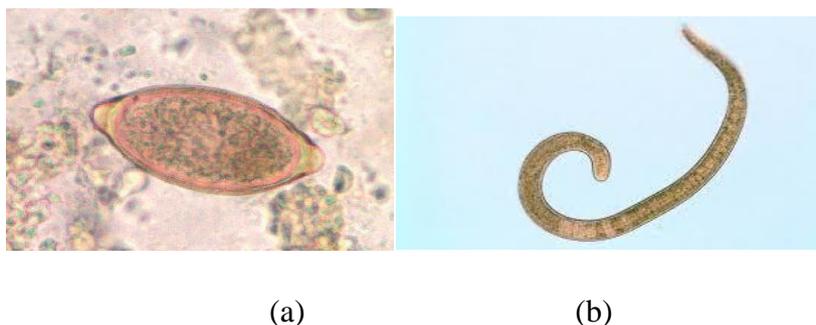


Figure 12 : Morphologie Trichures (a) : œufs ; (b) : adulte [2] ; (17)

Les œufs excrétés avec les matières fécales deviennent infectieux en 3 semaines en conditions idéales. Les processus digestifs libèrent la larve dans le petit intestin, laquelle pénètre alors la muqueuse pour s'y développer pendant une dizaine de jours. Elle revient ensuite dans la lumière intestinale, se laisse porter par les aliments jusque dans le gros intestin où elle atteint le stade adulte [6].

Il provoque une anémie, diarrhée (parfois striée de sang), dégradation de l'état général et état fébrile. Lors de forte infestation des troubles de la reproduction de stérilité, impuissance peuvent survenir [10].

L'infection peut parfois se manifester par des épisodes de diarrhée avec des matières fécales recouvertes de mucus et de sang non coagulé, en particulier chez les jeunes animaux [6].

2.7. *Spirura rytiplerites*

Sont des nématodes localisés dans les parois de l'œsophage et de l'estomac des carnivores domestiques, appartient à l'ordre Spirurida, la famille Spiruridés. Ils mesurent 20 à 30 mm de long pour un diamètre de 0,6 à 0,8 mm [17]. Les adultes de ce genre sont reconnus par la présence d'un ou deux bosses cuticulaires ventrales dans la région cervicale. Les œufs sont ovoïdes avec une coque épaisse et lisse (Figure13), et contiennent une larve de premier stade avec un crochet céphalique une fois passé dans les selles [20].

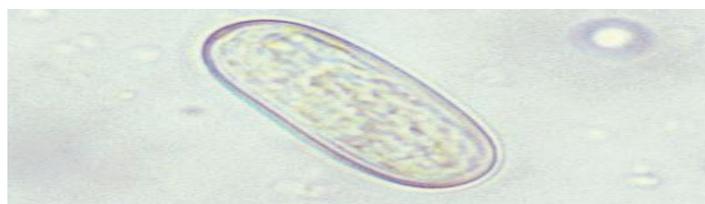


Figure 13 : Morphologie d'Œuf *Spirure* [2]

Les larves étaient capables de se développer chez les blattes qui deviennent infectées lorsqu'elles ingèrent les œufs. Les larves grandissent en capsules dans les cavités abdominales des blattes où elles deviennent assez longues, de plus d'un cm de longueur. Les larves du troisième stade dans la cavité abdominale des insectes ont un système reproducteur bien développé. Les chats deviennent infectés par l'ingestion de blattes infectées (21).

Généralement asymptomatique, mais des recherches spécifiques sur Spirures doivent être considérées dans un contexte endémique quand une gastrite chronique associée à une perte de poids est observée[17].

2.8. *Ollulanus tricuspis*

Est un parasite de l'estomac des chats domestiques et d'autres animaux [19]. Ces nématodes de l'ordre Strongylida mesurent au stade adulte entre 700 et 1 000 μ de longueur (Figure 14). La femelle adulte contient des œufs et des larves en développement dans son utérus. En partie terminale du ver, il est possible de voir trois prolongements distincts. La larve mesure 500 μ de long et 22 μ de large [2].



Figure 14: Adulte male d'*Ollulanus tricuspis* [5]

Le cycle de vie est direct et transmission par ingestion de vomissures provenant d'une infection chats On pense que le troisième stade larvaire ont été en mesure de transmettre l'infection par des parasites adultes et a suggéré que tous les stades éliminés dans le vomis infectieux. Il y a aussi des études qui ont suggéré que le cycle de développement peut être achevé dans un animal afin que les infections puissent s'accumuler de façon endogène [19].

Il peut parfois causer une gastrite sévère. Les symptômes observés sont : une augmentation de la production de mucus, anorexie et vomissements intermittents. Cependant, il y a certains rapports de grave gastrite chronique et mort occasionnelle [19].

I.3. Les Protozoaires

3.1. *Giardia*

Un protozoaire de l'ordre Diplomonadida, de la famille Hexamitidae. Trophozoites pyriforme à elliptique ; 10-18 \times 5-10 μ symétrie bilatérale, a extrémité antérieure largement ronde alors que la postérieure se termine en pointe. La surface dorsale est convexe, la ventrale

est concave / large disque aspirateur sur la moitié antérieure ventrale. (Figure 01) Deux noyaux et 2 nucléoles, 2 corps médians, 8 flagelles 4 paires/ Kyste [4].

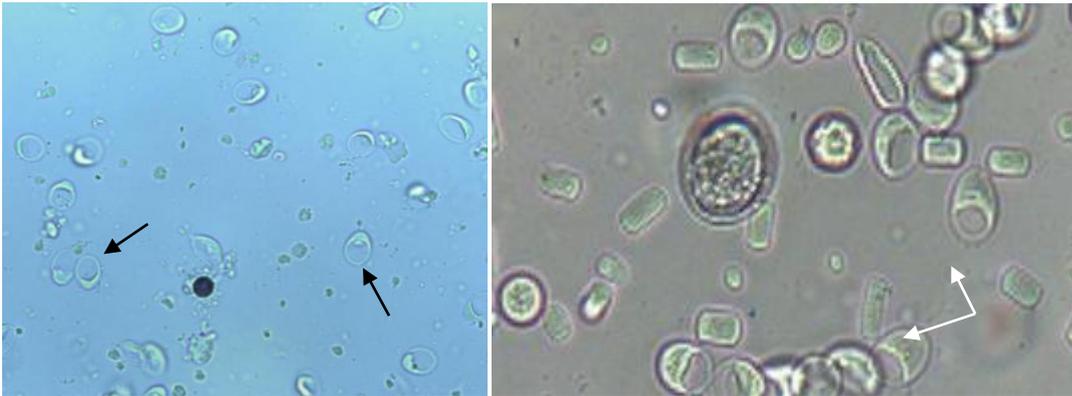


Figure 15 : Oocystes de Giardia 12-15 μm chez le chat [22]

Prolifération de population parasitaire dans l'I.G. Les kystes sont transmis dans les aliments et l'eau ; ils sont viables pendant 2-4 semaines. Ingestion suivie des dés enkystement [5]. La maladie est généralement asymptomatique, avec dommage à la muqueuse intestinale quand les parasites s'attachent, causant une diarrhée sécrétoire aigue ou chronique : excès de production de mucus, selles mousseuses, odeur rance ; diarrhée peut devenir dysentérique et fréquente ; passage de trophozoïtes et de kystes [4]. Des études d'infection croisée ont conduit à admettre que la Giardiose était une zoonose.

3.2. Cystoisospora sp

Le genre *Cystoisospora* est très proche du genre *Isospora*, cependant ce nom est désormais réservé aux parasites des oiseaux alors que ceux des mammifères seront référés en tant que *Cystoisospora*. C'est un protozoaire de la classe Coccidea, appartenant à l'ordre Eimeriida et à la famille Eimeriidae. Le genre *Cystoisospora* est la coccidiose la plus fréquente des carnivores domestiques. Les espèces infectant les chats ne sont pas contagieuses pour les chiens et les humains (20), (Figure16). à savoir *Cystoisospora (Isospora) felis* et *Cystoisospora (Isospora) rivolta*.



Figure 16 : Oocystes de *Cystoisospora* (*Isospora*) *felis* et *Cystoisospora* (*Isospora*) *rivolta* chez un chat [21]

L'infection se fait par ingestion d'oocystes sporulés présents dans l'environnement. L'agent pathogène se multiplie dans les cellules épithéliales de l'intestin grêle et du gros intestin. Au terme d'une période prépatente de 6 à 10 jours, les oocystes non sporulés sont excrétés avec les fèces et achèvent leur évolution en oocystes sporulés infectieux en quelques jours. L'excrétion d'oocystes (patence) s'effectue durant 1 à 4 semaines. Différents animaux, dont les rongeurs et les ruminants, peuvent être des hôtes paraténique. Après ingestion d'oocystes, des stades dormants intracellulaires, appelés hypnozoïtes, se forment dans différents organes de ces animaux. Ces stades peuvent rester jusqu'à 2 ans infectieux et poursuivent uniquement leur évolution lorsqu'ils sont ingérés par un chien ou un chat. Après ingestion des hypnozoïtes, la période prépatente peut être légèrement écourtée [22].

L'infection à *Cystoisospora* (*Isospora*) est souvent asymptomatique chez le Chat .On peut cependant observer de la diarrhée, contenant parfois du sang, notamment chez le jeune animal, qui peut dans de rares cas évoluer vers la déshydratation et la mort. Après la primo infection, une immunité spécifique à l'espèce s'installe [23].

3.3. *Toxoplasma gondii*

Toxoplasma gondii est un protozoaire des animaux à sang chaud à développement endocellulaire obligatoire. Il est à l'origine de la toxoplasmose parasitaire, qui revêt un caractère sévère au cours de toxoplasmose cérébrale ou congénitale. Rattaché à la classe Coccidia, la famille Eimeriidae (Figure 17).*Toxoplasma gondii* existe sous trois formes infectieuses, selon l'hôte et le stade infectieux considérés :

- Le tachyzoïte, trophozoïte, forme proliférative intracellulaire (forme végétative).
- Le kyste, forme de résistance intra-tissulaire.

- L'oocyste, forme de résistance [24].



Figure 17 : Oocystes de Toxoplasma gondii [2]

Le chat s'infecte généralement par l'ingestion de kystes tissulaires, le plus souvent par la prédation de rongeurs et d'oiseaux, en mangeant de la viande crue ou insuffisamment cuite d'animaux d'élevage infectés ou, plus rarement, en ingérant des produits d'avortement ou moins fréquemment par ingestion des oocystes sporulés. La période pré patente est de 3 à 10 jours après l'ingestion des kystes tissulaires et de 18 à 36 jours après l'ingestion d'oocystes [25].

L'infection peut être le plus souvent asymptomatique. Des symptômes peuvent survenir, représentés par une éruption cutanée muco-papuleuse, une diarrhée séro-hémorragique, une broncho-pneumopathie aiguë, une méningo-encéphalite avec une évolution mortelle en quelques jours (22).

La toxoplasmose est une zoonose majeure. L'infestation de l'Homme peut se faire soit par ingestion de kystes sporulés éliminés par le chat sur les végétaux et le sol, soit par ingestion de kystes à bradyzoïtes contenus dans la chair d'hôtes intermédiaires comme le mouton, le bœuf ou le porc. Le danger n'est important que chez les personnes immunodéprimées et pour le fœtus des mères n'ayant jamais rencontré le parasite avant leur grossesse chez lesquelles la forme tachyzoïte peut atteindre le fœtus et provoquent des malformations congénitales [8].

3.4. *Cryptosporidium* sp

Coccidie intestinale (Figure18) produit des kystes à paroi épaisse (4 à 4.5 μ) avec 4 Sporozoïtes [4].

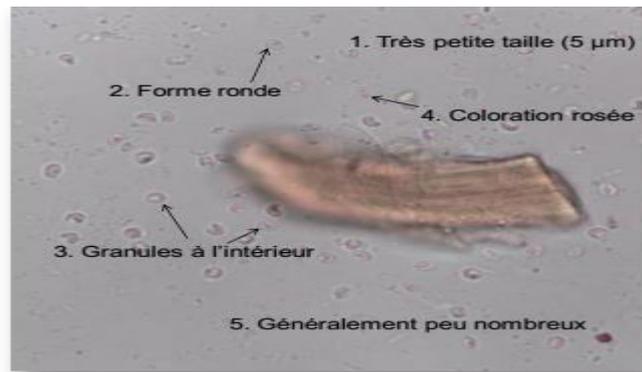


Figure 18 : Morphologie de *Cryptosporidium sp* [21]

Les oocystes de *Cryptosporidium* peuvent rester longtemps infectieux dans l'environnement et ne sont détruits que par peu de désinfectants. L'infection commence par l'ingestion d'oocystes présents dans l'environnement. Après répllication dans l'intestin, des oocystes infectieux sont excrétés dans les fèces, environ 2 à 14 jours après le début de l'infection [23].

Les symptômes les plus courants de la cryptosporidiose sont la fièvre et la diarrhée. Les chats présentent également des signes d'inappétence. Les chats peuvent être inactifs et physiquement faibles (23).

La véritable source à risque zoonotique réel de *Cryptosporidium* semble être les ruminants. La prévalence des infections humaines dues à *C. felis* semble être faible et restreinte à des individus à SIDA ou présentant une immunosuppression médicamenteuse [8].

3.5. *Hammondia hammondia*

Cette coccidiose est cliniquement peu fréquente. *Hammondia hammondi* est une coccidie spécifique du chat appartient à la famille des Sarcocystididés. Les kystes du parasite sont sphériques à sub-sphériques et sont émis non sporulés. La paroi est fine, le contenu est clair. Le kyste mesure 14-12 µm. Après sporulation, le kyste contiendra 2 sporocystes contenant chacun 4 sporozoïtes. Ces kystes sont morphologiquement indiscernables de ceux des genres *Isospora* (même si ceux-ci sont souvent plus grands), *Besnoitia* et surtout *Toxoplasma* (23).

Les chiens et les chats sont les hôtes définitifs du parasite et contractent l'infection après ingestion de kystes présents dans les tissus des proies infectées. Ils rejettent des oocystes après une période prépatente de 5 à 13 jours. La sporulation des oocystes se déroule dans l'environnement. Suite à l'ingestion de ces oocystes sporulés, des kystes tissulaires se

développent dans la musculature et le cerveau des hôtes intermédiaires (rongeurs et ruminants) [23].

Les infections à *Hammondia* ne sont que très peu pathogènes pour l'hôte définitif. Une anorexie et des diarrhées sévères sont rarement observées chez les chiots infectés [23].

