



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieure et de la Recherche Scientifique

جامعة زيان عاشور-الجلفة-

Université Ziane Achour – Djelfa –

كلية علوم الطبيعة والحياة

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

قسم البيولوجيا

Département de Biologie

Projet de fin d'étude

En vue de l'obtention du Diplôme de Master en biologie

Option : Parasitologie

Thème :

**Contribution à l'étude des
endoparasites digestifs et ectoparasites
du chat dans la région de Djelfa**

Présentés par : Mlle. NAAS *Fatna Mounira*
Mlle. MAZOUZ *Messaouda*
Mlle. GUERZOU *Zineb*

Devant le jury :

Président :	M. BENSAAD R.	M.C.B.	Univ. Djelfa
Promoteur :	M. LAATAMNA A.K.	Pr.	Univ. Djelfa
Examineur :	Mme. BOUZEKRI M.A.	M.C.B.	Univ. Djelfa

Année Universitaire : 2021 /2022



Remerciements :

Au terme de ce travail nous remercions ALLAH le tout puissant et miséricordieux pour tous ses bienfaits de nous avoir donné le courage, la force d'accomplir ce Modeste travail.

Nous exprimons nos profonds remerciements à notre encadreur M. LAATAMNA A.K. Professeur à l'université de ZIAN ACHOUR ,faculté des sciences de la nature et de la vie, qui a été la source généreuse de l'aide tout au long de ce travail, pour avoir proposé et dirigé ce travail, et pour sa patience, sa disponibilité et surtout ses judicieux conseils et orientations, ils ont grandement facilité notre travail.

Un grand merci à nos enseignants Mme. SENNI R. et M. BOURAGBA M. pour ses aide et ses précieux conseils.

Nos chaleureux remerciements s'adressent aussi à Messieurs les membres de jury qui ont acceptés d'examiner ce travail.

Au M. BENZAAD R. qui nous a fait l'honneur de présider cette soutenance.

Au Mme. BOUZEKRI M. A. d'avoir accepté d'examiner ce travail.

Nos remerciements notre collègues TELHA TELHA et AZIZ KORBANE, qui ont toujours été là pournous. et notre amis et notre collègue d'étude. Leur soutien inconditionnel et leurs encouragements ont été d'une grande aide.

Nous tenons également à remercier toutes les personnes qui ont participé de prèsou de loin à la réalisation de ce travail.





Dédicaces

Tous d'abord, Je dédie ce modeste travail À mes adorable famille : mes très chère parents, mon père NAAS SLIMANE et mon mère ZOHRA , mon très chère sœur ATIKA et mon très chère frère ALI, qui ont œuvré pour mon réussites, de par leurs amours, leurs soutiens et leurs sacrifices consentis, pour toute leurs assistance et leurs présences dans mon vie.

À mes enfants, la source de mon bonheur: mes très chère chats et mon belle tortue.

Sans oublier mes chère collègue de la mémoire MAZOUZ MESSAOUDA, GUERZOU ZINEB.

Ainsi que tous les amies et à toutes les personnes chères à mon cœur.

Naas Fatna Mounira



Dédicaces

Remerciements avant tout, je remerciai << Dieu », le tout puissant et le miséricordieux pour la volonté et la patience qu'il m'a attribué. Qu'il soit loué pour l'aide qu'il m'a fournie a fine d'achever. Mes études et pour m'avoir guide dans le droit chemin dans ma vie Je tiens a Tout d'abord, je tiens à remercier ma famille, ma mère, mon père et mes sœurs.

Un grand merci aux propriétaires du projet, le bon cœur NAAS, FATNA MOUNIRA, GUERZOU ZINEB. Et moi-même, bien sûr, MAZOUZ MESSAOUDA,

Et tout le monde nous a facilité la tâche, que ce soit avec un sourire, un mot gentil ou même des échantillons de projets. Merci du fond du cœur.

Mazouz, Messaouda



Dédicaces

Je dédie ce modeste travail à mes plus chers êtres au monde :

A mes chères parents : ma mère RADHIA et mon père BATKA GUREZOU pour leur amour, leur tendresse, et pour leur soutien durant toutes les étapes de ma vie. J'espère qu'un jour, je puerai leur rendre un peu de ce qu'ils ont fait pour moi, que Dieu leur prête tout le bonheur. et mes belles sœurs FATIMA FADHILASALIMA IMANE WIAME OUMELKHEIR. Pour leurs encouragements et pour leur soutien moral et physique.

A mon chère et belle binôme : MAZOUZ MESSAOUDA ET NAASFATNA MOUNIRA.

A mon très cher marié : AHMED NASAAH. .

Je voudrais également adresser mes remerciements à celui qui a supervisé ce travail, mon meilleur professeur LAATAMNA ABDELKARIM.

A toute mes chères ami (e)s : DIHIA AMAL IMANE.

Merci de votre présence, soutien et de m'avoir encouragée à aller plus loin.

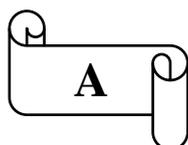
A tous les autres que je n'ai pas cités mais à qui je pense aussi.

A toute ma famille.

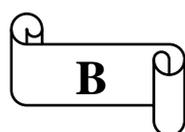
Guerzou Zineb

SOMMAIRE

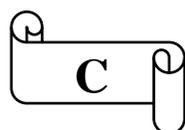
Remerciements	
Dédicaces	
Liste des figures	D
Liste des tableaux	F
Liste des abréviations	G
Introduction	01
Partie Bibliographique	
Chapitre I : Les principaux parasites internes et externes infestant le chat domestique	
I.1. Principaux parasites internes	03
I.1.1. Protozoaires	03
I.1.1.1. <i>Giardia intestinalis</i>	03
I.1.1.2. <i>Toxoplasma gondii</i>	06
I.1.1.3. <i>Isospora</i> spp.	08
I.1.1.4. <i>Cryptosporidium</i> spp.	09
I.1.2. Helminthes	10
I.1.2.1. Plathelminthes	10
I.1.2.1.1. <i>Dipylidium caninum</i>	13
I.1.2.1.2. <i>Taenia taeniaeformis</i>	13
I.1.2.2. Némathelminthes	13
I.1.2.2.1. <i>Toxocara cati</i>	13
I.1.2.2.2. <i>Toxascaris leonina</i>	16
I.1.2.2.3. <i>Ancylostoma tubaeformae</i>	17
I.2. Principaux parasites externes	18
I.2.1. Tiques	18
I.2.2. Puces	20
Partie Experimentale	
Chapitre II : Matériels et Méthodes	
❖ Objectifs	22
II.1. Région et période d'étude	22



II.1.1. Description de la région d'étude	22
II.1.2. Période d'étude	25
II.2. Population des chats étudiés	25
II.3. Techniques de prélèvement et méthodes d'analyse	28
II.3.1. Collecte des matières fécales	28
II.3.2. Méthodes d'analyse des matières fécales	29
II.3.2.1. Observation macroscopique	29
II.3.2.2. Analyses coproscopiques	29
II.3.3. Collecte et identification des ectoparasites	34
II.4. Exploitation des résultats	36
Chapitre III : Résultats	
III.1. Résultats des endoparasites	37
III.1.1. Prévalence globale de l'infestation parasitaire chez les chats étudiés	37
III.1.2. Prévalence des différentes espèces parasitaires identifiées	38
III.1.3. Prévalence de l'infestation parasitaire selon les facteurs de risque	41
III.1.3.1. Prévalence des parasites identifiés selon le sexe	41
III.1.3.2. Prévalence des parasites identifiés selon l'âge	43
III.1.3.3. Prévalence des parasites identifiés selon le mode de vie des chats	44
III.1.3.4. Prévalence des parasites identifiés selon la consistance des selles	45
III.1.3.5. Prévalence des parasites identifiés selon la vermifugation des chats	46
III.2. Résultats des ectoparasites	46
III.2.1. Prévalence globale de l'infestation par les ectoparasites	46
III.2.2. Prévalence des différentes espèces d'ectoparasites identifiées	46
III.2.3. Prévalence de l'infestation parasitaire selon les facteurs de risque	48
III.2.3.1. Prévalence des ectoparasites selon le sexe	48
III.2.3.2. Prévalence des ectoparasites selon l'âge	48
III.2.3.3. Prévalence des ectoparasites selon le mode de vie des chats	49
Chapitre IV: Discussion	
IV.1. Discussion des résultats de l'infestation par les endoparasites digestifs	50
IV.1.1. Prévalence globale	50
IV.1.2. Différentes espèces identifiées	50



IV.1.3. Facteurs de risque	51
IV.1.3.1. Prévalence des endoparasites digestifs en fonction de sexe	51
IV.1.3.2. Prévalence des endoparasites digestifs en fonction d'âge	52
IV.1.3.3. Prévalence des endoparasites digestifs en fonction du mode de vie	52
IV.2. Discussion des résultats de l'infestation par les tiques	53
IV.2.1. Prévalence globale	53
IV.2.2. Facteurs de risque	53
Conclusion	54
Références bibliographiques	55-62
Annexes	...
Résumé et mots-clés	...



LISTE DES FIGURES

Numéro	Titre	Page
Figure 1	Trophozoïtes de <i>G. duodenalis</i> colorée au Giemsa.	04
Figure 2	Kyste de <i>G. intestinalis</i> .	04
Figure 3	Cycle évolutif de <i>Giardia intestinalis</i> .	05
Figure 4	Schéma d'un tachyzoïte de <i>T. gondii</i> .	06
Figure 5	Cycle évolutif de <i>T. gondii</i> .	07
Figure 6	<i>Cryptosporidium</i> spp. Oocystes colorés avec la technique de Ziehl Neelsen modifiée.	09
Figure 7	Cycle évolutif de <i>Cryptosporidium</i> spp.	10
Figure 8	œufs de <i>D. caninum</i> , contenant 8 œufs visibles (A), adulte de <i>D. caninum</i> (B).	12
Figure 9	Cycle évolutif de <i>D. caninum</i> .	12
Figure 10	Œuf de <i>Toxocara cati</i> .	14
Figure 11	Cycle évolutif de <i>Toxocara cati</i> .	15
Figure 12	Œufs de <i>Toxascaris leonina</i> .	16
Figure 13	<i>Rhipicephalus sanguineus</i> (différents stades parasitaires).	19
Figure 14	Puces du chat, <i>Ctenocephalides felis</i> .	20
Figure 15	Cycle de développement des puces chez le chat.	21
Figure 16	Situation géographique de la région de Djelfa.	23
Figure 17	Distribution des chats prélevés selon le sexe et l'âge.	26
Figure 18	Distribution des chats prélevés selon le mode de vie.	26
Figure 19	Récolte et conservation des fèces.	28
Figure 20	Étapes de l'examen direct.	30
Figure 21	Étapes de la technique de flottaison.	31
Figure 22	Étapes de la technique de sédimentation formol-Ether.	32
Figure 23	Étapes de la coloration de Ziehl Neelsen modifiée.	33
Figure 24	Collecte des tiques sur le cou d'un chat à l'aide d'une pince.	34
Figure 25	Conservation des tiques dans des tubes étiquetés contenant l'éthanol à 70%.	35
Figure 26	Loupe binoculaire pour l'identification des ectoparasites.	35
Figure 27	Prévalence globale de l'infestation par les endoparasites.	37

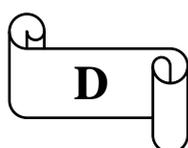
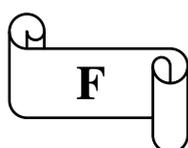


Figure 28	Taux d'infestation par les différentes espèces parasitaires identifiées chez les chats examinés.	38
Figure 29	Observation microscopique des oocystes d' <i>Isoospora</i> spp. (G×40).	39
Figure 30	Observation microscopique d'œuf de <i>Toxascaris leonina</i> (G×40).	39
Figure 31	Observation microscopique d'œuf de <i>Toxocara cati</i> (G×40).	40
Figure 32	Observation microscopique d'une larve de nématode (G×40).	40
Figure 33	Observation microscopique d'un <i>Ancylostoma</i> spp. (G×40).	41
Figure 34	Prévalence globale de l'infestation parasitaire selon le sexe.	42
Figure 35	Taux d'infestation par les différentes espèces parasitaires identifiées selon le mode de vie des chats examinés.	44
Figure 36	Prévalence de l'infestation par <i>Rhipicephalus sanguineus</i> .	46
Figure 37	<i>Rhipicephalus sanguineus</i> (face dorsale et face ventrale)	47
Figure 38	Infestation par les tiques au niveau de l'oreille (A), la tête (B) et le cou (C) du chat	47

LISTE DES TABLEAUX

Numéro	Titre	Page
Tableau 01	Données climatiques de la région de Djelfa.	24
Tableau 02	Nombre de chats prélevés dans les différentes stations d'étude.	26
Tableau 03	Prévalence globale du parasitisme.	37
Tableau 04	Taux d'infestation par les différentes espèces parasitaires identifiées.	38
Tableau 05	Taux du parasitisme global selon le sexe.	41
Tableau 06	Prévalence des différentes espèces parasitaires identifiées selon le sexe des chats examinés.	42
Tableau 07	Taux du parasitisme global selon l'âge.	43
Tableau 08	Prévalence des différentes espèces parasitaires identifiées selon l'âge des chats examinés.	43
Tableau 09	Taux du parasitisme global selon le mode vie.	44
Tableau 10	Taux du parasitisme global selon la présence ou l'absence d'une diarrhée.	45
Tableau 11	Prévalence des différentes espèces parasitaires identifiées selon la présence ou l'absence d'une diarrhée chez les chats examinés.	45
Tableau 12	Prévalence globale du parasitisme.	46
Tableau 13	Prévalence de <i>Rhipicephalus sanguineus</i> selon le sexe des chats examinés.	48
Tableau 14	Prévalence de <i>Rhipicephalus sanguineus</i> selon l'âge des chats examinés.	48
Tableau 15	Prévalence de <i>Rhipicephalus sanguineus</i> selon le mode de vie des chats.	49



LISTE DES ABRÉVIATIONS

Cm : Centimètre

D.P.S.B : Direction de la Programmation et du suivi budgétaire

Kg : kilogramme

K m² : Kilomètre carré

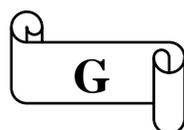
mm : Millimètre

O.M.S : Organisation mondiale de la Santé

O.N.M : Office Nationale de Météorologie

µm : Micromètre

% : Pourcent



Introduction

Introduction

Plus de 600 millions de chats vivent parmi les humains dans le monde (DRISCOLL *et al.*, 2009), dans une relation naturelle, qui procure du confort, réduit le stress et procure un sentiment accru de relaxation, car les chats ont un impact positif sur différents milieux de vie, influencent l'aspect social et émotionnel et offrent un mode de vie relativement actif. Mais malgré tous les points positifs qu'ils ont, ces animaux de compagnie restent une source de nombreuses maladies bactériennes, virales et parasitaires (ARRUDA *et al.*, 2021).

Les parasites des chats appartiennent à des taxons très éloignés, qui représentent l'ensemble des agents internes et externes, qui vivent dans le corps de ces animaux. Les endoparasites occupent les cavités reliées à l'extérieur (cavité pulmonaire, tube digestif, système circulatoire), tandis que les ectoparasites se localisent à l'extérieur sur la peau et les poils des chats. Les endoparasites sont représentés par diverses espèces de protozoaires (exemple : *Toxoplasma gondii*) et helminthes (*Toxocara cati*) infestant aussi bien les chats domestiques que sauvages. Les ectoparasites sont des arthropodes, représentés principalement par différentes espèces de tiques et puces (GENCHI *et al.*, 2021).

Les infestations parasitaires chez le chat peuvent être fréquemment asymptomatiques, mais dans certains cas, des infections subaiguës ou aiguës peuvent être observées (PERRINE *et CLAIRE*, 2017). Certains agents parasitaires ont un impact zoonotique important où ils peuvent provoquer de graves maladies chez l'homme. Généralement, les carnivores domestiques comme les chats et les chiens sont des hôtes définitifs ou réservoirs de plus de 60 agents zoonotiques chez l'homme, transmis principalement par voie oro-digestive (transmission oro-fécale) (ALHO *et al.*, 2018 ; SARVI *et al.*, 2018).

Plusieurs études ont été menées dans les différentes régions du monde sur l'épidémiologie des maladies parasitaires du chat domestique. Ces études ont rapporté des données variables sur la prévalence des différentes espèces parasitaires adaptées aux chats et les facteurs de risque associés à ces infestations (exemple ; en Italie par SAUDA *et al.*, 2018 ; USA par NAGAMORI *et al.*, 2018).

Introduction

En Algérie, l'épidémiologie des infestations parasitaires chez le chat est mal connue où très peu d'études ont été menées. En plus, la conscience à l'intérieure de communauté à propos du risque de chat comme une source importante des parasites zoonotiques pour l'homme est absente. A cet effet, notre étude a pour objectif principaux :

- L'estimation de la prévalence des principaux parasites digestifs infestant le chat domestique dans quelques localités situées dans la région steppique de Djelfa.
- L'estimation de la prévalence et l'inventaire des parasites externes (tiques et puces).
- Evaluation du risque zoonotique des parasites identifiés.

PARTIE

BIBLIOGRAPHIQUE

Chapitre I :

Les parasites internes et externes infestant le chat domestique



I.1. Principaux parasites internes

Les endoparasites du chat constituent un problème quotidien de la médecine vétérinaire, que ce soit en milieu rural ou urbain, en particulier ceux ayant un impact zoonotique (SARVIET *et al.*, 2018). Les parasites internes chez le chat appartiennent à des groupes zoologiques très variés incluant les protozoaires, et des helminthes (*plathelminthes* et *némathelminthes*).