3.6. *Besnoitia* sp

C'est un parasite du chat uniquement, survenant plutôt en zone rurale. Les oocystes mesurent 15 x 13 µm, ils sont petits, sub-sphérique de contenu clair ; ils sont émis non sporulés. Après sporulation, le kyste contiendra deux sporocystes contenant chacun 4 sporozoïtes. Ils sont indiscernables des kystes des genres *Hammondia* et surtout de *Toxoplasma* [26].

Le cycle est dixène. C'est un parasite qui se développe dans le cytoplasme des cellules de l'épithélium digestif des chats. Les kystes à bradyzoïtes se trouvent dans la peau des hôtes intermédiaires (rats, souris, ruminants et des léporidés). La sporulation est exogène et dure 2 à 4 jours. Les oocystes sont très résistants dans le milieu extérieur et peuvent persister plusieurs mois. La contamination du chat a lieu par ingestion d'un hôte intermédiaire [26]. C'est une coccidiose bénigne, souvent asymptomatique, le pronostic est très favorable [27].

3.7. *Sarcocystis* sp

Des coccidies avec des kystes globuleux, ils sont toujours sporulés dans les matières fécales (Figure 19). Ils mesurent 12-15 x 8-12 µm. Chaque oocyste contient deux sporocystes chacun d'eux contenant quatre sporozoïtes. Il arrive que l'on retrouve dans les fèces les sporocystes libres ou en voie de séparation (forme dite en haltère) [15].

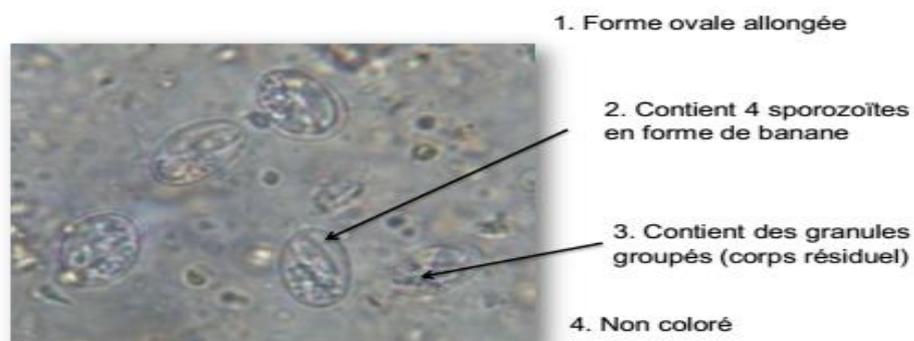


Figure 19 : Éléments morphologiques pour reconnaître *Sarcocystis* sp [21]

Les carnivores s'infectent par ingestion de kystes tissulaires contenus dans la musculature des hôtes intermédiaires infectés (du mouton, de la chèvre, du cochon, de la vache, du chien ou de rongeurs selon l'espèce). La reproduction sexuée a lieu dans l'épithélium intestinal de l'hôte définitif et aboutit à la formation d'un oocyste qui sporule dans la cloison intestinale. La période prépatente s'étend de 10 à 14 jours chez le chat. Les sporocystes éliminés sont ingérés par l'hôte intermédiaire, dans lequel ils évoluent en kystes tissulaires dans la musculature striée [23].

Chez les chats, l'infection est généralement inapparente. Lors d'une réinfection, une immunité partielle, spécifique à l'espèce se développe. L'importance clinique des Sarcocystes se limite aux hôtes intermédiaires. Chez ces animaux, une ingestion massive de Sporocystes peut conduire à des symptômes cliniques (fièvre, anorexie, apathie, problèmes neurologiques, anémie ou avortement, selon l'espèce de Sarcocyste) [23].

II. Parasites pulmonaires du chat

1. *Aelurostrongylus abstrusus* :

Est un nématode de l'ordre Strongylida, qui réside dans les petites voies respiratoires et le parenchyme pulmonaire des chats (24). Le parasite adulte (*A. abstrusus*) est profondément implanté dans les tissus ; mâles > 7 mm, femelle > 10 mm. L'œuf éclot in situ, il mesure $80 \times 70 \mu$. La larve mesure environ 360μ (Figure 20), la queue est incurvée en « s » et possède 2 épines dorsales [5].



(a)(b)

Figure 20 : Principales caractéristiques de *Aelurostrongylus abstrusus* (a): larve ; (b): adulte (25); (26)

La larve ingérée migre de l'estomac à la cavité péritonéale puis à la cavité thoracique pour se rendre aux poumons. Les parasites deviennent adultes et pondent des œufs refoulés

dans les parties distales des pommons. Les larves qui éclosent s'échappent et remontent les voies respiratoires pour être avalées puis rejetées avec les matières fécales [2]. Les larves excrétées pénètrent dans L'H.I et subissent 2 mues. Le chat acquiert l'infection en ingérant le mollusque H.I ou du les hôtes paraténique (oiseaux, lézards) [10].

La maladie est rarement diagnostiquée; les animaux atteints peuvent montrer des signes de toux chronique et d'anorexie [5]. La plupart des chats sont asymptomatiques, mais les jeunes chiots sont plus sensibles au développement de signes cliniques(24). Une forte infestation peut être mortelle [5].

2. *Capillaria aerophila*

Est un petit nématode de l'ordre Enoplida, qui vit sous les surfaces épithéliales des grandes voies respiratoires des chiens et des chats (24). L'Adulte mesure 2,5 à 3,2 cm de longueur. L'œuf est de forme cylindrique à bouts terminés par un bouchon (Figure 21), une coque épaisse à striations radiales; un embryon peu distinct qui remplit complètement l'œuf; légère teinte verdâtre. Il est légèrement asymétrique de 59-83 x 26-40 μ [2].



Figure 21 : Principales caractéristiques de *Capillaria aerophila*(a):Œufs ; (b) adulte (27); (28)

L'hôte définitif est probablement infecté par l'ingestion d'œufs contenant des larves infectieuses, bien qu'un hôte intermédiaire lombric puisse être impliqué [5]. Dans le tube digestif du chat, la larve éclot et migre aux poumons par la voie sanguine où elle se développe en adulte [2].

L'évolution est généralement asymptomatique ; respiration quelquefois bruyante (rhinite et trachéite), toux chronique, infections bactériennes secondaires possibles, écoulement, mauvaise fourrure, perte de poids [2].

2. Troglostrongylus

Le genre *Troglostrongylus* comprend quatre espèces nématodes (*T. brevior*, *T. subcrenatus*, *T. troglostrongylus* et *T. wilsoni*), que l'on retrouve généralement dans la trachée et les bronches des chats (29). Les mâles mesurent 7,73 mm et 7,76 mm de longueur, 0,29 mm et 0,31 mm de largeur, présentant une cuticule pliée. La longueur de l'œsophage variait entre 0,27 mm et 0,30 mm, et le pore excréteur a été localisé à 107,45-113,13 µm de l'extrémité céphalique. L'extrémité postérieure fine des mâles a montré une bourse copulatrice bien développée [28].

Larves : longueur moyenne de 0,34 mm, moyenne largeur de 0,02 mm avec une ouverture orale sous-terminale (Figure 22) et une queue pointue avec une épine dorsale prononcée [3].

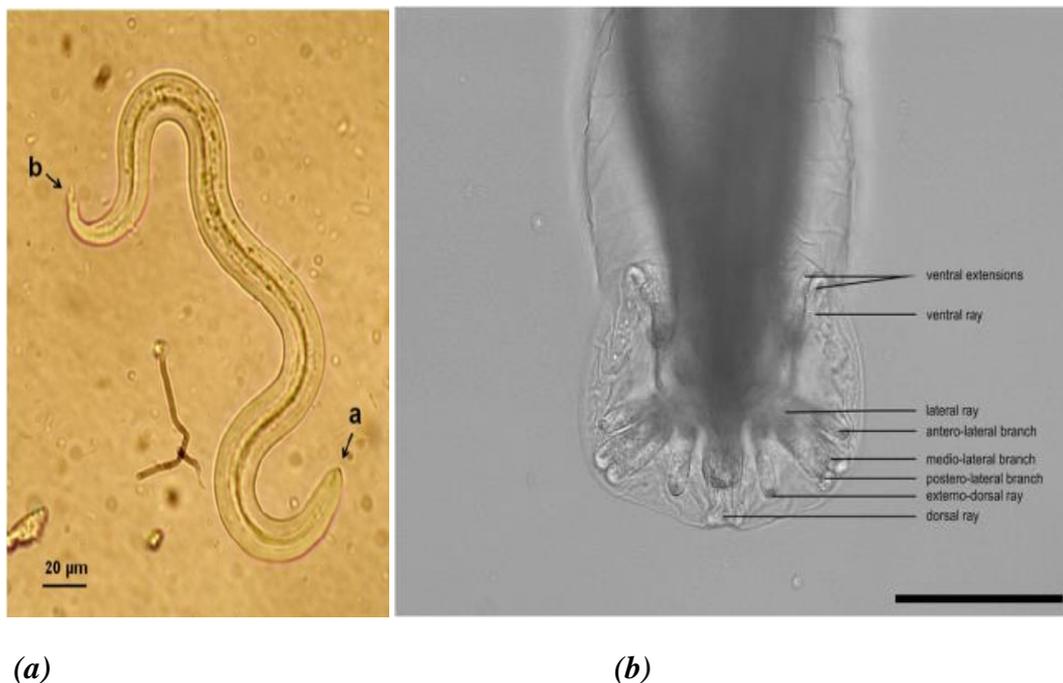


Figure 22 : Principales caractéristiques de *Troglostrongylus* (a) Laves ; (b) larve male(30); [28]

Présente un cycle de vie indirect similaire à celle d'A. abstruses [17], comme d'autres parasites méastrostrongyloïdes, a besoin d'un hôte intermédiaire mollusque (limaces et escargots) pour se développer en larve infectieuse de troisième stade (L3). Les hôtes paraténiques, tels

que les rongeurs, les oiseaux, les reptiles et les amphibiens, font enkyster la larve infestant et la transmettre au chat par la voie orale [29].

La maladie survient principalement chez les chats de moins d'un an provoquant souvent une maladie grave et potentiellement mortelle des voies respiratoires inférieures (Néanmoins, des chats jeunes et adultes sont infectés de manière sub-clinique [29]. Ces derniers développent des signes cliniques légers tels que l'anorexie ou hyporexie, l'hyperthermie/hypothermie, la déshydratation, un mauvais état corporel et la léthargie. Les pertes oculaires et/ou nasales et les éternuements sont des symptômes typiques de la maladie [29].

Deuxième partie :

Partie expérimentale

I. Matériel et méthodes :

I.1. Matériel

1.1. Présentation de la région d'étude

Guelma est une wilaya algérienne située dans le nord-est de l'Algérie, à 65 km seulement de la mer Méditerranée. Nichée aux pieds des montagnes Maouna, Dbegh et Houara, à 290 mètres au-dessus du niveau de la mer. La région se caractérise par un climat humide au nord et au centre et un climat continental à l'intérieur, pluvieux en hiver et chaud en été (Figure 23).

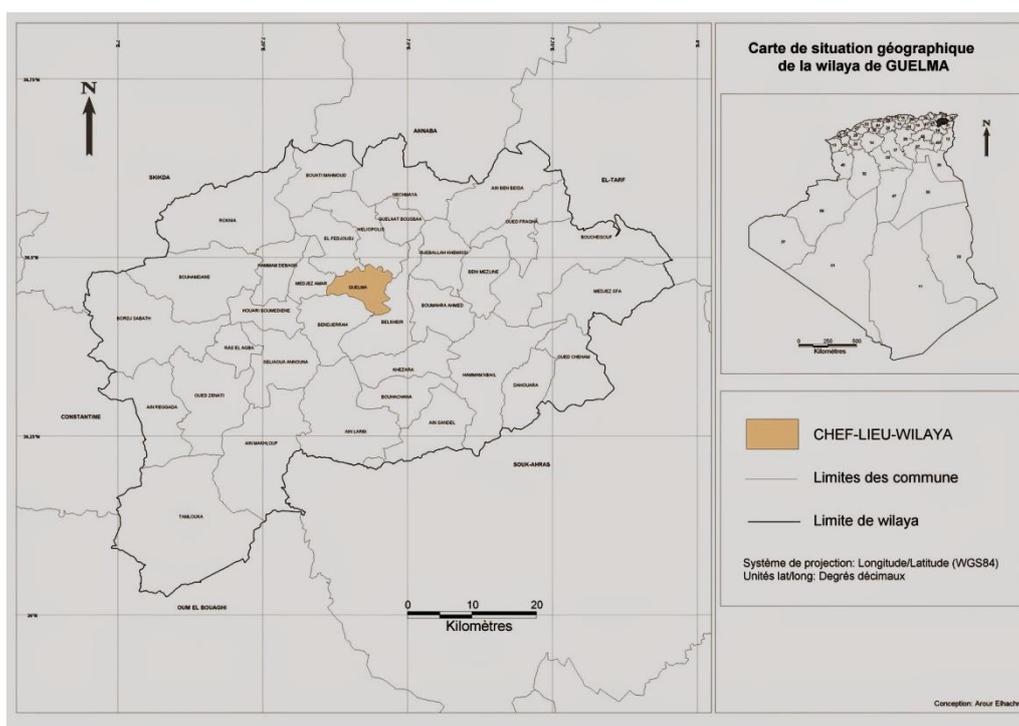


Figure 23: Carte de situation géographique de la wilaya de Guelma (31)

1.2. Période d'étude

L'ensemble des prélèvements ont été effectués au cours de la période allant du début d'Avril à la fin du Mai 2022.

1.3. Matériel de Laboratoire

Le matériel nécessaire pour l'analyse au niveau du laboratoire est :

- La verrerie du laboratoire (Béchers 250ml et 1000ml, verres à pied, tubes à essai, lames et lamelles, verres du montre).
- Un petit matériel (passoire, pinces, spatules, un support bien adapté pour les tubes à essai).
- Appareillage du laboratoire (Agitateur magnétique, balance, bec bunsen, microscopes)
- Des solutions et des réactifs (alcool, Lugol, eau physiologique, Chlorure de sodium)
- Pour désinfecter et nettoyer le matériel et les plans de travail : papier absorbant et eau javel
- Des gants et des masques pour se protéger.

1.4. Matériel biologique

Le matériel biologique qui a été servi pour cette étude est représenté par 25 chats, à partir des quels nous avons prélevé des matières fécales. Les chats étudiés sont choisis au hasard, de différents sexes, races, catégories d'âge, provenances et modes de vie.

1.4.1. Sites de prélèvement des chats.

Les chats étudiés sont distribués sur le territoire de la wilaya de Guelma comme suit dans le Tableau 01 et la Figure 24. Notre enquête a touché 5 communes différentes

Tableau 01: Localisation des chats étudiés.