Dans ce chapitre, nous parlerons sur les principales parasitoses intestinales, les plus fréquentes chez les chats.

I.1.1. Protozoaires

Chez le chat, les protozoaires sont peu fréquents (EUZEBY,1987), mais il y a des protozoaires avec potentiel zoonotique connu et important comme *Toxoplasma gondii*.

I.1.1.1. *Giardia intestinalis*

Giardia intestinalis (synonymes : *G. lamblia*, *G. duodenalis*) est un protozoaire flagellé du phylum *Sarcomastigophora* et de l'ordre *Diplomonadida*, qui infecte le tube digestif de plusieurs espèces mammifères. Actuellement, l'espèce *G.intestinalis* est subdivisée en assemblages (génotypes) nommés de A à G de spécificité d'hôte variable (ASGHARI *et al.*, 2022). Certains génotypes sont zoonotiques (CAO *et al.*, 2020). Les souches de l'assemblage F sont rencontrées principalement chez le chat, et les souches des assemblages A et B sont celles qui sont retrouvées généralement chez l'homme et chez les ruminants, mais sont aussi retrouvées chez les carnivores domestiques (THAKUR *et al.*, 2021). *G.intestinalis* présente un cycle évolutif simple, monoxène (pas de reproduction sexuée) (Figure 03). Deux formes distinctes caractérisent le cycle de développement de ce flagellé : la forme végétative (trophozoïte), piriforme "poire coupée en 2" avec une extrémité postérieure très effilée (Figure 01) (ANOFEL, 2014).

Le kyste (forme de résistance immobile), très commun dans les selles des sujets infectés (EINARSSON *et al.*, 2016), avec une forme ovoïde à coque mince, claire, lisse, et réfringente. Ces formes sont résistantes dans le milieu extérieur en assurent la transmission du parasite.



Figure 01 : Trophozoïtes de *G. duodenalis* colorée au Giemsa (CDC, 2018)

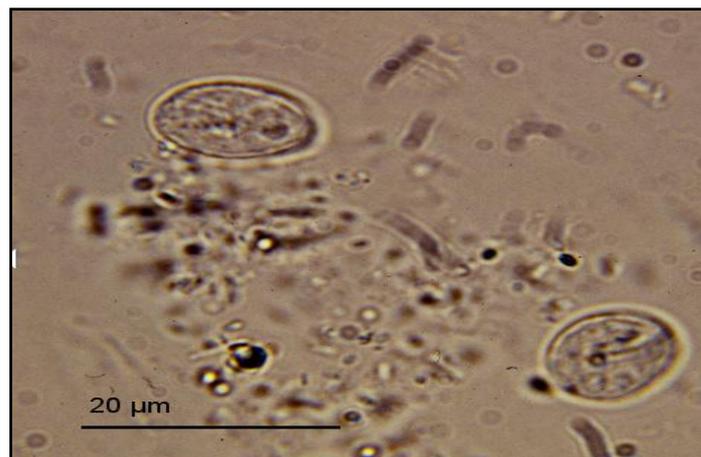


Figure 02 : Kyste de *G. intestinalis* (ESCAPE, 2021)

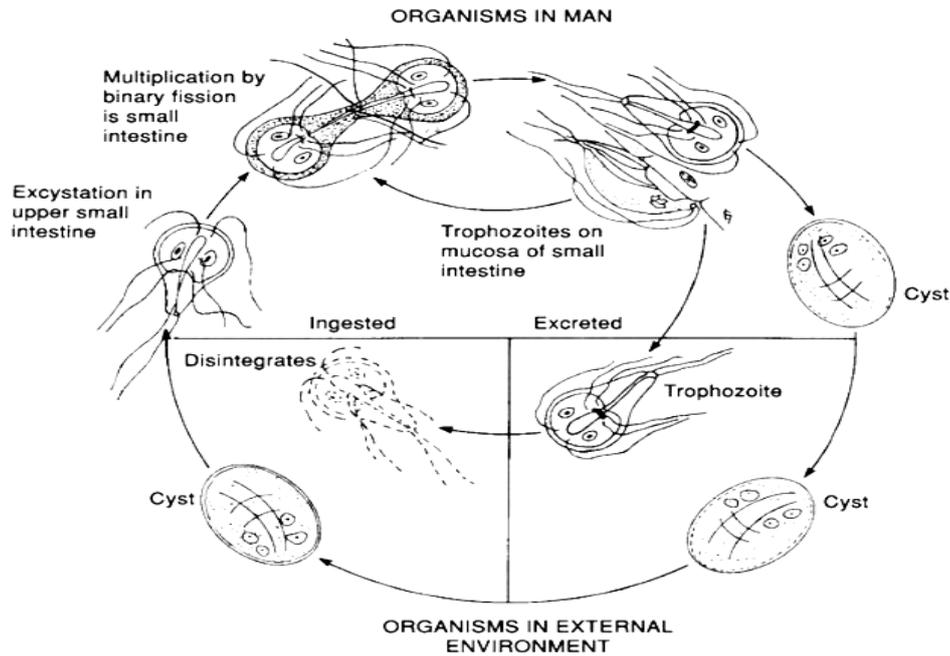


Figure 03 : Cycle évolutif de *Giardia intestinalis* (SMITHE et PAGET, 2007).

La giardiose est une zoonose cosmopolite avec une aire de répartition mondiale. Le parasite infecte en moyenne 2 % des adultes et 8 % des enfants dans les pays développés et jusqu'à 33 % des individus dans les pays en développement (DUNN et JUERGENS, 2020 ; FEKETE *et al.*, 2021).

La maladie chez l'animal comme le chat est rarement associée à des symptômes cliniques, mais elle peut aussi provoquer une diarrhée mucoïde, pâteuse, intermittente ou persistante avec une stéatorrhée, une anorexie, des vomissements, une perte de poids et un abattement, notamment chez chatons co-infectés par un autre pathogène digestif, virus ou bactérie (ESCCAP, 2013). Chez l'homme, la giardiose est associée à des signes cliniques généraux et digestifs chez les patients immunodéprimés, particulièrement les sidéens. Généralement, le diagnostic se fait soit par examen rapide des selles fraîches pour mise en évidence du trophozoïte ou par flottation pour la recherche des kystes (SOARES et TASCA, 2016 ; SINGER *et al.*, 2019).

I.1.1.2. *Toxoplasma gondii*

Toxoplasma gondii est un protozoaire intracellulaire obligatoire, qui fait partie des *Apicomplexa*, l'agent de la toxoplasmose (TAREKEGN *et al.*, 2020 ; LOPEZ *et al.*, 2022). La toxoplasmose est très répandue chez l'homme où le chat représente la source principale de la maladie (MILNE *et al.*, 2020). *T. gondii* est la seule espèce au sein du genre *Toxoplasma*. Morphologiquement, *T. gondii* possède 3 formes incluant la tachyzoïte (Figure 04) ou une forme végétative qui se trouve chez l'hôte intermédiaire. Cette forme est endocellulaire piriforme, arquée, avec une extrémité effilée. La forme bradyzoïte qui se trouve aussi chez l'hôte intermédiaire, de structure voisine du tachyzoïte. Sa multiplication est lente et se retrouve dans une cellule nerveuse ou musculaire (BESSIERES *et al.*, 2008). Les bradyzoïtes sont plus résistants que les tachyzoïtes. Finalement, l'oocyste est le résultat de la reproduction sexuée chez le chat (hôte définitif). L'oocyste a une forme ovoïde qui est très résistante dans le milieu extérieur (DELGADO *et al.*, 2022).

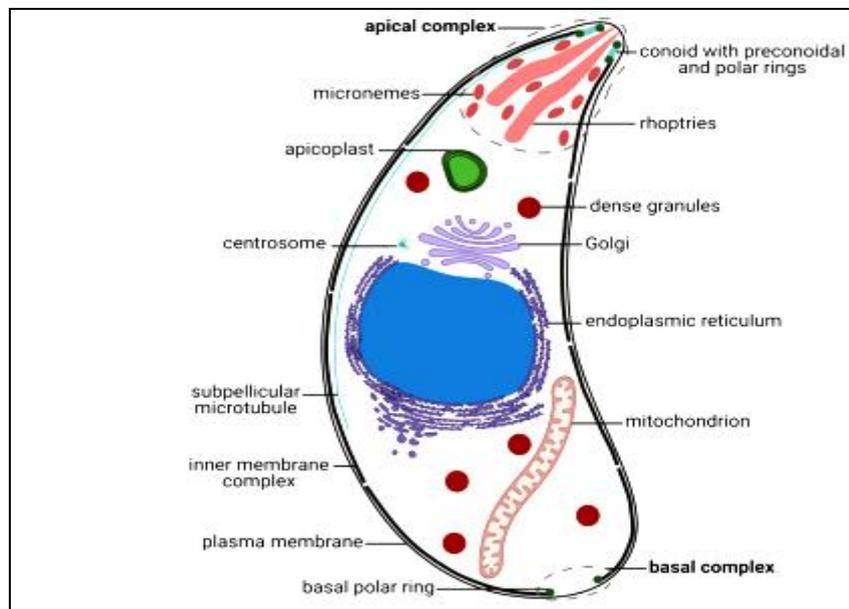


Figure 04 : Schéma d'un tachyzoïte de *T. gondii* (DELGADO *et al.*, 2022).