Localisation	Nombre de chats
Guelma	1
Oued zenati	2
Boumahra	6
Bouati mahmoud	6
Roknia	10

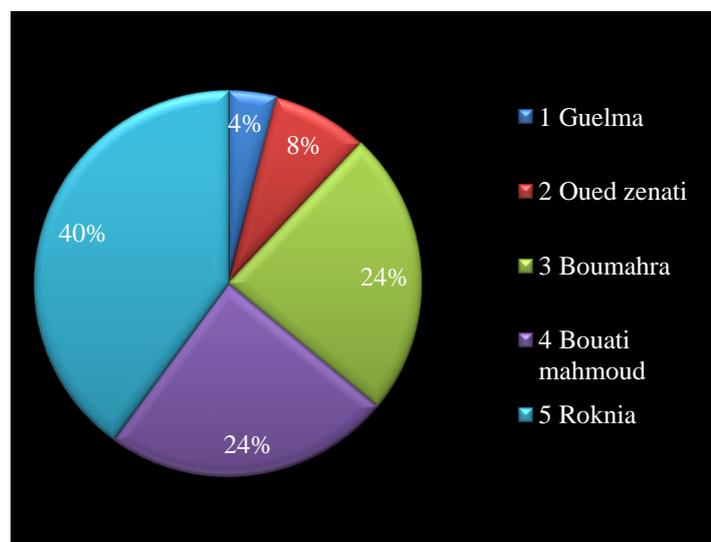


Figure 24: Répartition des chats étudiés selon leur site

1.4.2. Distribution de la population étudiée selon le milieu environnant.

La majorité des chats étudiés se retrouvent dans un milieu urbain (tableau 02).

Tableau 02: Répartition des chats étudiés selon leur environnement.

Environnement	nombre de chats
Urbain	23
Rural	2

1.4.3. Distribution de la population étudiée selon le sexe.

La population de chats étudiée est répartie presque équitablement sur les deux sexes (tableau 03).

Tableau 03: Nombre des chats selon le sexe.

Sexe	Nombre de chats	Pourcentage (%)
Male	13	48
Femelle	12	52

1.4.4. Distribution de la population étudiée selon l'âge

Les chats prélevés au cours de ce travail ont été d'âges différents, compris entre 2 mois à 6 ans (tableau 03). Les adultes (plus de 5 mois) sont les plus représentés.

Tableau 04: Nombre des chats étudiés selon leur âge.

Age	Nombre de chats
[0 - 4 mois]	6
[5 -11 mois]	8
[1 ans - 3 ans]	10
[4 ans - 6 ans]	1

1.4.5. Distribution de la population étudiée selon la race

Les chats étudiés sont de races différentes (Annexe 02, Tableau 5, Figure 25.). La race commune est la plus représentée été la race commune (chats de gouttières). Des chats de race sont aussi retrouvés (Siamois, Persan Shirazi, Persan Himalayen et Européen)

Tableau 05: Races de chats étudiés.

Race	Nombre de chats
Commune	11
Siamois	7
Shirazi	5
Européen	1
Himalayen	1

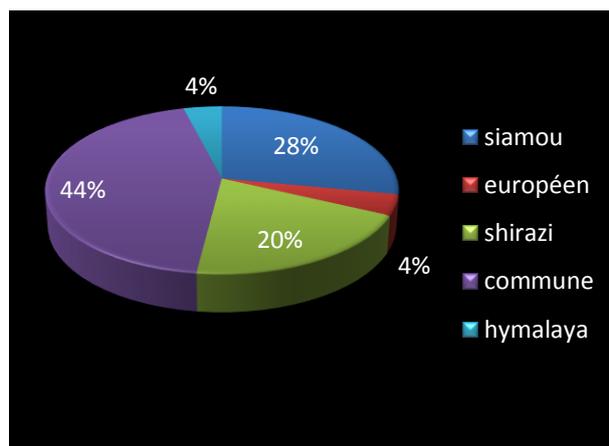


Figure 25: Répartition de chats selon leur race

1.4.6. Distribution de la population étudiée selon le mode de vie

Sur prétexte que le mode de vie des animaux peut influencer leur parasitisme, nous avons interrogé les propriétaires sur les sorties de leurs chats vers l'extérieur, leur fréquence et donc le mode de vie fourni pour ces chats (tableau 5). La majorité des chats étudiés sont des chats de maison, ou ceux qui ont une vie plus libres avec des sorties plus ou moins limitées, mais jamais des chats errants.

Tableau 06: Nombre de chats répartis selon leur mode de vie.

Mode de vie	nombre de chats
Intérieur uniquement	20
Intérieur et extérieur	5

1.4.7. Cohabitation des chats avec d'autres animaux

Les chats étudiés, dans leur ensemble, cohabitent la même maison avec d'autres animaux de compagnie, ces derniers sont toujours des chats ou des oiseaux de cages, mais jamais des chiens (tableau 07).

Tableau07 : Nombre des chats en cohabitation avec d'autres animaux.

Autres animaux	nombre de chats
Chats	25
Autres	5

1.4.8. Distribution de populations étudiées selon leur état de santé

Les chats étudiés sont répartis dans le tableau ci-dessous. La présence, principalement des symptômes digestifs ou d'autres maladies, est recherchée. Toute médication en cours est déclarée (tous médicament autre que les antiparasitaires) (Tableau 08).

Tableau 08: Historique médical et médicamenteux des chats étudiés.

	Signes digestifs	Autres maladies	Médication en cours
Oui	10	3	1
Non	15	22	24

1.4.9. Déparasitage des chats étudiés

Pour éviter les résultats faux-négatifs, les propriétaires ont été interrogé autours de déparasitage systématique de leur animaux (réalisé à temps ou non et depuis quand ?), leurs réponses ont permet d'établir le tableau et la figure suivants. Toute vermifugation avant plus de trois mois n'est pas prise en considération (Tableau 09). La vermifugation systématique n'a été respectée que par 20% des propriétaires des chats.

Tableau 09: Nombre des chats déparasités.

Déparasitage	nombre de chats	Pourcentage (%)
Oui	5	20
Non	20	80

I.2. Méthodes

2.1. Méthode de prélèvement

Avant de collecter des déchets des chats, nous avons procédé à interroger les propriétaires (Annexe 1) en but de caractériser la population des chats à étudier (âge, sexe, mode de vie, médication reçu, etc.). Les fèces des chats doivent être fraîchement émises, placés dans des boîtes de 100 ml à ouverture large, puis conservés aux frais pour aller à laboratoire.

2.2. Examen macroscopique des selles

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

Pour faciliter l'identification du genre et d'espèce des anneaux isolés macroscopiquement, nous procédons à un éclaircissement (décalcification) dans l'acide acétique. L'éclaircissement est une étape importante pour éliminer les corpuscules calcaires présents dans le parenchyme des cestodes. Ces corpuscules empêchent la recherche des critères taxonomiques des cestodes et donnent au parenchyme leur opacité caractéristique.

2.3. Examen microscopique des selles

C'est le temps majeur de l'examen coproscopique, il se déroule en trois étapes consécutives :

2. 3.1. Examen direct en solution salée isotonique:

Des petites particules de matière fécale seront diluées sur lame dans une goutte de l'eau physiologique (NaCl à 0.9 %), éventuellement tiédi. La dilution doit être suffisante pour qu'on soit capable de reconnaître les caractères d'un journal à travers la préparation écrasée sous une lamelle. On lira trois préparations de chaque prélèvement aux objectifs faibles. Ce qui peut assurer au moins une centaine de champs microscopiques à l'objectif x10 et l'objectif x 40 pour chaque prélèvement.

2.3.2. Examen direct au Lugol :

Les même dilutions seront effectuées dans une goutte de solution de Lugol double et examinées en sachant que, dans cette solution, les protozoaires s'immobilisent rapidement mais que la chromatine des noyaux colorée en sombre est bien nette. On fera trois répétition de l'observation de chaque prélèvement à l'objectif x10 et l'objectif x 40.

2. 3.3. Enrichissement par flottation :

Une technique qualitative, est ordinairement utilisée pour visualiser les œufs des helminthes qui sont peu lourds à coque imperméable, ainsi les oocystes des protozoaires. Elle consiste à diluer le prélèvement dans une solution de densité élevée (le liquide de flottation) afin de concentrer les éléments parasitaires, de densité inférieure, à la surface du liquide. Dans cette technique, on utilise la solution de chlorure de sodium à saturation (à 25%).

L'opération consiste donc à prélever un volume de matières fécales, à les triturer dans un verre à pied, à l'aide d'une spatule. Ensuite elles ont été diluées au dixième et homogénéisées dans d'une solution de chlorure de sodium. Le mélange, après tamisage à l'aide d'une passoire à thé, a été versé dans les tubes à essai jusqu'au bord avec léger bombement du liquide au-dessus du bord. On place alors délicatement une lamelle qui doit recouvrir l'ouverture du tube sans bulle d'air, 5 minutes plus tard on retire la lamelle qui est déposée sur une lame porte-objet. L'observation des œufs a été faite au microscope optique à l'objectif 10, le plus tôt possible avant l'évaporation de l'eau et la cristallisation du sel, ce qui rend la lecture et la recherche des œufs quasi-impossible (Figure 26).



Figure 26: Méthode de flottation (cliché personnel)

I.2.4. Identification des espèces parasites

Les parasites retrouvés ont été identifiés à base d'une synthèse de plusieurs clés d'identification [5], [7], [9], [30], [21].

Résultats

1. Résultats de l'examen macroscopique

L'observation macroscopique des matières fécales prélevés a permet de noter différentes consistances de celle-ci (Figure 27), de rechercher la présence des particules alimentaires non digérés, mais aussi de découvrir la présence des segments ovigères de *Dipilidium caninum* en aspect dite « en grains de riz » (Figure 28).

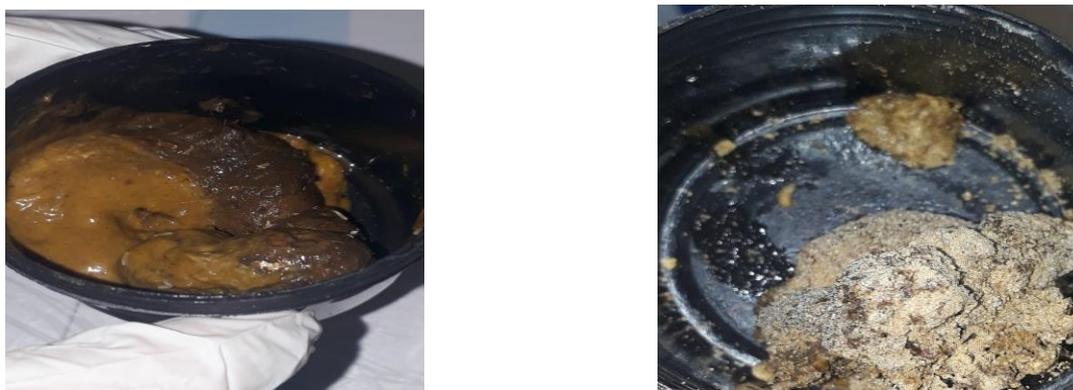


Figure 27 : Aspect macroscopique des matières fécales des chats



Figure 28 : Aspect macroscopique d'un anneau ovigère de *Dipilidium caninum* sur matières fécales des chats

2. Résultats de l'examen microscopique

2.1. Prévalence globale de l'infestation

On considère qu'un prélèvement soit positif, s'il présente au moins une espèce parasite lors de l'examen coproscopique. L'observation microscopiques des prélèvements obtenus, a permet de noter une prévalence importante globale qui atteint 88% de la population des chats prélevés (Tableau10, Figure29).

Tableau 10: Nombre de chats positif à la coproscopie.

	Nombre de chats
cas positif	22
cas Négatif	3

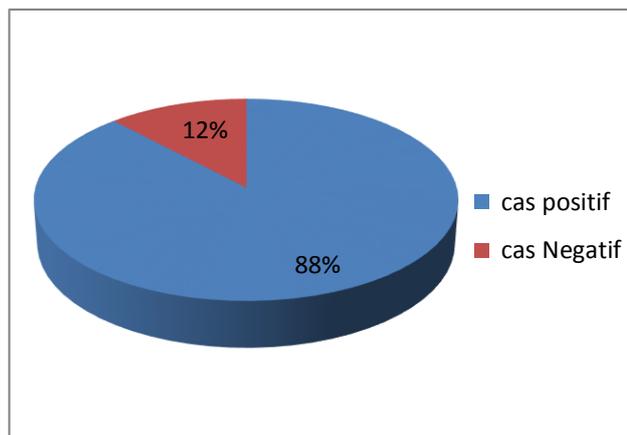


Figure 29: Prévalence des parasitoses internes chez les chats

2.1.1. Variation de l'infestation selon le site de prélèvement

Le nombre des cas infestés le plus élevé a été noté dans la région de Roknia, avec 45.46% des cas positifs à la coproscopie (tableau 11, figure 31), suivis de Boumahra et Bouati Mahmoud, qui ont présenté 22.73% des cas chacune. Les régions les plus faiblement représentées sont Guelma et Oued zenati et ce faible pourcentage est dû au manque d'échantillonnage étudiés dans l'un d'eux (le nombre de prélèvements dans chacun Guelma et oued zenati, est un prélèvement)

Tableau 11: Répartition du nombre de cas positifs selon le site de prélèvement.

	Nombre de cas positifs	Pourcentage (%)
Guelma	1	4.54
Oued zenati	1	4.54
Boumahra	5	22.73
Bouati mahmoud	5	22.73
Roknia	10	45.46
Total	22	100

2.1.2. Variation de l'infestation selon le milieu environnant des chats

La recherche d'une influence possible du milieu sur le parasitisme des chats nous a permis de construire le tableau ci-dessous.

Plus de 90% des cas des chats parasités ont été signalés dans un milieu urbain. Moins de 10% des cas ont été des chats habitant un milieu rural dans différentes communes de la wilaya de Guelma.

Tableau 12: Répartition de l'infestation selon le milieu

	Fréquence de cas de parasitisme
Urbain	90.90%
Rural	9.09%

2.1.3. Variation de l'infestation selon le sexe

L'observation des cas des chats parasités selon leur sexe, fait apparaître une répartition égale du parasitisme entre les deux sexes (Tableau 13, Figure 30).

Tableau 13: Répartition du nombre de cas positifs selon le sexe.

Sexe	Nombre de cas positif	Nombre de cas Négatif
Male	11	2
Femelle	11	1

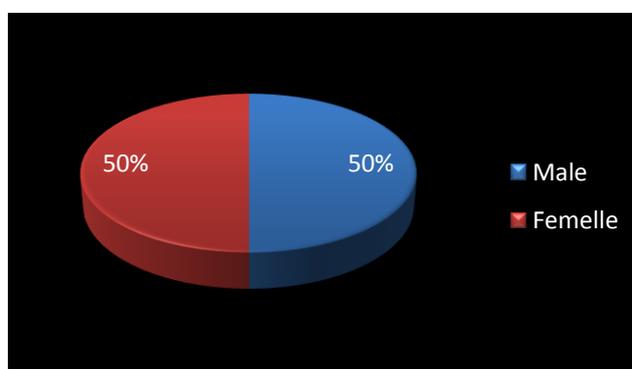


Figure 30: Répartition de l'infestation des chats selon le sexe

2.1.4. Variation de l'infestation selon l'âge

Cette étude nous a permis de rechercher l'influence de l'âge des chats sur la présence des parasites internes au moment de l'examen coproscopique (tableau 14). Les résultats obtenus indiquent que les chats adultes âgés de 5 mois à 3 ans, étant les plus fréquemment parasités. Toutefois, 23% des chats parasités ont été âgés de moins de 4 mois (Figure 31).

Tableau 14: Répartition du nombre de cas positifs selon l'âge.

Age	Nombre de cas positif
[0 - 4 mois]	5
[5 mois - 11 mois]	6
[1 ans - 3 ans]	10
[4 ans - 6 ans]	1

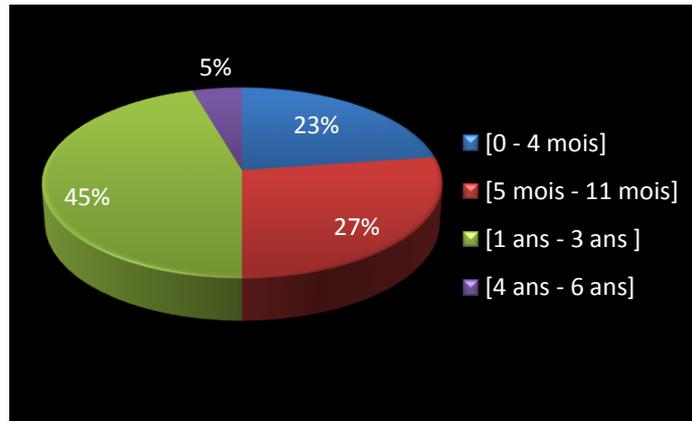


Figure 31: Répartition de l'infestation des chats selon l'âge

2.1.5. Variation de l'infestation selon la race

Il ressort du tableau ci-après, que la race commune est la plus fréquemment parasitée (9/11 chats de cette race sont parasités) avec 40,91% du total des chats positifs à la coproscopie, suivie de la race Siamoise (27,27%) puis de la race Shirazi (22,27%).

Tableau 15: Répartition du nombre de cas positifs selon la race.

Race	Cas positif (n=22)		Cas Négatif (n=3)	
	Nombre	Pourcentage	Nombre	Pourcentage
Commune	9	40,91	2	66,67
Siamois	6	27,27	1	33,33
Shirazi	5	22,72	0	0
Européen	1	4,55	0	0
Himalayen	1	4,55	0	0

2.1.6. Variation de l'infestation selon le mode de vie des chats

Selon les résultats obtenus, le mode de vie de chat se représente comme facteur influençant le parasitisme des chats ; plus de 77.27% des cas infestés sont des chats qui vivent strictement à l'intérieur des maisons. Seulement 22.73% des cas positifs sont des chats ayant un accès libre à l'extérieur.

Tableau 16: Fréquence de l'infestation selon le mode de vie.

	Nombre de cas positif
Intérieur uniquement	77.27%
Intérieur et extérieur	22.73%

2.1.7. Variation de l'infestation des chats étudiés selon leur état de santé

Les résultats de l'observation des signes cliniques présentés sur les chats au moment du prélèvement, font ressortir les remarques suivantes (tableau 17) :

- plus de 45% des chats parasités étaient diarrhéiques, avaient des vomissements ou des douleurs abdominales.
- des chats fragilisés présentant d'autres maladies bactériennes ou virales diagnostiquées par les vétérinaires, étaient positifs dans 13.63% des cas.
- seulement 4% des cas positifs ont été déclarés sous traitements ; antibiotiques ou anti-inflammatoires.

Tableau 17: Répartition de l'infestation selon l'état médical et médicamenteux des chats.

	Signes digestifs		Autres maladies		Médication en cours	
	cas positif %	cas Négatif %	cas positif %	cas Négatif %	cas positif %	cas Négatif %
Oui	45.45	0	13.63	0	4.54	0
Non	54.54	100	86.36	100	95.45	100

2.1.8. Variation de l'infestation selon l'état de déparasitage des chats

La répartition des résultats positifs à la recherche coproscopique parasitaire dans les deux cohortes des chats, déparasités et non déparasités, indique que 18.18% des chats infestés ayant déjà reçu un vermifuge depuis moins de trois mois. Plus de 81.82% des cas infestés sont des chats non déparasités (Tableau 18).

Tableau 18: Répartition de l'infestation selon l'état de déparasitage des chats.

Déparasitage	Cas positif (%)
Oui	18.18
Non	81.82

2.1.9. Variation de l'infestation selon la cohabitation avec d'autres animaux domestiques

Tous les chats étudiés partagent leurs foyers avec d'autres chats, 22/25 d'entre eux étaient positifs à la recherche parasitologique (Tableau 19). Tous les chats co-élevés avec des oiseaux (5/5) sont infestés.

Tableau 19 : Répartition de l'infestation selon la cohabitation des chats avec d'autres animaux

	Nombre de cas positif	Nombre de cas Négatif
Chats	22	3
Autres	5	0

2.2. Résultats de l'identification des espèces parasitaires

2.2.1. Espèces parasitaires identifiées

L'observation microscopique des formes parasitaires détectés sur coproscopie a permis de mettre en évidence huit espèces parasitaires, appartenant à différentes classes, des parasites digestifs et des parasites respiratoires à œufs éliminés avec la matière fécale (*Capillaria sp.*). Ces espèces sont les suivantes

Les figures ci-après représentent les différentes formes parasitaires retrouvées. À savoir, des œufs des helminthes, des oocystes des protozoaires et des anneaux ovigères.

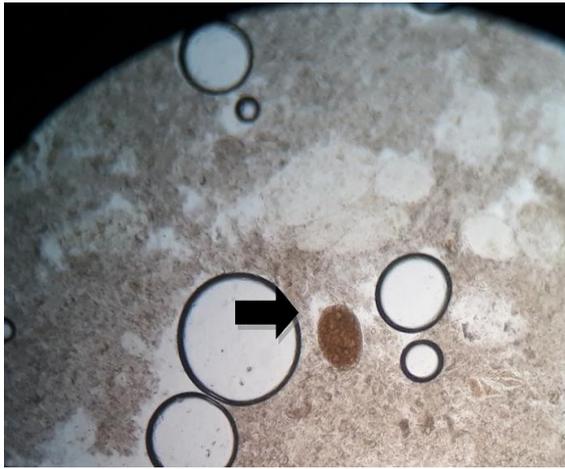


Figure 32 : Œuf des Ankylostomes (x10)

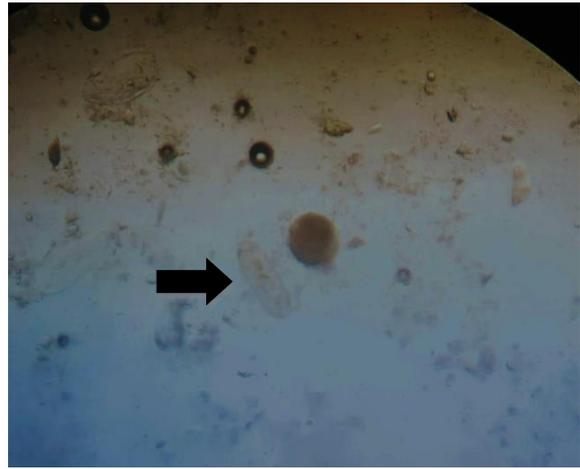
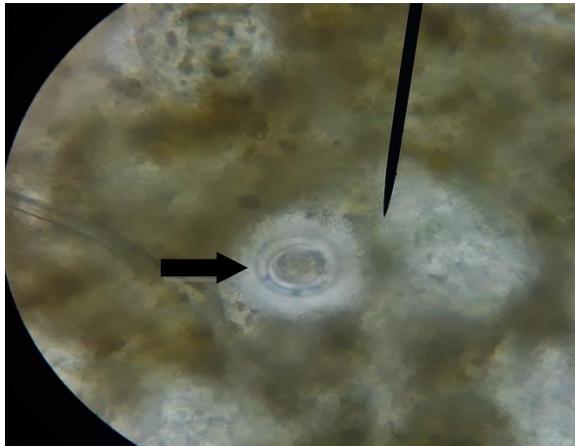
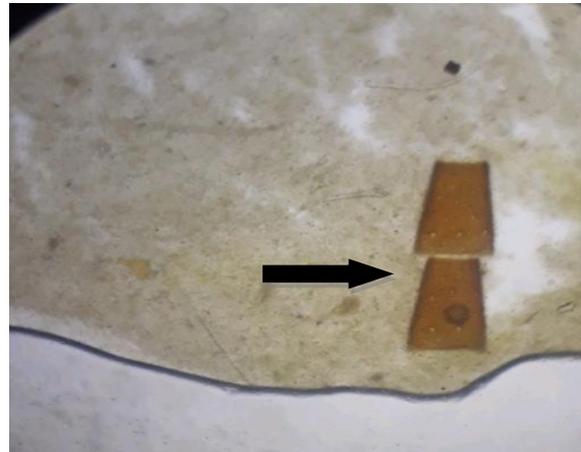


Figure 33: Œuf de Capillaire (x10)



(a)



(b)

Figure 34: Œuf de *Taenia sp.* (x40) (a), segment de *Taenia sp.* (x10) (b)

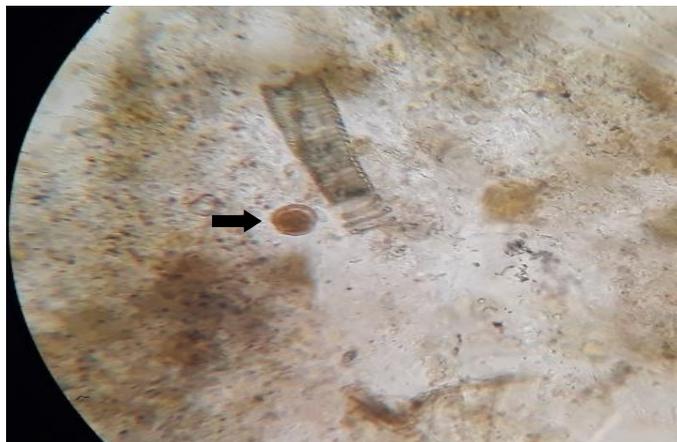
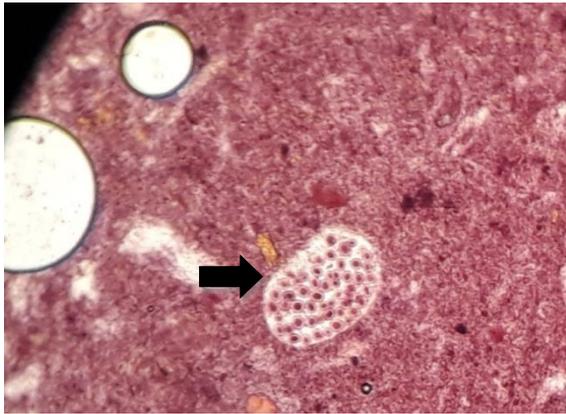
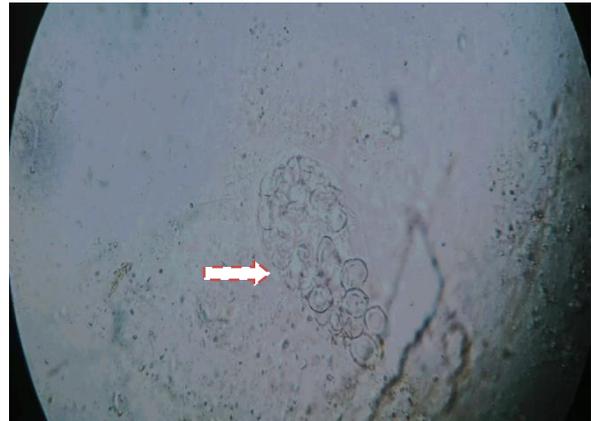


Figure 35: Œuf de *Toxocara cati* (x10)

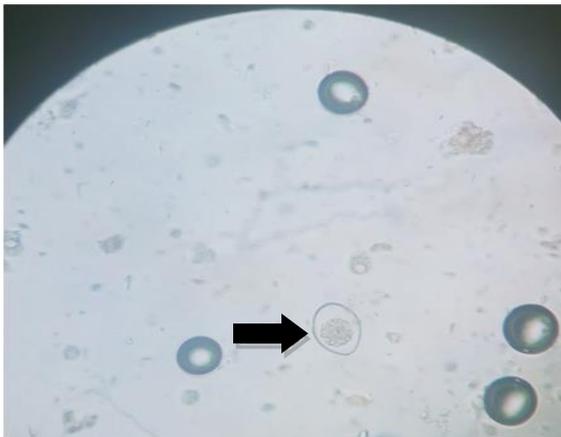


a



b

Figure 36: Capsule ovifère de *Dipilydium caninum* en examen au Lugol double (x10) (a), en flottaion (x40) (b)



(a)



(b)

Figure 37: Oocyste d'*Cystoisospora (isospora) felis*(x40)(a)oocystenon sporulé, (b)oocystesporulé

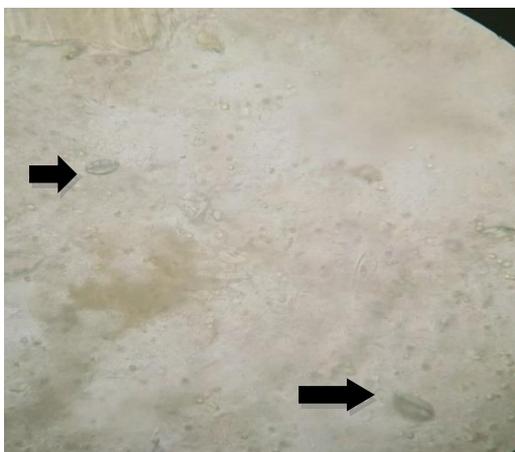


Figure 38 : Oocyste de *Sarcocystis sp*(x40).