Le cycle de développement de *T. gondii* peut être monoxène ou hétéroxène (Figure 05). Seuls les chats et quelques autres félinés sont des hôtes définitifs. L'hôte intermédiaire est un vertébré à sang chaud, mammifère ou oiseau (MILNE *et al.*, 2020). Le chat expulse avec ses excréments les oocystes non sporulés, qui sporulent (formation des sporozoïtes) dans le milieu extérieur. Si les oocystes sporulés sont ingérés par un hôte intermédiaire, les sporozoïtes passent dans le sang et envahissent divers organes, particulièrement le tissu musculaire (LOPEZ *et al.*, 2022). Ils se reproduisent uniquement et indéfiniment par schizogonie en donnant des kystes à bradyzoïtes (BESSIERES *et al.*, 2008). La contamination de l'homme (hôte intermédiaire) peut se faire par ingestion des oocystes sporulés lors de contact avec des chats infestés ou des nourritures souillées, ou par ingestion des viandes infestées mal cuites provenant des herbivores contaminés. La transmission transplacentaire est aussi possible par le passage des tachyzoïtes de la mère vers le fœtus.

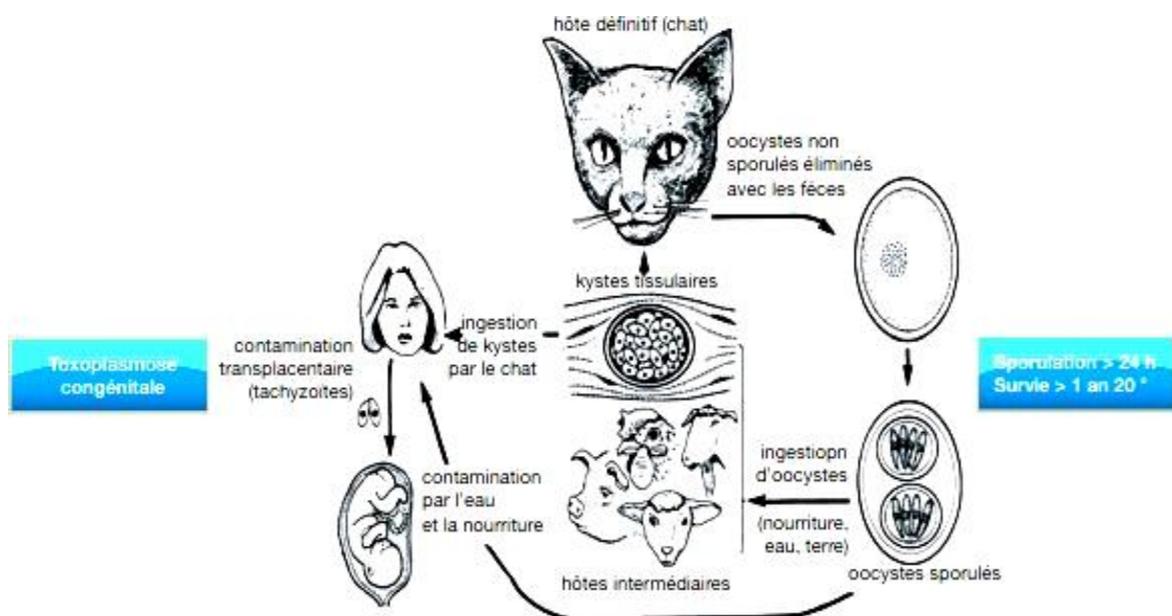


Figure 05 : Cycle évolutif de *T. gondii* (MILNE *et al.*, 2020).

La toxoplasmose est une des plus fréquentes infections parasitaires zoonotique dans le monde entier (LOPEZ *et al.*, 2022). La prévalence de cette parasitose est augmentée avec l'âge et varie en fonction de l'environnement et des habitudes alimentaires (ANOFEL, 2014). La femme enceinte et nourrissons sont la plus sensibles à l'infection. Chez les chats adultes, les herbivores, et les personnes immunocompétents, l'infection passe généralement inaperçu. Les chatons infectés in utero peuvent montrer des signes d'infection après la naissance et les infections prénatales de chatons sont souvent fatales (PERRINE *et CLAIRE*, 2017).

I.1.1.3. *Isospora* spp. (syn. *Cystoisospora* spp.)

Ce sont des protozoaires coccidiens du genre *Isospora*, qui sont spécifiques d'hôte et se multiplient dans l'intestin grêle et excrétés dans les selles. Les espèces qui parasitent les chats sont *Isospora felis* et *Isospora rivolta* (MICHAEL *et* LAPPIN, 2014). Ces parasites se présentent sous trois stades de développement (schizontes, gamontes et oocystes) selon le cycle de développement. *Isospora* possède un cycle de développement hétéroxène (WALDEN *et* MITCHELL, 2021). Le chat est un hôte définitif, chez lequel, une multiplication asexuée et sexuée se produit principalement dans l'intestin grêle (LEVINE *et* IVENS, 1981 ; WALDEN *et* MITCHELL, 2021). Les chats sont infectés par ingestion d'oocystes sporulés ou d'hôtes paraténiques (souvent des rongeurs, mais aussi des lapins, des ruminants, des oiseaux et d'autres proies). Après le développement dans l'hôte final, les oocystes sont évacués dans les fèces et subissent une sporulation dans l'environnement (PERRINE *et* CLAIRE, 2017).

Isospora spp. sont des parasites coccidiens le plus représenté parmi les coccidioses des carnivores domestiques, et ayant une distribution mondiale. Les infections sont très fréquentes, en particulier chez les jeunes animaux (MICHAEL *et* LAPPIN, 2014). L'isosporose provoque la diarrhée chez les jeunes où dans certains cas il existe du sang dans les selles. Les oocystes sont retrouvés dans les matière fécale et peuvent être détectés par des examens coprologique (JOHN *et al.*, 2020 ; EKAWASTI *et al.*, 2021).

I.1.1.4. *Cryptosporidium* spp.

Cryptosporidium est un protozoaire coccidien qui appartient au phylum *Apicomplexa*, à la classe de *Sporozoasida* et à la famille *Cryptosporididae* qui comporte un seul genre. *Cryptosporidium* infecte l'intestin grêle principalement des jeunes ruminants, mais également plusieurs autres mammifères dont les chats (GARCIA-LIVIA *et al.*, 2020). Le chat est infecté par l'espèce zoonotique *Cryptosporidium parvum* et *Cryptosporidium felis* qui a été rapporté dans plusieurs pays (SARGENT *et al.*, 1998). Les cryptosporidies se présentent par un cycle monoxène lié directement à l'ingestion d'oocystes infectants présents dans l'environnement par une espèce hôte appropriée (Figure 06) (GAJADHAR *et al.*, 2015), suivie de l'excystation et de trois stades de reproduction (mérogonie, gaméto gonie et sporogonie) chez le même hôte. Ce parasite ne se multiplie pas dans l'environnement et le cycle de développement complet peut se compléter à l'intérieur de l'hôte en deux jours (Figure 07) (VILLENEUVE, 2003). L'infection chez le chat est généralement asymptomatique.

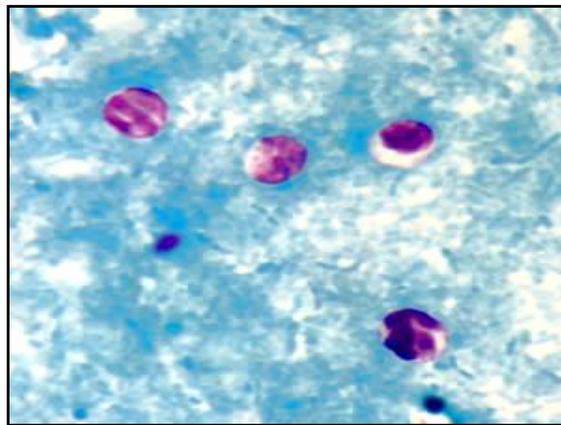


Figure 06 : *Cryptosporidium* spp. Oocystes colorés avec la technique de Ziehl Neelsen modifiée. (CDC, 2019).

Les humains peuvent être infectés par *Cryptosporidium* spp. par contact direct avec des animaux ou par ingestion d'eau et d'aliments contaminés (CHEN *et al.*, 2021).