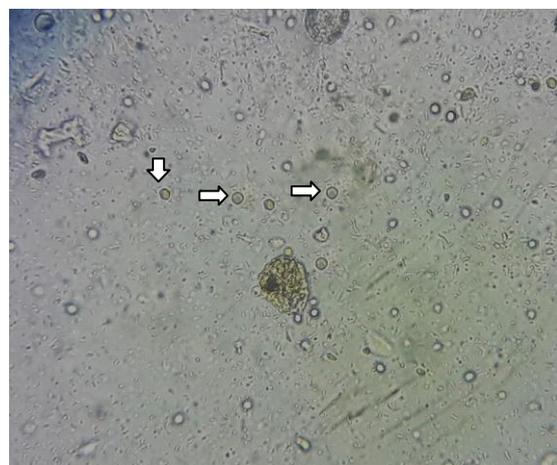


Figure 39 : Oocystes de *Toxoplasma gondii* (x10)

2.2.2. Prévalence des différentes espèces parasitaires identifiées

Nous avons remarqué, à la lumière des résultats de l'étude coproscopiques des chats dans la région de Guelma, que les chats infestés présentant une seule espèce parasitaire font seulement 40,90%. Uneco-infestation par deux espèces ou plus est indiquée dans 59.09% des chats infestés, ceci nous a permis de compter 45 isolements parasitaires.

L'étude de la prévalence des différentes espèces isolées, nous a permis de noter une variabilité de prévalence entre ces dernières, les résultats relatifs sont mentionnés dans le tableau ci-après.

Tableau 20: Prévalence des espèces parasitaires.

	Espèces identifiées	Nombre de chats (n=25)	Prévalence (%)
Némathelminthes	<i>Toxocara cati</i>	9	36
Plathelminthes	<i>Dipilidium caninum</i>	8	32
Némathelminthes	Ankylostomes sp	8	32
Protozoaires	<i>Toxoplasma gondii</i>	8	32
Protozoaires	<i>Cystoisospora (isospora) felis</i>	7	28
Némathelminthes	<i>Capillaria sp.</i>	2	8
Plathelminthes	<i>Taenia sp.</i>	2	8
Protozoaires	<i>Sarcocystis sp.</i>	1	4

La prévalence d'infestation la plus élevée est notée pour l'espèce *Toxocara cati* ; chez 36% des chats prélevés, suivi directement par *Dipilidium caninum*, les Ankylostomes et *Toxoplasma gondii* avec (32%) chacune. *Cystoisospora (isospora) felis* s'est représentée dans (28%) des chats étudiés. D'autres espèces sont rarement détectées à savoir, *Capillaria sp.* (8%), *Taenia sp.* (8%) et *Sarcocystis sp.* (4%).

En rapport aux groupes parasitaires, on peut conclure que l'infestation helminthique est plus fréquente que celle avec des protozoaires ; 64,44% des isolements parasitaires sont des helminthes. Les protozoaires sont isolés sur seulement 35,56% des cas.

2.2.3. Répartition de la fréquence d'isolement des endoparasites chez les chats étudiés

La répartition des espèces parasitaires détectées selon la fréquence d'isolement de chaque espèce, a permis l'établissement de la figure suivante.

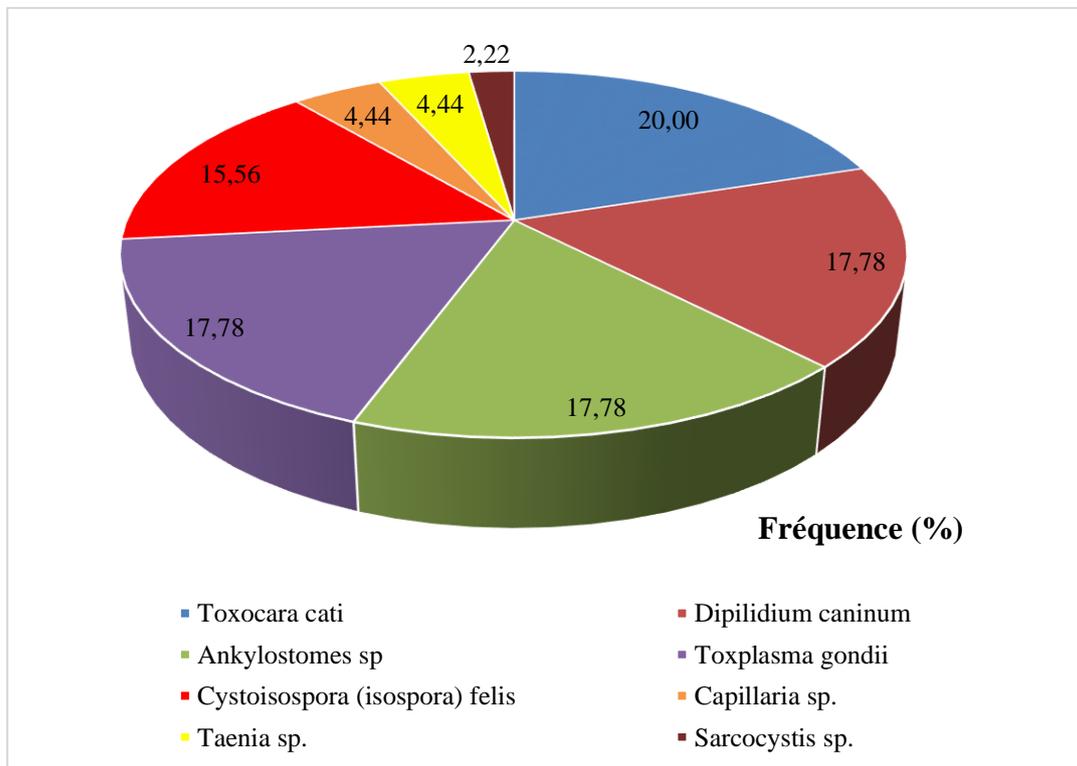


Figure 40: Fréquence (%) d'isolement des espèces parasitaires identifiées

L'étude de la répartition des espèces parasitaires fait ressortir une dominance de *Toxocara cati* (20%) (Figure 40), suivi directement par *Dipilidium caninum*, les *Ankylostomes* et *Toxoplasma gondii* avec (17,78%) chacune. *Cystoisospora (isospora) felis* s'est représentée dans (15,56%) des échantillons positifs. D'autres espèces sont rarement détectées à savoir, *Capillaria sp.* (4,44%), *Taenia sp.* (4,44%) et *Sarcocystis sp.* (2,22%).

2.2.4. Répartition des espèces identifiées selon les paramètres épidémiologiques étudiés

Afin de mettre en évidence l'éventuelle présence de facteurs favorisant le parasitisme, les fréquences d'isolement sont comparées en fonction de plusieurs caractères épidémiologiques de la population des chats étudiés (région, milieu, sexe, race, âge, date de la dernière vermifugation,...).

2.2.4.1. Variation de la répartition des espèces parasites selon le site de prélèvement

Il apparait des résultats de la présente étude, que la répartition des espèces parasites est variable d'une région à l'autre. Toutes les huit espèces identifiées au cours de cette étude sont présents sur les fèces des chats de la commune de Roknia avec des taux relativement élevés de *Toxocara cati*, *Toxoplasma gondii*, *Dipilidium caninum* et *Cystoisospora felis* (Figure 41) (entre 18.18% à 22.72%). Les ankylostomes font (40%) des parasites isolés à Bouati Mahmoud, à côté de *Toxocara cati*, *Toxoplasma gondii* et *Dipilidium caninum* (20% chacune). On peut noter l'infestation des chats de la région d'Oued zenati par une seule espèce *Cystoisospora felis*. Cependant, les chats de la commune ont présenté une distribution équitable de seulement 4 espèces, à savoir *Toxocara cati*, *Toxoplasma gondii*, *Dipilidium caninum* et *Capillaria sp.*

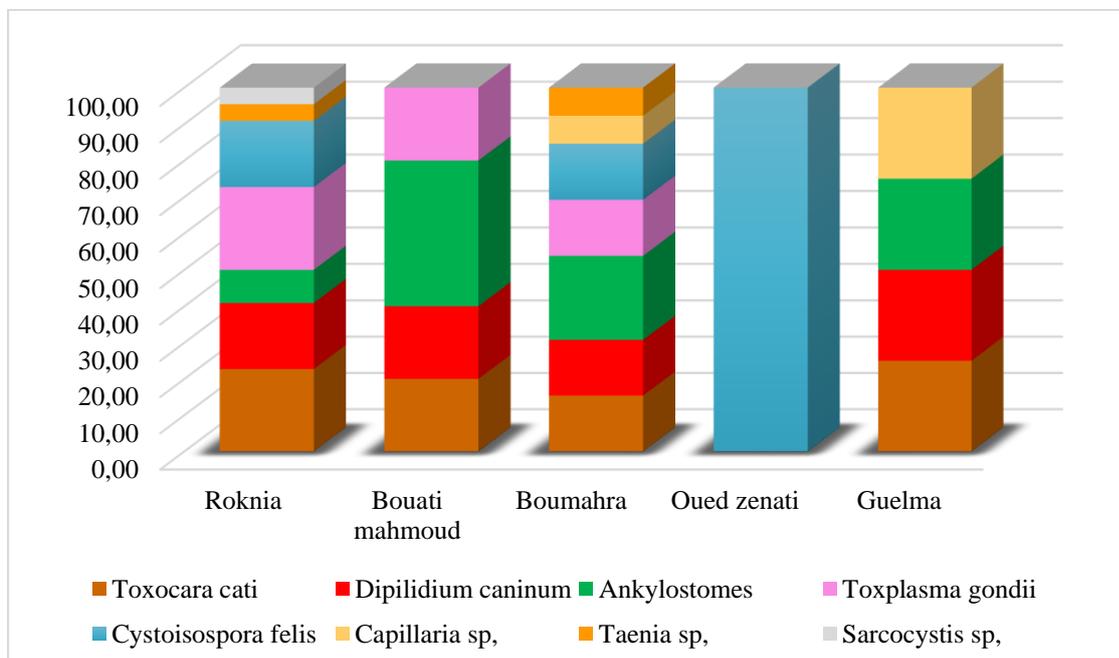


Figure 41 : Répartition des espèces parasites selon le site de prélèvement

2.2.4.2. Variation de la répartition des espèces parasites selon le milieu environnant

L'étude de la distribution des espèces des parasites internes des chats en fonction du milieu a permis d'installer (Tableau 21, Figure 42)

Tableau 21: Fréquence d'isolement des espèces parasites selon le milieu.

Espèce	Urbain	Rural
<i>Toxocara cati</i>	9	0
<i>Dipilidium caninum</i>	7	1
Ankylostomes sp	8	0
<i>Toxplasma gondii</i>	8	0
<i>Cystoisospora felis</i>	6	1
<i>Capillaria sp.</i>	2	0
<i>Taenia sp.</i>	2	0
<i>Sarcocystis sp.</i>	1	0
Total	43	2

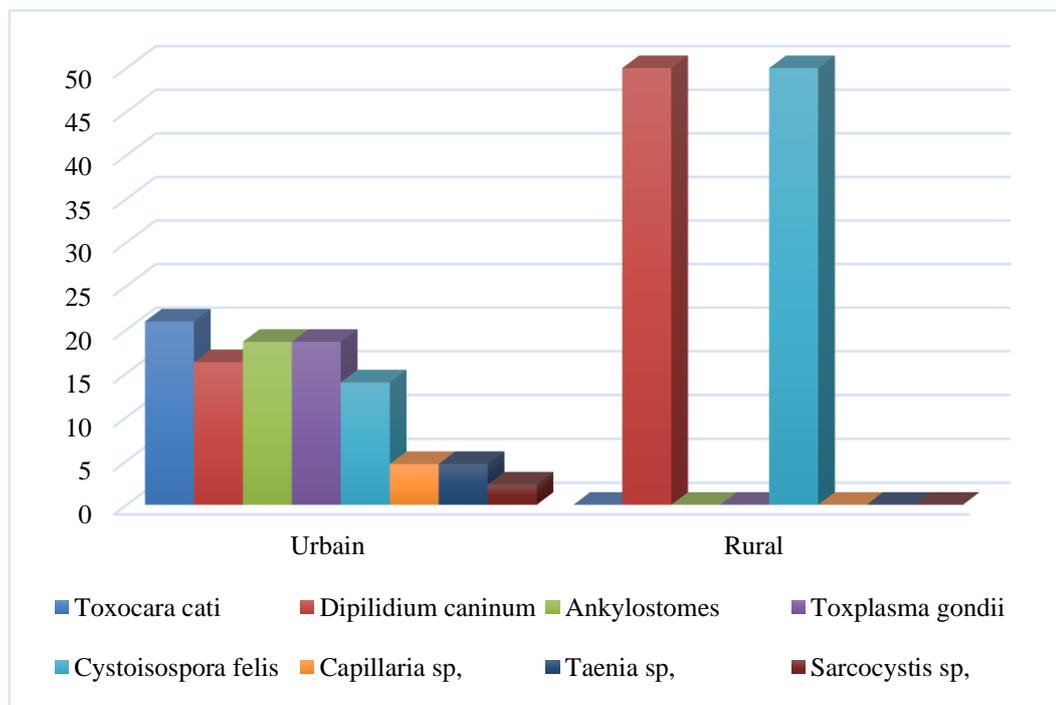


Figure 42: Variation de la répartition des espèces parasitaires selon le milieu environnant

Il ressort de ces résultats que le milieu environnant du chat peut jouer un rôle influençant leur parasitisme. Dans le milieu urbain, toutes les huit espèces des parasites sont isolées avec dominance de *Toxocara cati* (20.93%). Chez les chats vivants dans un milieu rural, seulement deux espèces ont été détectées, à savoir *Cystoisospora felis* et *Dipilidium caninum*.

2.2.4.3. Variation de la répartition des espèces parasites selon le sexe

En recherchant une probable influence du sexe de l'animal sur leur infestation, la distribution des espèces détectées sur les deux sexes des chats est illustrée dans le tableau et la figure suivants.

Tableau 22: Fréquence d'isolement des espèces parasites selon le sexe.

Espèce	Nombre de Male	Nombre de Femelle
<i>Toxocara cati</i>	4	5
<i>Dipilidium caninum</i>	5	3
Ankylostomes sp	4	4
<i>Toxoplasma gondii</i>	4	4
<i>Cystoisospora felis</i>	4	3
<i>Capillaria sp.</i>	1	1
<i>Taenia sp.</i>	1	1
<i>Sarcocystis sp.</i>	1	0

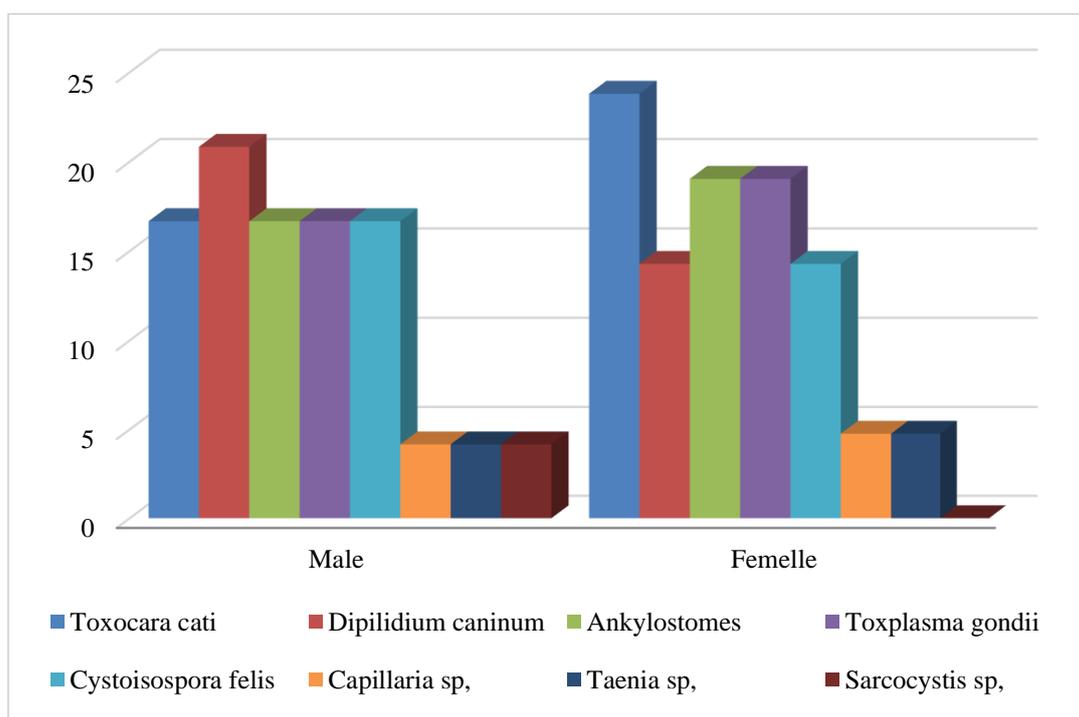


Figure 43 : Variation de la répartition des espèces parasites selon le sexe

Les chats males ont permis d'isoler huit espèces parasites différentes, avec supériorité notée pour l'espèce *Dipilidium caninum* (20.83%). Chez les chattes la fréquence la plus élevée été celle de *Toxocara cati* (23.80%), avec absence de l'espèce *Sarcocystis sp.*

2.2.4.4. Variation de la répartition des espèces parasitaires selon l'âge

Les résultats de l'étude de la variabilité de la fréquence d'isolement des espèces parasitaires identifiées sur coproscopie des chats en fonction de l'âge de ces derniers, sont récapitulés dans le tableau 24 et la figure 44.

Tableau 23: Fréquence d'isolement des espèces parasitaires selon l'âge.

Espèce	[0 - 4 mois]	[5 mois - 11 mois]	[1 ans - 3 ans]	[4 ans - 6 ans]
<i>Toxocara cati</i>	1	5	2	1
<i>Dipilidium caninum</i>	2	3	3	0
Ankylostomes sp	0	5	2	1
<i>Toxplasma gondii</i>	2	1	4	1
<i>Cystoisospora felis</i>	2	2	3	0
<i>Capillaria sp.</i>	0	2	0	0
<i>Taenia sp.</i>	0	1	0	1
<i>Sarcocystis sp.</i>	0	0	0	1

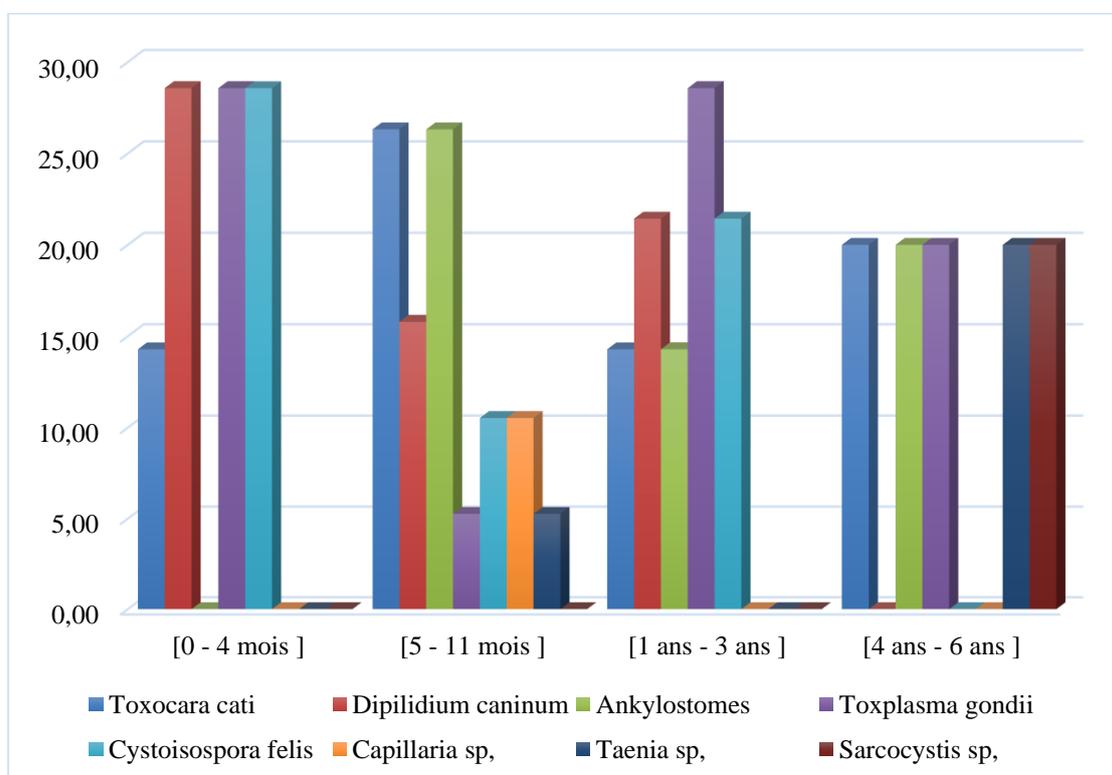


Figure 44 : Variation de la répartition des espèces parasitaires selon l'âge

Les jeunes chattons de moins de 5 mois ont laissé isoler seulement 4 espèces des parasites, à savoir *Dipilidium caninum*, *Toxplasma gondii* et *Cystoisospora felis* (28.57% chacune) et *Toxocara*

cati. Chez les chats de 5 à 11 mois ; on note l'absence des isollements de l'espèce *Sarcocystis sp.* et c'est plutôt *Toxocara cati* et les Ankylostomes qui sont les plus représentées (26.32% chacune). Parmi les chats âgés de 1 à 3ans, la coccidiose à *Toxplasma gondii* est la parasitose la plus rependue (28.57%), ces chats n'ont présentés aucun cas de *Capillaria sp.* *Taenia sp.* et *Sarcocystis sp.*. ces deux dernières espèces sont plutôt bien représentées sur les fèces des chats âgés de plus de 4ans (20%), à coté de Ankylostomes, *Toxplasma gondii* et *Toxocara cati* (20% chacun).

2.2.4.5. Variation de la répartition des espèces parasites selon la race

L'observation de la distribution des espèces isolées au cours de cette étude suivant la race du chat, fait ressortir les résultats indiqués dans le tableau et la figure suivants.

Tableau 24: Fréquence d'isolement des espèces parasites selon la race.

Espèce	Siamois	Européen	Shirazi	Commune	Himalayen
<i>Toxocara cati</i>	2	1	3	2	1
<i>Dipilidium caninum</i>	1	1	1	4	1
Ankylostomes sp	3	0	1	3	1
<i>Toxplasma gondii</i>	2	0	4	2	0
<i>Cystoisospora felis</i>	3	0	2	2	0
<i>Capillaria sp.</i>	0	0	1	0	1
<i>Taenia sp.</i>	0	0	2	0	0
<i>Sarcocystis sp.</i>	0	0	1	0	0

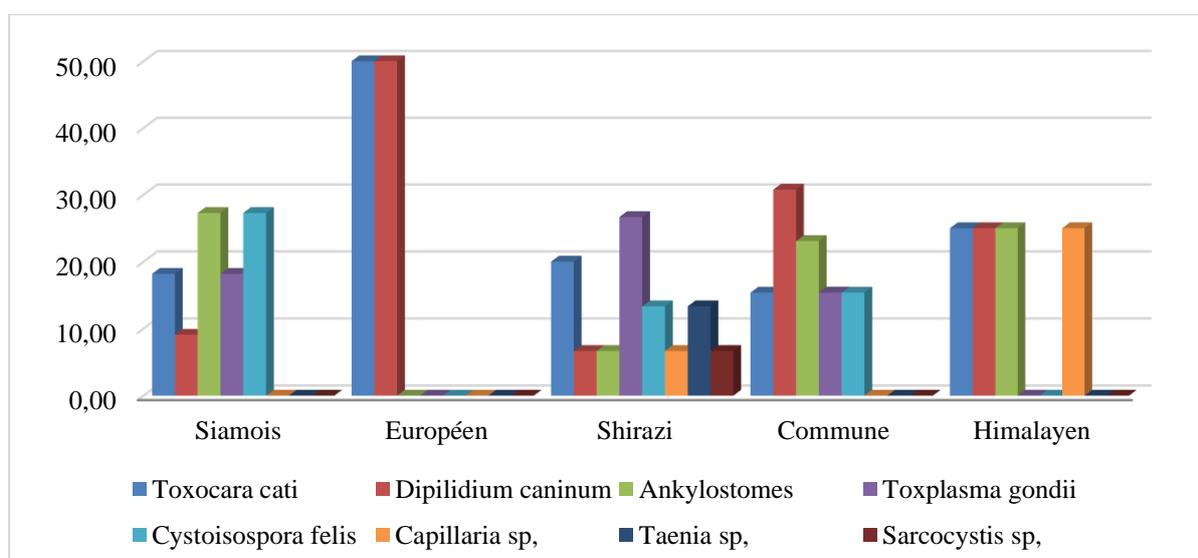


Figure 45 : Variation de la répartition des espèces parasites selon la race

Seule la race Shirazi qui a présenté toutes les espèces parasitaires identifiées (8 espèces) avec des fréquences notables des espèces *Toxoplasma gondii*, *Toxocara cati*, *Cystoisospora felis* et *Taenia sp.* avec respectivement 26,67%, 20%, 13,33% et 13,33% respectivement. On note pour la race commune et le Siamois, l'absence des isolats des espèces *Taenia sp.*, *Capillaria sp.* et *Sarcocystis sp.*. Les parasitoses de la race commune sont dominées par une cestodose à *Dipilidium caninum*, alors que celles du Siamois présente une codominance de *Cystoisospora felis* et des Ankylostomes (27.27% chacune). Les chats Himalayens étaient parasités par plusieurs espèces distribuées équitablement, à savoir *Toxocara cati*, *Dipilidium caninum*, *Capillaria sp.* et les Ankylostomes. Le chat Européen n'a présenté que des parasites des espèces *Toxocara cati* et *Dipilidium caninum*.

2.2.4.6. Répartition des espèces identifiées selon le mode de vie

Les résultats relatifs à l'influence du mode de vie des chats sur la fréquence des différentes espèces parasitaires sont rapportés dans le tableau et la figures suivants.

Tableau 25: Fréquence d'isolement des espèces parasitaires selon le mode de vie.

Espèce	Intérieur uniquement	Intérieur et extérieur
<i>Toxocara cati</i>	6	3
<i>Dipilidium caninum</i>	6	2
Ankylostomes sp	6	2
<i>Toxoplasma gondii</i>	6	2
<i>Cystoisospora felis</i>	5	2
<i>Capillaria sp.</i>	2	0
<i>Taenia sp.</i>	1	1
<i>Sarcocystis sp.</i>	1	0

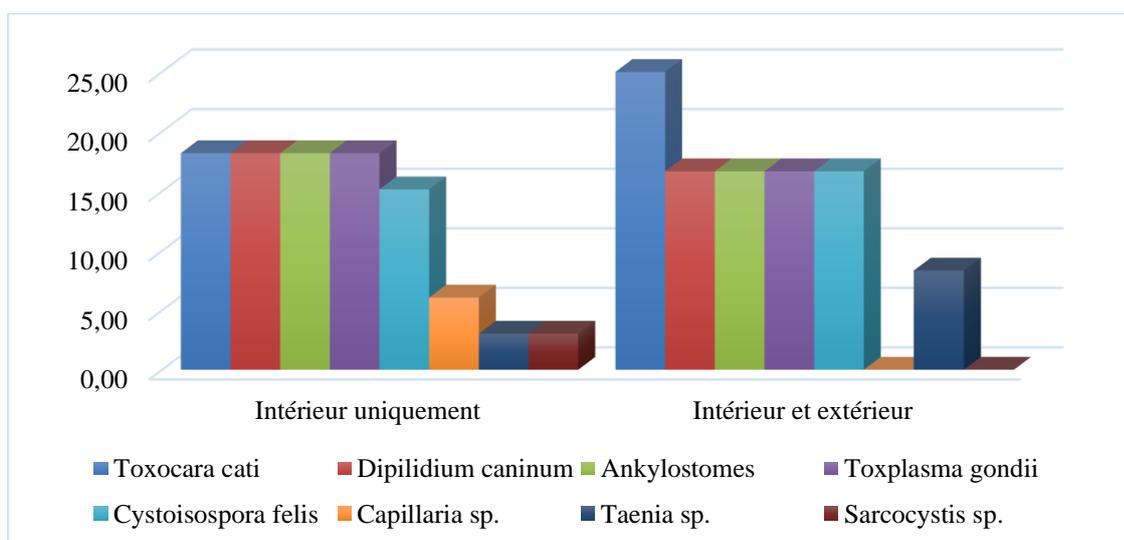


Figure 46 : Variation de la répartition des espèces parasitaires selon le mode de vie

Les chats élevés à l'intérieur ont permis d'isoler huit espèces différentes, avec une codominance des espèces *Toxocara cati*, *Dipilidium caninum*, *Ankylostomes*, *Toxoplasma gondii*, *Cystoisospora felis*. Ces mêmes espèces parasites ont partagé la codominance chez les chats ayant un mode de vie mixte (intérieur et extérieur). Il est à noter, l'absence des isolats des espèces *Capillaria sp.* et *Sarcocystis sp.* chez ce dernier groupe des chats.

2.2.4.7. Répartition des espèces identifiées selon la cohabitation avec d'autres animaux

L'ensemble des chats étudiés étaient élevés avec d'autres animaux de compagnie (chats et /ou oiseau). Les résultats de l'étude de l'influence de cette cohabitation sur la répartition des espèces parasites sont résumés dans la figure ci-après.