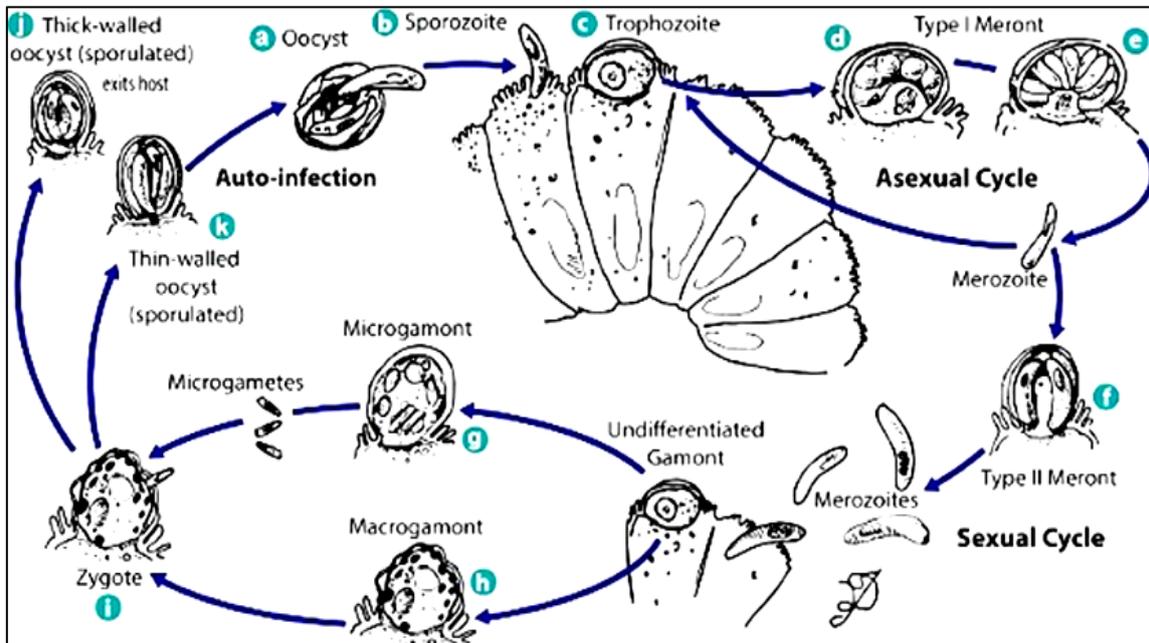


Figure 07 : Cycle évolutif de *Cryptosporidium* spp. (CDC, 2019).

I.1.2. Helminthes

Chez les chats on distingue deux sortes de vers en fonction de leur forme : les vers ronds les nématodes, et les vers plats les cestodes.

I.1.2.1. Plathelminthes

I.1.2.1.1. *Dipylidium caninum*

Dipylidium caninum (Cestoda : Dilepididae) est un type de Taenia banal, chymivore plus souvent rencontré chez le chien et le chat et rarement chez l'homme.

L'adulte de *D. caninum* vit dans l'intestin grêle du chien, du chat et éventuellement de l'homme avec long mesure environ 46 cm (Figure 08) (HOSSAIN *et al.*, 2021). Il possède un scolex à quatre ventouses avec rostre rétractable qui comporte quatre rangées de crochets permettant la fixation à l'intestin de l'hôte. Les hôtes intermédiaires pour ce cestode sont les puces et plus rarement les poux (SAINI *et al.*, 2016).

Le cycle évolutif se fait par l'ingestion de puces adultes parasitées (Figure 09) (HOSSAIN *et al.*, 2021). Les anneaux ovigères du parasite sont évacués avec les fèces du carnivore et tombent sur le sol. Ces anneaux mobiles libèrent des œufs dans le milieu extérieur. Les œufs sont ingérés et se développent en cysticercoïdes dans la cavité générale d'une larve de puce (WANI *et al.*, 2015). Le parasite acquiert alors sa forme adulte dans l'intestin grêle du carnivore où il produira les anneaux ovigères (HOSSAIN *et al.*, 2021).

La dipylidiose est une zoonose causée lors d'ingestion accidentelle par l'homme de puces contaminées (GUTEMA *et al.*, 2021). Rares cas ont été recensés chaque année (GARCIA-AGUDO *et al.*, 2014). Chez les chats et l'homme, l'infection est asymptomatique, mais dans certains cas, il y a des symptômes digestifs comme la diarrhée, perte d'appétit et prurit anal (WANI *et al.*, 2015 ; GUTEMA *et al.*, 2021). Le diagnostic biologique de cette parasitose se fait par la recherche de capsules ovigères dans les selles avec émission de segments bien visibles au microscope.

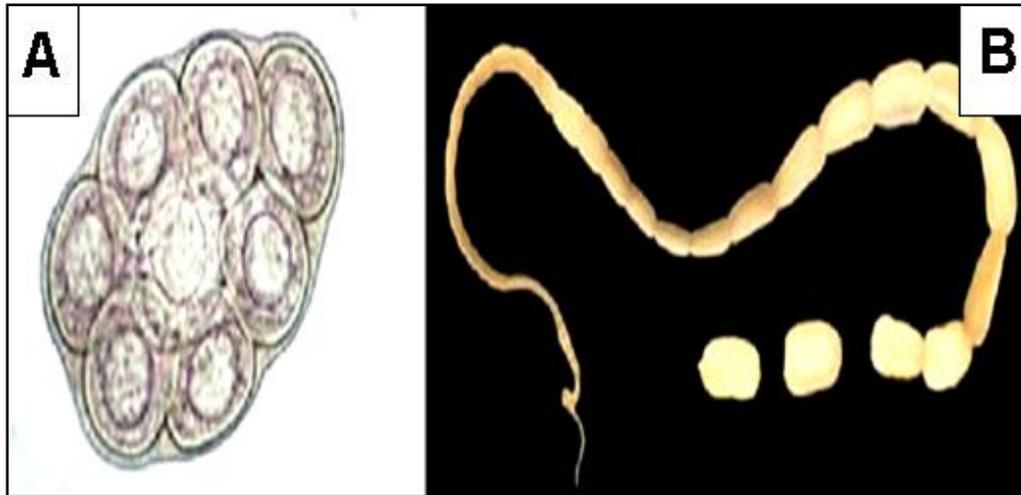


Figure 08 : œufs de *D. caninum*, contenant 8 œufs visibles (A), adulte de *D. caninum* (B) (CDC, 2019).

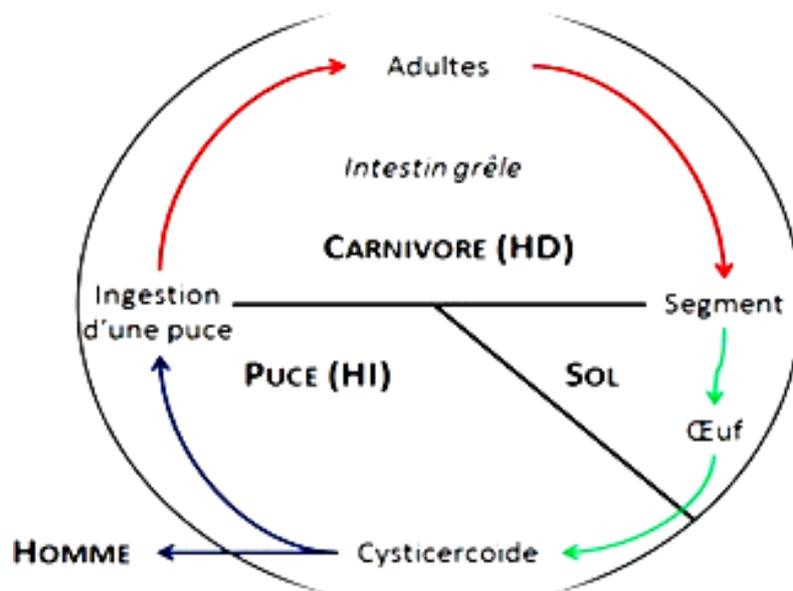


Figure 09 : Cycle évolutif de *D. caninum* (BEUGNET et HALOS, 2015).

I.1.2.1.2. *Taenia taeniaeformis*

Taenia taeniaeformis est un long ver plat *cyclophyllide* appartenant à une famille de *Taenidae*, le plus répandu chez les chats (GUO, 2020). Il a été trouvé aussi chez l'homme, mais extrêmement rare, et chez rongeurs comme hôtes intermédiaires.

Le cycle de développement naturel de *T. taeniaeformis* alterne entre un hôte définitif (chats ou chiens) et un hôte intermédiaire (principalement des rongeurs et moins fréquemment des lagomorphes et des humains) (LAVIKAINEN *et al.*, 2016). Les ténias adultes habitent l'intestin grêle des chats ou des chiens définitifs et libèrent les segments terminaux dans l'environnement. Les rongeurs qui servent d'hôtes intermédiaires dans les muscles et le foie sont infectés par l'ingestion d'œufs ou de proglottis gravides contaminant la nourriture ou l'eau (GUO, 2020).