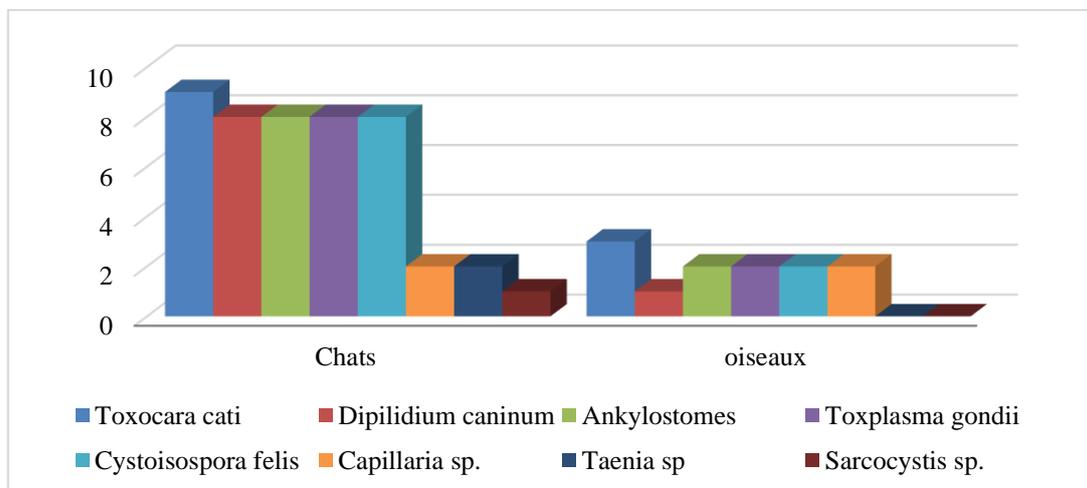


Figure 47: Fréquence des espèces parasites selon la cohabitation avec d'autres animaux de compagnie

L'observation de la figure ci-dessus permet de détecter toutes les espèces, avec une fréquence élevée de *Toxocara cati*, *Dipilidium caninum*, *Toxoplasma gondii*, *Cystoisospora felis* et des *Ankylostomes* (8 à 9 isollements pour chaque espèce /45) chez les chats vivant en collectivité.

Les chats co-élevés avec des oiseaux indiquent l'absence des espèces *Sarcocystis sp.* et *Taenia sp.*

2.2.4.8. Répartition des espèces identifiées selon l'état de santé de chats

Les résultats de l'étude de l'influence de l'état général des chats et l'apport médicamenteux sur la fréquence des différentes espèces parasites sont consignés dans le Tableau suivant.

Tableau 26: Fréquence d'isolement des espèces parasitaires selon l'état médical et médicamenteux des chats étudiés.

Espèce	Autres maladies		Médication en cours	
	Oui	Non	Oui	Non
<i>Toxocara cati</i>	2	7	1	8
<i>Dipilidium caninum</i>	2	6	0	8
Ankylostomes sp	1	7	1	7
<i>Toxoplasma gondii</i>	0	8	0	8
<i>Cystoisospora felis</i>	0	7	0	7
<i>Capillaria sp.</i>	1	1	1	1
<i>Taenia sp.</i>	0	2	0	2
<i>Sarcocystis sp.</i>	0	1	0	1

Du tableau ci-dessus, les espèces diagnostiquées chez les chats ayant différentes maladies bactériennes ou virales et mises sous traitement sont *Toxocara cati*, *Dipilidium caninum*, *Capillaria sp.* et des Ankylostomes sp, la fréquence de ces espèces reste faible, 1 à 2 cas / 45 isolements.

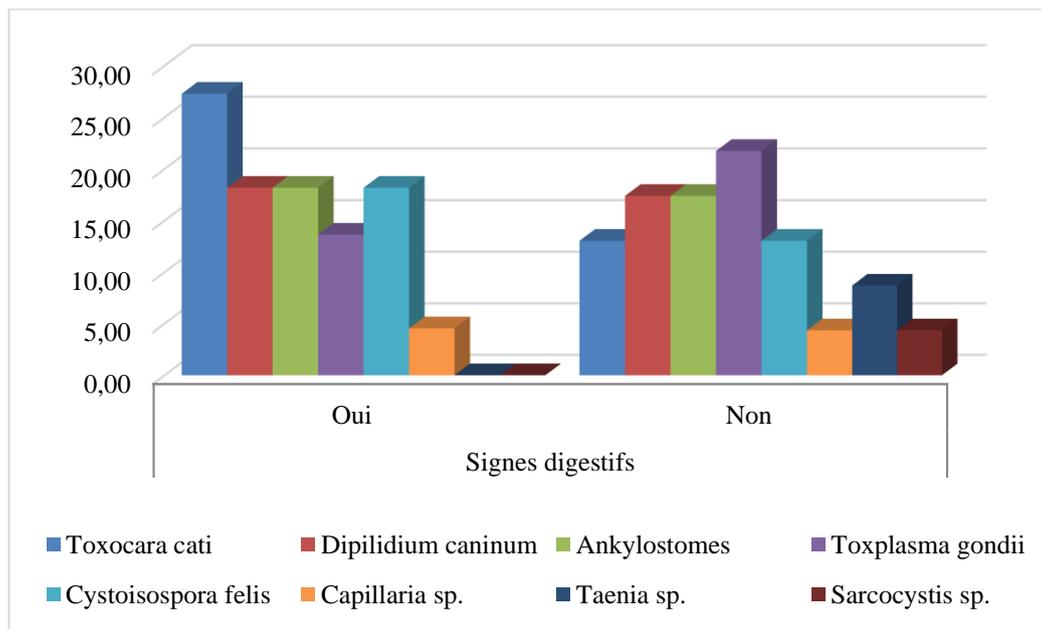


Figure 48 : Variation de la répartition des espèces parasitaires selon la présence des signes digestifs

Les chats qui ont eu des signes digestifs au moment de prélèvement, ont présenté une dominance de l'espèce *Toxocara cati* (27,27%) (Figure 48). D'autres helminthes et coccidies ont été fréquemment isolés (*Dipilidium caninum*, *Ankylostomes*, *Toxoplasma gondii* et *Cystoisospora felis*).

Chez les chats cliniquement sains, un développement asymptomatique est noté pour toutes les huit espèces parasitaires isolées au cours de ce travail. C'est l'espèce *Toxoplasma gondii* (21,74%) qui domine les résultats de l'examen coproscopique, suivie par *Dipilidium caninum* et *Ankylostomes sp.*

2.2.4.9. Répartition des espèces identifiées selon l'application des traitements antiparasitaire

La figure ci-après représente les résultats de l'identification des espèces parasitaires sur des chats, déparasités ou non.

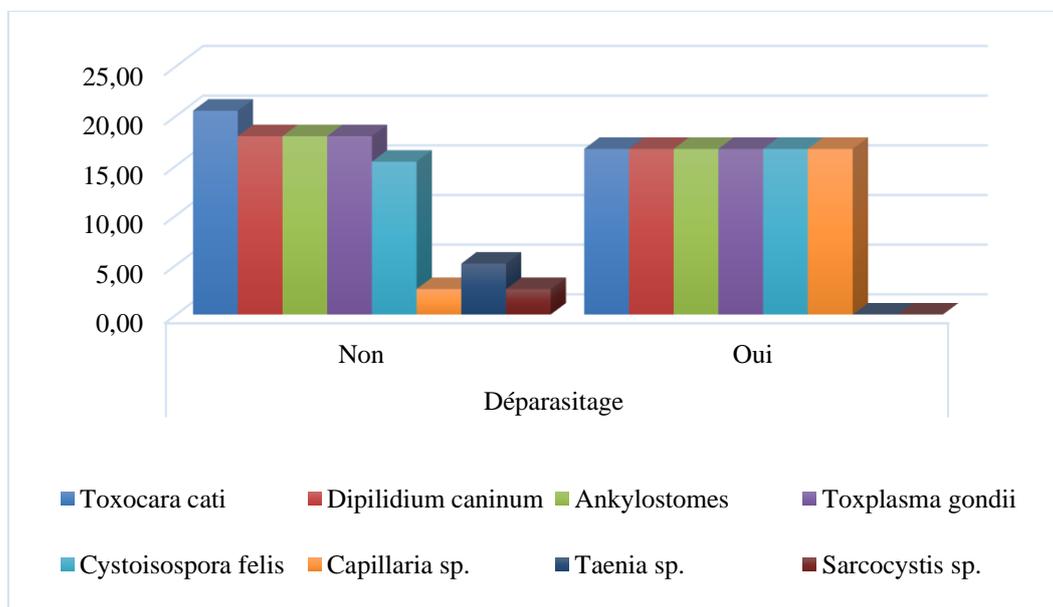


Figure 49 : Variation de la répartition des espèces parasitaires en fonction du déparasitage

Les chats déparasités ont eu quatre espèces des helminthes sur leurs fèces, à savoir *Toxocara cati*, *Dipilidium caninum*, *Ankylostomes sp* et *Capillaria sp.*, distribuées équitablement.

L'examen coproscopique des chats qui n'ont pas reçus un traitement anti-parasitaire a permis de détecter huit espèces, codominés par *Toxocara cati*, *Toxoplasma gondii* suivis par *Dipilidium caninum*, *Cystoisospora felis* et *Ankylostomes sp.*

Discussion

La présente étude est une enquête épidémiologique qui porte sur les endoparasites félines, effectuées auprès des chats dans différentes localités dans la wilaya de Guelma. Elle a révélé une infestation très fréquente par ces parasites au sein de la population étudiée, 88% des chats sont infestés par au moins une espèce parasitaire. Peu des études ont été concernées par ces parasitoses félines en Algérie. En terme de comparaison, ce taux semble être très élevé par rapport aux résultats enregistré sa Blida (30%) en 2015 [21], par Beugnet et al. l'an 2000 (20,6%) [31] et Henry et Huck, l'an 2017 (56,4%) en France [17]. Ceci peut être lié à la faible taille de notre échantillonnage.

L'infestation par ces agents pathogènes est observée, équitablement, chez les deux sexes. Les chats sont infestés dès l'âge très jeune, presque un quart des cas est signalé sur des chatons âgés de moins de 4 mois. Ceci aisément expliqué par le faible développement de système immunitaire des jeunes chats d'où cette grande sensibilité à l'infection parasitaire. L'endoparasitisme était plus fréquent chez la race commune (40,9%), mais l'infestation a touchée comme même des chats de race ; Siamois et Shirazi particulièrement.

L'identification des espèces parasitaires retrouvés lors de l'examen coproscopique des chats, a permis de détecter huit espèces parasitaires ; 5 espèces des helminthes et 3 espèces des protozoaires. Ces espèces sont dominées par *Toxocara cati* avec une prévalence de 36% des chats étudiés. Cette espèce qui peut être transmise à l'homme, c'est une zoonose helminthique majeure, elle a un cycle de transmission oro-fécale et les humains peuvent être infectés par ingestion de larves dans des organes ou des tissus musculaires infectés insuffisamment cuits (rare). Mais principalement par les œufs infectieux provenant de sols contaminés par les fèces des chats (jardins, bacs à sable et terrains de jeux); des mains non lavées ou des légumes crus, ou par contact direct avec des chats de compagnie [32]. Cette espèce est majoritaire dans plusieurs études antérieures [33], [31]. Cependant, la prévalence que nous avons enregistrée reste élevée en le comparant avec des études réalisées en Algérie (18% à Alger, 2015) [34], ou dans d'autres pays aux tours du monde (20,3% en Roumanie [35], 21% en New York [36], 9% en Egypte [37] et 28,8% à Iran [38]. Cette espèce à potentiel zoonotique a touché les chats de tout âge, principalement ceux âgés de moins d'un an, de toute les races et des deux sexes. Ils sont surtout les chats vivant en collectivité dans un milieu urbain qui sont les plus infestés par cette espèce. La forte prévalence de la toxocarose par rapport aux résultats d'autres enquêtes, doit être mise en relation avec le manque d'application des protocoles de vermifugation observé chez 84% de notre population des chats étudiées.

Avec cette même dernière explication, on peut relier l'expression de deux autres espèces helminthiques *Dipilidium caninum* et Ankylostomes sp en deuxième position, avec des prévalences qui s'élèvent à 32% chacune. Ce résultat est proche à ceux déclarés par

quelques auteurs. *D.caninum* en Iran s'est présentée avec une prévalence de 23.07% [38], en Algérie, la prévalence des Ankylostomes sp était de 20 % en 2015[34]. Toutefois, ces taux sont très élevés en comparaison avec ceux obtenus en Egypte (5% pour *Dipylidium caninum* et 4% pour les Ankylostomes) [37], en France la prévalence de ces espèces était aussi très faible que la nôtre, à savoir *Dipylidium caninum* (0.4%) et Ankylostomes sp (0.2%) [17].

La prévalence de la toxoplasmose dans la présente étude est de 32%. Dans une étude antérieure sur les chats de la ville d'Alger, les auteurs ont déclaré 58% des chats sont infestés par *Toxoplasma gondii* [34]. Le taux que nous avons enregistré est supérieur à celui enregistré dans différentes études, en Roumanie (1.2%)[35], à New York (0.8%) [36] et en Egypte (9%) [37]. La maladie a touché les chats domestiques vivant le milieu urbain, de toutes les tranches d'âge et particulièrement le groupe des chats de plus d'un an, les chats de toutes les races surtout les Shirazis, Siamois et communs. Cette protozoose à potentiel zoonotique extrêmement élevé reste une affection particulièrement grave chez l'homme, quand elle survient au cours de la grossesse. Les programmes de prévention doivent impliquer la maîtrise de la maladie chez le chat, réservoir principale de la maladie.

Cystoisospora felis est révélée avec une prévalence de 28% sur les chats de la région de Guelma, en termes de cette étude, les prévalences de cette parasitose, enregistrées aux tours du monde, sont toujours plus faibles. En Algérie, c'était seulement 5% des chats qui ont présentés cette parasitose. En France la prévalence de *Cystoisospora felis* est de 1% [36] à 2,9% [31], en Egypte elle est de 2% [38] et en Roumanie, une prévalence de 3.5% est signalée [35]. Cependant, des études menées à New York et à l'Iran ont déclaré des taux d'infestation proche à celui que nous avons enregistré, soit 21% et 23.7% respectivement [36], [38].

La présence de *Capillaria pest* détectée sur les fèces de 8% des chats étudiés au cours de notre enquête. Ce pourcentage est élevé par rapport à celui retrouvé en Egypte (3%)[46] et en Roumanie (3.1%)[35].

Des œufs et des anneaux ovigères de *Tenia sp* ont été diagnostiqués sur 8% des chats dans la courante étude, un taux plus faible est enregistré à Toulouse, en France (2%) [17].

Enfin, la présence de *Sarcocystis sp*, dans cette étude est de 4 %, ce qui est légèrement supérieur à celui de la Roumanie (1%), en Égypte (1%) et à New York (0.8%)[35].

[37],[36].Cependant, ce taux est comparable à des résultats antérieurement enregistrés en Algérie Ville, qui a été de 5% en 2015[34].

Les enquêtes réalisées autours du monde font ressortir d'autres espèces parasitaires commune chez le chat tel que *Giardia sp.*, *Strongyloïdes*, *Tænia Tæniaformis*, *Aelurostrongylus abstrusus*, et *Toxascaris leonina*. La fluctuation dans la série des espèces détectées et dans les prévalences des différents parasites pourrait être expliquée par des conditions d'environnement, les caractéristiques épidémiologiques des animaux étudiés ; chat errants ou de propriétaires, vivant en zone urbaine ou rurale, la saison de la réalisation de l'enquête peut, elle-même influencer les résultats. L'âge des chats au sein de l'effectif étudié est également important [31]. De plus, la disparité de quelques espèces peut être liée à la méthode de détection, à titre d'exemple, une étude comparative entre les différentes techniques a indiqué que la prévalence de l'espèce *Giardia intestinal* isoète variable de 5,80 à 60% selon la méthode de détection utilisée, à savoir respectivement par coproscopie microscopique, par PCR, et par un test Elisa [39].

Conclusion

Les endoparasitoses des chats domestiques constituent un problème de santé publique plutôt qu'un problème de santé pour les chats. L'étude de l'endoparasitisme félin dans la région de Guelma a révélé une forte infestation des chats de tout âge, des deux sexes et de différentes races. Même en milieu urbain, le parasitisme n'a pas disparu mais au contraire il est déclaré avec un taux élevé et causé par huit espèces différentes des helminthes et des protozoaires, les plus fréquemment rependus sont, malheureusement, ceux reconnus par leur éventuelle impact sur la santé publique. Ce dernier est représenté par le risque du passage zoonotique à savoir, *Toxocara cati*, *Dipilidium caninum*, les ankylostomes et *Toxoplasma gondii*.

Par conséquent, des mesures de lutte doivent être poursuivies à l'encontre de ces parasites; il est nécessaire de planifier des programmes prophylactiques adéquats pour diagnostiquer, traiter et contrôler les endoparasites des chats domestiques dans notre région. La responsabilité est partagée des vétérinaires et des médecins qui devraient jouer un rôle important dans la communauté des propriétaires des chats dans la région. Pour la sensibilisation, d'une part sur le respect des règles sanitaires et hygiéno-diététiques pour prévenir l'infestation humaine. D'autre part, les chatons doivent d'être traités très tôt (dès l'âge de trois semaines) car ils attrapent les ascarides en premier lieu par leur mère, ils doivent aussi être vermifuger régulièrement tous les trois mois.

Référence Bibliographique

- [1]: Villeneuve, A. 2003. Les zoonoses parasitaires. L'infection chez les animaux et chez l'homme, Québec, Canada : Les presses de l'Université de Montréal, 499p.
- [2]: Villeneuve, A. Décembre 2013. Fiches parasitaires Chat.
- [3]: Anses. 2017. Fiche de description de danger biologique transmissible par les aliments.
- [4]: Triki-yamani, R. 2005. Parasitoses des animaux domestiques. (3.0.44722; Alger: Office des publications universitaires). 251p.
- [5]: Zajac, Anne M. & Conboy, Gary A. 2006. Veterinary clinical parasitology. (Eighth edition; 2006 ©Blackwell Publishing; Wiley-Blackwell, USA). 368p.
- [6]: Villeneuve, A. 2014. Laboratoire de parasitologie Faculté de médecine vétérinaire Saint-Hyacinthe Les parasites du chien.
- [7]: Bussi ras, J. & Chermette, R. 1995. Abrégé de parasitologie vétérinaire (Fascicule III Helminthologie Vétérinaire).
- [8]: Cassier P, & al .1998. Les parasitisme (un équilibre dynamique).(2.25-82920-9 .Paris)
- [9]: Foreyt, W J. 2001. Veterinary parasitology Reference manual. (Fifth edition 2001   Iowa State University Press; Blackwell). 241p.
- [10]: Triki-yamani, R. 2005. Guide clinique des principales parasitoses des animaux domestiques. (3.04.4721 offices des publications universitaires, Alger). 83p
- [11]: Brigitte G., 2005. Prévalence de toxocarasp, ancylostomaspp .et autres parasites fécaux chez les chiens et les chats présents dans les établissements vétérinaires québécois. Mémoire présenté à la Faculté des études supérieures en vue de l'obtention du grade Maître à sciences (M. SC.) en sciences vétérinaires option microbiologie (Université de Montréal).125p
- [12]: Belkaid, M. et al. Cours de parasitologie (helminthiases).
- [13]: Hongyu L. et al. 2021. The complete mitogenome of *Toxascaris leonina* from The Siberian tiger (*Panthera tigris altaica*), (Mitochondrial DNA Part B, 6:4, 1416-1418, Doi : 10.1080/23802359.2021.1911713).
- [14]: Merial. 2014 . Par quels vers intestinaux nos félins sont-ils parasités?. Fiche technique de la l'occasion de la éleveurs félins  25.
- [15]: Postigo, I. Martinez, J. Guisantes, J.A. 2006. *Uncinaria stenocephala*: Assessment of antigens for the immunodiagnosis of canine uncinariosis.

- [16]: Shi.X.L, & al .2017. The mitochondrial genome of *Ancylostomatubaeforme* from cats in China. (Doi: 10.1017/S0022149X17000116)
- [17]: Perrine, H. & Claire, H. 2017. *Etude de la prévalence des parasites gastro-intestinaux, pulmonaires et de Toxoplasma gondii chez le chat en région toulousaine*. Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire. (Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse – ENVT), 132p
- [18]: Judit M. & al. 2019. *Strongyloides* spp. in cats: a review of the literature and the first report of zoonotic *Strongyloides stercoralis* in colonic epithelial nodular hyperplasia in cats .
- [19]: Guy A. 1984. *Ollulanus tricuspis* in domestic cats - prevalence and methods of *post-mortem* diagnosis.
- [20]: Gecchi, R, & al.2006 Demonstration of *Ollulanus tricuspis* in the Stomach of Domestic Cats by Biopsy. Department of Clinical Veterinary Science, School of Clinical Veterinary Science, University of Bristol, Lang Ford House, Bristol, BS40 5DU, UK
- [21]: Villeneuve, A.&Damour, F. 2010.Reconnaitre les parasites à la coproscopie.
- [22]: Deplazes, P & al.2015. Lutte contre les protozoaires intestinaux du chien et du chat .Adaptation du Guide de recommandations ESCCAP no. 6, pour la Suisse, janvier p32.
- [23]: ABEL, S.2020. Influence de la gestion sanitaire en élevage sur la présence des parasites digestifs chez le chat. Thèse de doctorat /l'Université Paul-Sabatier de Toulouse.121p.
- [24]: Akrou, K. Boukais, F. 2017 / 2018 Diagnostic de la toxoplasmose chez la femme enceinte (*Toxoplasma gondii*). Mémoire de fin d'études université mouloud Mammeri de Tizi Ouzou.108p.
- [25]: Gilles B & al. 2013. Protozoaire parasites digestifs du chien et du chat (ESCCAP) p.15
- [26]: Auror G. Enquete Epidemiologique Sur Les Parasites Du Tube Digestif Des Chats De La Region Toulousaine. Thèse de Doctorat l'Université Paul-Sabatier de Toulouse.2006. p51.
- [27]: Fiche de *besnoitia* spp. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon.
- [28]: Georgiana, D. 2017. *Troglostrongylus brevior*: a new parasite for Romania. Parasites & Vectors, 2017.(doi : 10.1186/s13071-017-2551-4).
- [29]: Crisi, P. E. Di Cesare, A. &Boari, A. (2018). *Feline Troglostrongylosis: Current Epizootiology, Clinical Features, and Therapeutic Options*. *Frontiers in Veterinary Science*, 5. (doi:10.3389/fvets.2018.00126).

[30]: Bussi ras J &chermette R. 1992. Abrégé de parasitologie vétérinaire (Fascicule II Protozoologie vétérinaire).

[31]: Villeneuve, A.&Damour, F. 2010. Reconnaître les parasites à la coproscopie.

[32]: Beugnet, J. & al. 2000. Enquête sur le parasitisme digestif des chiens et des chats de particuliers de la région parisienne F. Revue Méd. Vét., 2000, 151, 5, 443-446.

[33]: Overgaauw, A.M. &knapen, F.V. 2013. Veterinary and public Health aspects of Toxocarasp. Volume 193, Issue 4. P 398-403

[34]: Cadiergues, M.C. ; Marchand, A. ; Bourdoiseau, G.; et al . 1997. Intestinal parasitism in dogs and cats. Results of an epidemiological survey in France. Journal. Franc, M. (Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse (France). Unite de Dermatologie Parasitologie). (ISSN : 0035-1555).

[35]: Boucherit, Y. &Hattab, F. 2015. Parasitisme Interne Des Carnivores Domestiques De La Fourrière D'Alger. Mémoire de fin étude.  cole Nationale Supérieure Vétérinaire – Alger

[36]: Mircean, V. Titilincu, A. &Vasile, C. (2010) Prevalence of endoparasite in household cat (Feliscatus) populations from Transylvania (Roumania) and association with risk factors. *veterinary parasitology*. Vol 171.No1-2(Jul 2010) p.163-166.

[37]: Lucio-Forster. A et Bowman. DD, 2011. Prevalence of Fecal-borne parasites detected by

[38]: Khalaflla, RE. 2011. A Survey on Gastrointestinal parasites of stray cats in Northen Region of Nile Delta .Egypt. Plos ONE 6, e20283.

[39]: Borji, H. et all. 2011. A Survey on endoparasites and ectoparasites of stray cats from Mashhad (Iran) and association with risk factors.

[40]: Mcglade, T.R. et al. 2003., High prevalence of Giardia detected in cats by PCR. *Vet. Parasitol.*(110, 3-4, 197-205).

Site web

- (1): <https://www.esccap.fr/vers-parasites-chien-chat/les-ascarides-ascaris.html>
- (2): https://www.cdc.gov/dpdx/diphyllobothriasis/images/3/dlatum_whole_worm_fl.jpg
- (3): http://alizarine.vetagro-sup.fr/copro-parasite/sommaire/diagnostic_par_especes/photos/chien/diphyllobothrium_latum.jpg
- (4): <https://i.vtimg.com/vi/bzyds2j4bxm/maxresdefault.jpg>
- (5): https://www.veterinaryparasitology.com/uploads/1/1/8/2/118230013/4c-mesocestoides-sp-logo_1_orig.jpg
- (6): http://alizarine.vetagro-sup.fr/copro-parasite/sommaire/diagnostic_par_especes/photos/chat/taenia_taeniformis.jpg
- (7): http://alizarine.vetagro-sup.fr/copro-parasite/sommaire/diagnostic_par_especes/photos/chien/taenides.jpg
- (8): https://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/a/a7/desiccated_tapeworm_proglottids.jpg
- (9): https://www.inds.co.uk/wp-content/uploads/2015/09/mspy0335_tn.jpg
- (10): https://www.inds.co.uk/wp-content/uploads/2015/09/mspy0339_tn.jpg
- (11): <https://www.pharma-gdd.com/fr/echinococcose-symptomes-consequences-et-traitements>
- (12): <https://wcv.m.usask.ca/learnaboutparasites/parasites/echinococcus-multilocularis.php>
- (13): <https://doi.org/10.1016/j.pt.2019.05.005>
- (14): https://www.researchgate.net/profile/lysimachos-papazoglou/publication/6709423/figure/fig3/as:394700470145034@1471115333516/scol-ex-of-an-adult-joyeuxiella-pasqualei-worm-showing-the-conical-rostellum-bearing_q320.jpg

- (15): <https://www.aavp.org/wiki/cestodes/cyclophyllidea/dipylidiidae/joveuxiella-pasqualei/>
- (16): <https://www.parasite.org.au/pugh-collection/jpegstamped/dipylidium%20caninum%206%2016.jpg>
- (17): <https://web.stanford.edu/group/parasites/parasites2005/toxocariasis/worm%20edited.gif>
- (18): https://encryptedtbn0.gstatic.com/images?q=tbn:and9gcsoks2vvfdcxln4rut0denn_gah_etcs0mlpogg91sqcifbnz8zbg-5dyl2kycos3zrdqk&usqp=cau
- (19): <https://wcv.m.usask.ca/learnaboutparasites/images/toxascaris-leonina-alae2021a.jpg>
- (20) : <https://wcv.m.usask.ca/learnaboutparasites/parasites/ancylostoma-tubaeforme.php>
- (21) : <https://www.aavp.org/wiki/nematodes/spiruroidea/spirura-rytipleurites/>
- (22) : <http://catedog.com/chat/03-sante-chat/15-maladies -parasitaire-internes-chat/toxoplasmose-toxoplasmique-chat-femme-enceinte/>
- (23) : <http://trumboss.com/fr/parsites-intestinaux-cryptosporidium-chez-le-chat/>
- (24) : <https://doi.org/10.1016/b978-1-4160-3949-5.50022-4>
- (25): https://todaysveterinarypractice.com/wp-content/uploads/sites/4/2021/10/walden_tvpnovdec21_aelurostrongylosis_figure1.png
- (26) : https://encryptedtbn0.gstatic.com/images?q=tbn:and9getidwao0_niok3kguz55h5heqbrs8k2ma8nhw&usqp=cau
- (27) : https://www.frontiersin.org/files/articles/111611/fvets-01-00011-html-r1/image_m/fvets-01-00011-g003.jpg
- (28) : http://alizarine.vetagro-sup.fr/copro-parasite/sommaire/diagnostic_par_especes/photos/chat/aelurostron_abstrusus.jpg
- (29) : <http://www.parasitesandvectors.com/content/5/1/178>

(30) : <https://www.researchgate.net/profile/anastasiadiakou/publication/283853364/figure/fig3/as:296882267017221@1447793656532/first-stage-larva-11-of-troglostrongylus-brevior-from-a-cat-with-troglostrongylosis.png>

(31) : http://3.bp.blogspot.com/-agq2scxaqi/vc7qlmo13oi/aaaaaaaaasy/ri14ks-hjpo/s1600/24_guelma.jpg

Annexes

Annexe 2: Races de chats étudiés.



shirazi

Européen



Commune

Himalayen



Siamois