Taenia taeniaeformis est l'un des parasites les plus robustes du ténia, largement distribué dans le monde (GUO, 2020). Il n'est pas spécifique à une région en particulier. La transmission chez le chat se fait par l'ingestion des viscères ou de la cavité péritonéale d'un rongeur infecté. Ainsi les chats ayant accès à l'extérieur et un comportement chasseur sont plus exposés (PERRINE *et CLAIRE*, 2017). Les infections à *T. taeniaeformis* chez les chats ont très rarement une signification clinique avec seulement quelques cas d'occlusion intestinale dus à des infections extrêmement graves. Des adultes de *T. taeniaeformis* ont été récupérés rarement dans les intestins de l'homme. Le stade larvaire a été trouvé dans un kyste séreux présent dans le foie d'un patient humain (BOWMAN *et al.*, 2002). Le diagnostic de ce cestode est basé sur l'observation de proglottis dans les selles (ILONA *et al.*, 2012).

I.1.2.2. Némathelminthes

I.1.2.2.1. *Toxocara cati*

Toxocara cati est un nématode ascarides (vers ronds) gastro-intestinal, qui fait partie du genre *Toxocara*. Cette espèce est spécifique aux chats qui sont infectés à un moment donné de leur vie (TIMOTHY *et al.*, 2020).

Les vers adultes de *T. cati* sont blanchâtres, à section ronde, facilement reconnaissables à leurs larges ailes céphaliques, qui se trouvent dans l'intestin grêle (ILONA, 2012). Les œufs sont de grande taille (75 à 85 µm de diamètre), sphériques à subsphériques, entourés d'une épaisse paroi d'aspect crénelé (Figure 10) (OVERGAAUW et VAN KNAPEN, 2013).

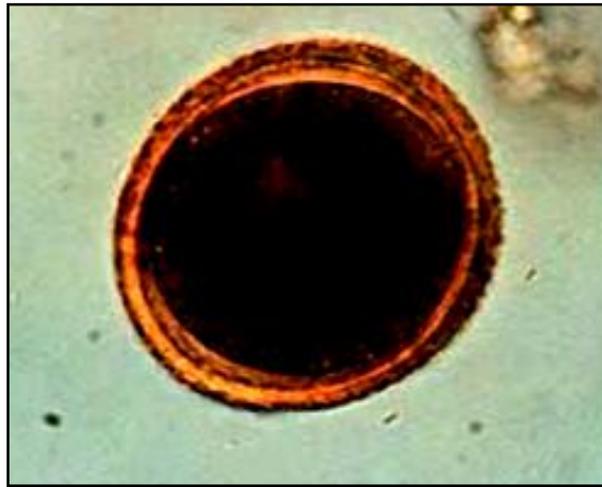


Figure 10 : Œuf de *Toxocara cati* (OVERGAAUW et VAN KNAPEN, 2008).

Les nématodes matures *T. cati* vivent dans les intestins des chats qui représentent l'hôte définitif (Figure 11). Ils produisent de grands nombre d'œufs embryonnés, qui sont excrétés dans les selles (OVERGAAUW et NIJSSE, 2020). Le cycle de vie peut être direct (par ingestion d'embryons infectieux) ou indirect (par ingestion d'hôtes paraténiques infectés tels que des rongeurs, des oiseaux, des vers ou des mollusques) (TIMOTHY *et al.*, 2020). Contrairement aux chiens, il n'y a pas de migration transplacentaire chez les chats, bien que l'infection par *T. cati* entraîne une migration foie-poumon des larves, et parce que les larves peuvent également être présentes dans le lait, elles peuvent être transmises aux chatons nouveau-nés (CHIA-KWUNG, 2020).

La toxocarose est une parasitose zoonotique intestinale à distribution cosmopolite. Généralement, *T. cati* est plus fréquemment rencontré chez les chatons et les jeunes chats que chez les adultes. La séroprévalence est variable chez l'homme (SHAWA *et al.*, 2020). Les chatons infectés par *T. cati* ne présentent souvent aucun signe clinique, mais dans certain cas, les signes cliniques sont variés et incluent retard de croissance, appétit irrégulier et troubles gastro-intestinaux. Le diagnostic de l'infection repose sur des techniques de flottation fécale pour démontrer la présence des œufs (IILONA *et al.*, 2012).

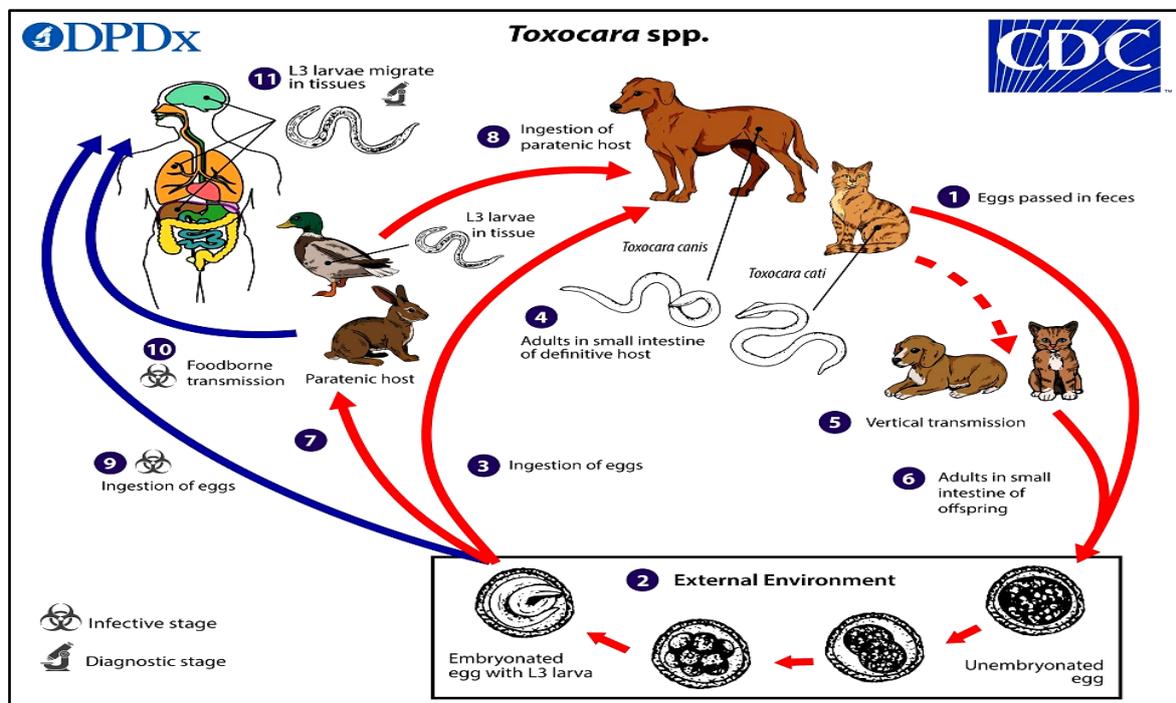


Figure 11 : Cycle évolutif de *Toxocara cati* (CDC, 2019).

I.1.2.2.2. *Toxascaris leonina*

Toxascaris leonina est un nématode de la famille *Ascarididae*, apparenté aux autres ascarides du chat et du chien (*T. cati* et *T. canis*), et ascarides de l'homme (*Ascaris lumbricoïdes*) (ROSTAMI *et al.*, 2020). Les adultes sont trouvés dans le tube digestif des chats, chiens et d'autres canidés et félidés (en tant qu'hôtes définitifs) et d'autres mammifères et oiseaux (en tant qu'hôtes paraténiques) (ROSTAMI *et al.*, 2020 ; XUE *et al.*, 2014). Les vers mâles et femelles sont de couleur blanc rosé, qui se nourrissent de chyme intestinal et facilement visibles à l'œil nu (XUE *et al.*, 2014). Les œufs mesurent environ 75 à 85 µm, sont sous-sphériques avec une coquille épaisse et lisse, et sont très résistants aux conditions environnementales défavorables. *T. leonina* n'est pas connue comme parasite zoonotique.

Le cycle évolutif est similaire à celui de *T. cati*, mais la contamination par ingestion est la seule possible. Les œufs émis dans l'environnement deviennent infestants en trois à six jours. Le carnivore domestique ingère soit l'œuf larvé, soit un hôte paraténique contaminé. La larve est libérée dans l'intestin grêle où elle pénètre la muqueuse. Après plusieurs mues, les formes pré- adultes rejoignent la lumière de l'intestin (EPE, 2009).

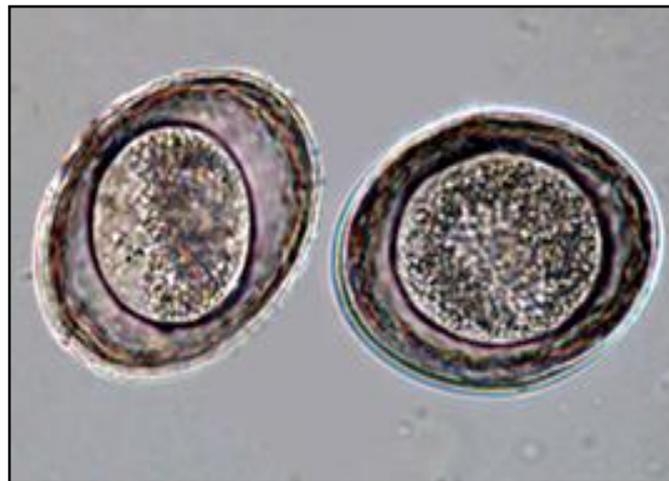


Figure 12 : Œufs de *Toxascaris leonina* (SAARI *et al.*, 2019).

Toxoscaris leonina a une répartition mondiale (ROSTAMI *et al.*, 2020). La principale voie de transmission de ce nématode chez les chiens est probablement par des œufs infectieux et pour les chats par des hôtes paraténiques infectés (XUE *et al.*, 2015). La transmission des parasites par les œufs infectieux dans l'environnement est facilitée par les propriétés des œufs, qui peuvent survivre et rester infectieux pendant des mois, voire des années. Les œufs ne sont pas immédiatement infectieux, mais nécessitent au moins une semaine dans l'environnement pour devenir infectieux pour les hôtes définitifs et paraténiques. Les symptômes chez les jeunes hôtes sont beaucoup plus importants que chez les adultes. Des troubles digestifs caractérisent essentiellement l'infection par *T. leonina* (XUE *et al.*, 2014). Pour un diagnostic spécifique, des parasites adultes peuvent être trouvés dans les matières fécales ou les vomissements, et les œufs peuvent être détectés lors de la flottation fécale (DAVID *et ELSEMORE*, 2020).

I.1.2.2.3. *Ancylostoma tubaeformae*

Ancylostoma tubaeformae fait partie des ankylostomes du chat, parasite hématophage, appartient au ordre de *Strongylida* et famille *Ancylostomatidae* (TULI *et al.*, 2022). Il vit dans l'intestin grêle proximal et possède une capsule buccale à trois paires de crochets et une paire de dents triangulaires ventrales (YOUSSEFI *et al.*, 2010). Les femelles sont prolifiques et pondent des œufs ovoïdes à extrémités arrondies, à paroi lisse et mince, qui contiennent une morula de huit à seize cellules remplissant presque totalement l'œuf (PERRINE *et CLAIRE*, 2017). *A. tubaeformae* est un parasite spécifique des félins dont le mode d'infestation majeur est la voie transcutanée (YOUSSEFI *et al.*, 2010).

Ancylostoma tubaeformae a un cycle évolutif direct. Les chats peuvent être infectés par ingestion ou pénétration cutanée de larves de troisième stade dans l'environnement, ou par ingestion de larves de troisième stade chez des hôtes paraténiques (REINEMEYER, 2016). L'importance relative de ces voies de transmission n'est pas connue.

Les ankylostomidoses sont des helminthiases répandues principalement dans les régions les plus chaudes du monde (REINEMEYER, 2016). *A. tubaeformae* se porte mieux dans des conditions environnementales chaudes et humides qui favorisent le développement et la survie des larves infectantes. Une hygiène sous-optimale favorise également le parasite en exposant les chats sensibles à ces larves (PERRINE *et* CLAIRE, 2017). Les signes cliniques généraux y compris l'anémie et perte de poids ou perte de croissance, sont plus fréquents chez les chatons que les chats adultes. Nombreux chats infectés ne développent pas de maladie clinique grave (TULI *et al.*, 2022). Le diagnostic est basé en utilisant la flottation fécale pour récupérer les œufs.

I.2. Principaux parasites externes

I.2.1. Tiques

Les tiques sont des arthropodes ectoparasites courants et importants chez les animaux et à hôtes peu spécifiques. Les chats sont plus fréquemment parasités par différents espèces de tiques, particulièrement *Ixodes scapularis* et *Rhipicephalus sanguineus* (SUSAN *et al.*, 2018).

Rhipicephalus sanguineus est une tique monotrope dont les trois stades parasitent essentiellement les chiens (Figure 13). Toutefois, dans certaines zones géographiques, elle semble présenter une plus grande variété d'hôtes avec notamment des petits mammifères (rongeurs, lapins), des carnivores domestiques et sauvages (chats, canidés sauvages) (DANTAS-TORRES, 2008), ou même des oiseaux et des reptiles (GRAY *et al.*, 2013). Par ailleurs, bien que *R. sanguineus* soit considérée comme peu anthropophile, le nombre de déclarations d'infestation humaine est de plus en plus important (DANTAS-TORRES, 2008). *R. sanguineus* a une large distribution mondiale (Amérique du Nord et du Sud, Europe, Asie, Afrique, Océanie), et est considéré comme la tique la plus répandue dans le monde, adaptée à différentes conditions climatiques.

Rhipicephalus sanguineus représente le principal vecteur de nombreux agents pathogènes d'origine bactérienne (surtout les rickettsies), virale et parasitaire (*Babesia* spp.) aussi bien chez les animaux comme le chien et le chat que chez l'homme (DANTAS-TORRES, 2008).



Figure 13 : *Rhipicephalus sanguineus* (différents stades parasitaires), disponible sur le lien : (http://www.tickencounter.org/tick_identification/brown_dog_tick#top)

2.2.2. Puces

Les puces sont des parasites arthropodes, hématophages obligatoires (insectes siphonaptères), qui infestent à l'état adulte des mammifères et des oiseaux. Ils vivent sur le pelage et piquent l'animal pour se nourrir (ALMOSNI-LE SUEUR, 2015). Les œufs et les stades larvaires se trouvent dans le milieu extérieur.

La pulicose est une infestation causée par les puces chez les chats et les chiens comme chez la plupart des animaux domestiques. Généralement, cette infestation liées à la mauvaise hygiène, et peuvent être plus ou moins graves pour la santé de l'animal. La puce du chat *Ctenocephalides felis* est la plus fréquente, mais elle n'est pas spécifique d'hôte, elle peut aussi parasiter le chien et l'homme (SHAKYA *et al.*, 2019).



Figure 14 : Puces du chat, *Ctenocephalides felis* (CDC , 2018).

Les puces présentent un cycle classique direct (Figure 15). La femelle commence à pondre dans les 24 à 48 h après repas sanguin. Les œufs sont pondus sur le pelage de l'hôte, mais n'étant que déposés et non collés, ils tombent sur le sol et s'y accumulent. L'éclosion des larves a lieu en 48h et après 2 mues larvaires, la larve de troisième stade tisse un cocon très résistant dans lequel elle se transforme en nymphe puis en adulte (LAFON *et* SERCEAU, 2019).

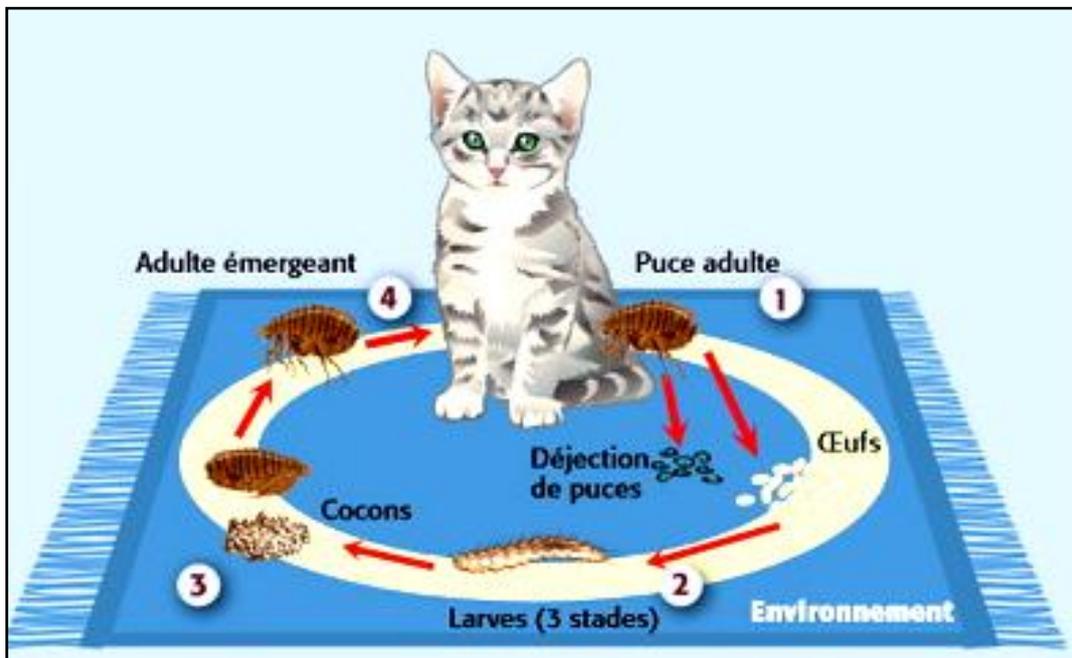


Figure 15 : Cycle de développement des puces chez le chat (ESCCAP, 2012).

Étant donné que les adultes des puces sont hématophages, leurs piqûres jouent un rôle pathogène dû à l'inoculation de leur salive irritante et allergisante lors de la piqûre. Lors d'infestations massives, les repas sanguins peuvent être à l'origine d'une anémie. Les puces comme les tiques sont des vecteurs de nombreux agents pathogènes chez le chat et les chiens (SHAKYA *et al.*, 2019 ; LAFON *et* SERCEAU, 2019).

PARTIE

EXPERIMENTALE

Chapitre II :

Matériels et Méthodes



❖ Objectifs

Notre étude vise essentiellement :

- ✓ Estimation de la prévalence des principaux parasites digestifs infestant les chats dans la région de Djelfa.
- ✓ Estimation de la prévalence et l'inventaire des parasites externes infestant les chats.
- ✓ Evaluation du risque zoonotique des parasites identifiés.
- ✓ Discussion des résultats obtenus à la lumière des autres travaux obtenus en Algérie et autres régions du monde pour faire sortir une conclusion sur la situation épidémiologique des parasites internes et externes du chat dans la région de Djelfa.

II.1. Région et période d'étude

II.1.1. Description de la région d'étude

La Wilaya de Djelfa est située dans la partie centrale de l'Algérie du Nord au-delà des piémonts Sud de l'Atlas Tellien en venant du Nord. Le chef-lieu de la Wilaya est à 300 kilomètres au Sud de la capitale. Elle est comprise entre 2° et 5° de longitude Est et entre 33° et 35° de latitude Nord. La superficie totale de la région de Djelfa est de 32 256,35 km², représentant 1,36% de la superficie totale du pays. La population est estimée de 1.475.000 habitants, soit une densité de 47,1 habitants/km² (D. P. S. B, 2020). La Wilaya de Djelfa est limitée (Figure 16) :

- Au Nord par les Wilayas de Médéa et de Tissemsilt
- A l'Est par les Wilayas de M'Sila et de Biskra
- A l'Ouest par les Wilayas de Laghouat et de Tiaret
- Au Sud par les Wilayas d'Ouargla, d'El Oued et de Ghardaïa.

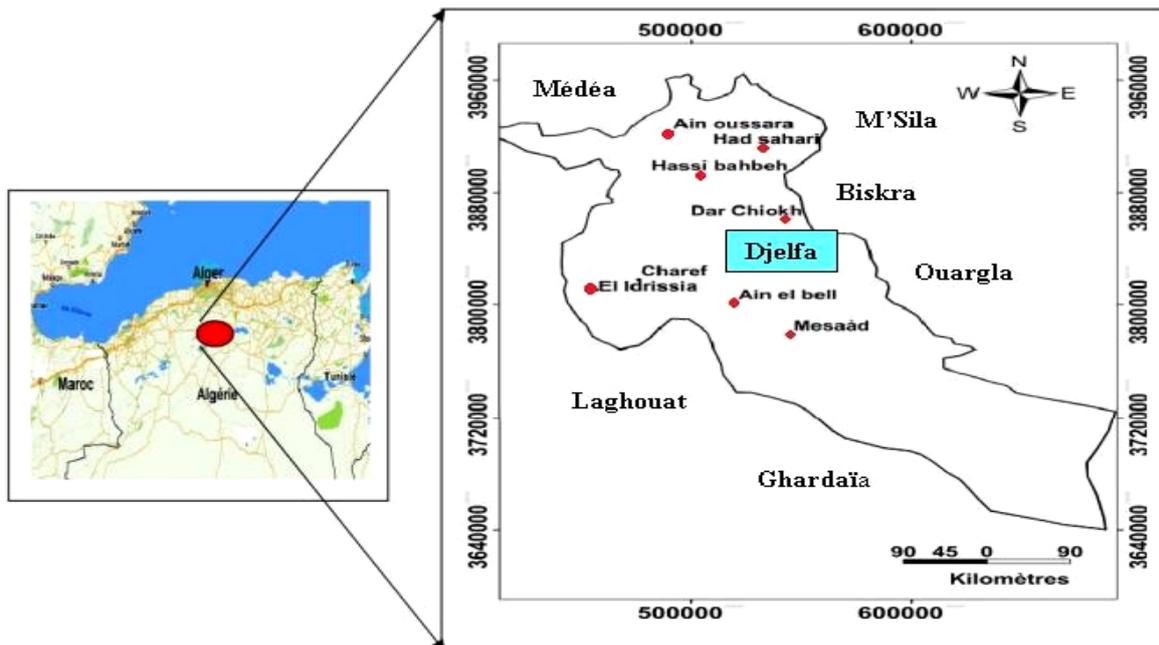


Figure 16 : Situation géographique de la région de Djelfa

(KOUSSA *et* BOUZIANNE, 2018).

II.1.1.1. Caractéristiques climatiques des régions d'étude

▪ Le climat

Djelfa est une zone semi-aride (centre et nord) à aride (sud), caractérisée par un climat sec avec des étés chauds et secs, et hivers froids. Des périodes de gèles très fortes caractérisent la saison hivernale (KOUSSA *et* BOUZIANNE, 2018).

• Température

Le mois le plus froid est janvier, caractérisé par une température moyenne minimale de 0,08°C, par contre le mois le plus chaud est juillet, caractérisé par une température moyenne maximale de 33,82°C (KOUSSA *et* BOUZIANNE, 2018).

Tableau 01 : Données climatiques de la région de Djelfa (O.N.M., Djelfa, 2022).

Année : (2021)						
Mois	T moy (°C)	T max (°C)	T min (°C)	(H)%	P (mm)	V (km/h)
Janvier	7.5	10.8	2.8	63.4	4.81	13.7
Février	10	14.1	3.9	51.1	18.3	12.3
Mars	10.2	13.6	4.3	53.3	13.46	8.6
Avril	15.6	19.6	8.5	42.2	0.76	10.3
Mai	21.5	25.4	13.6	38	77.47	11.3
Juin	27.2	31.7	18.9	30.7	35.55	12.9
Juillet	31	35.1	21.9	20.7	2.79	10.7
Août	30.8	35.5	21.8	25.7	6.09	12.2
Septembre	25.4	30.6	18.4	34.8	38.35	12
Octobre	16.8	20.6	9.4	48.5	8.13	6
Novembre	9.4	12.1	4.9	72	38.11	9.7
Décembre	8.5	12.4	2.9	63.1	5.59	9.4
Année : (2022)						
Mois	T moy (°C)	T max (°C)	T min (°C)	(H) %	P (mm)	V (km/h)
Janvier	6	10.4	-0.7	54.9	2.03	7.1
Février	9.7	14.3	2.5	50.4	23.11	6.9
Mars	9.4	12.2	5	67.1	59.95	12.8
Avril	13.5	17.4	7.8	56.3	53.34	14.5

Mai	20.6	25.1	12.5	40.1	27.68	9.1
Juin	30.3	34.6	21.1	19.5	3.05	16.8
Juillet	29.2	34.1	20.3	26	0.76	12.1
Aout	30.6	35.3	22	24.6	8.13	12.5
Septembre	25.1	29.8	18.1	42.4	28.18	15

Notre étude a été réalisée dans 3 stations situées dans la région de Djelfa, qui seront décrites ci- dessous :

- **Ville de Djelfa**

La ville de Djelfa est la capitale de la wilaya, à environ 300 km d'Alger. Elle a une superficie de 542,17 km² et elle est comprise entre 34° et 40° Nord, 3° et 15° Est (site : <http://Fr.db-city.com>).

- **Région de Dar Chioukh**

La région de Dar Chioukh est située à 33 km au Ville de Djelfa .Elle est positionnée entre 34° et 53.37° Nord, 3° et 29.26° Est. Elle a une superficie de 338,70 km², et 30 372 habitants (site : <http://Fr.db-city.com>).

- **Région Aïn Oussara**

Aïn Oussara est située à 88 km au nord de Djelfa et à 200 km au au sud d'Alger . elle occupe une superficie totale de 809,49 km² et elle est comprise entre 35° et 26.56° Nord, 2° et 54. 16° Est. Le nombre d'habitants à Aïn Oussara est 101 239 habitants (site : <http://Fr.db-city.com>).

II.1.2. Période d'étude

Notre étude a été réalisée durant la période de Février jusqu'à la fin du mois du Juin (2022).

II.2. Population des chats étudiés

Le nombre total des chats inclus dans cette étude était 150 chats, originaires de trois stations incluant Djelfa, Dar Chioukh et Ain Oussara (Tableau 2). Les chats prélevés sont représentés par 62 femelles (41%) et 88 mâles (59%). L'échantillon se compose de 68 animaux de moins de 6 mois (45.33%) de 10 chats âgés de plus de 6 mois à moins d'un an (6.66%), de 7 chats âgés de 1 à 2 ans (4.66%), de 6 chats âgés de 2 à 3 ans (4%) et enfin de 59 chats de plus de 3 ans (39.33%). (Figure 17).

Tableau 02 : Nombre de chats prélevés dans les différentes stations d'étude

Mois	Nombre de prélèvement		
	Djelfa	Dar Chioukh	Ain Oussara
Février	0	0	0
Mars	4	7	0
Avril	23	11	5
Mai	30	9	2
Juin	36	10	13
Total	93	37	20

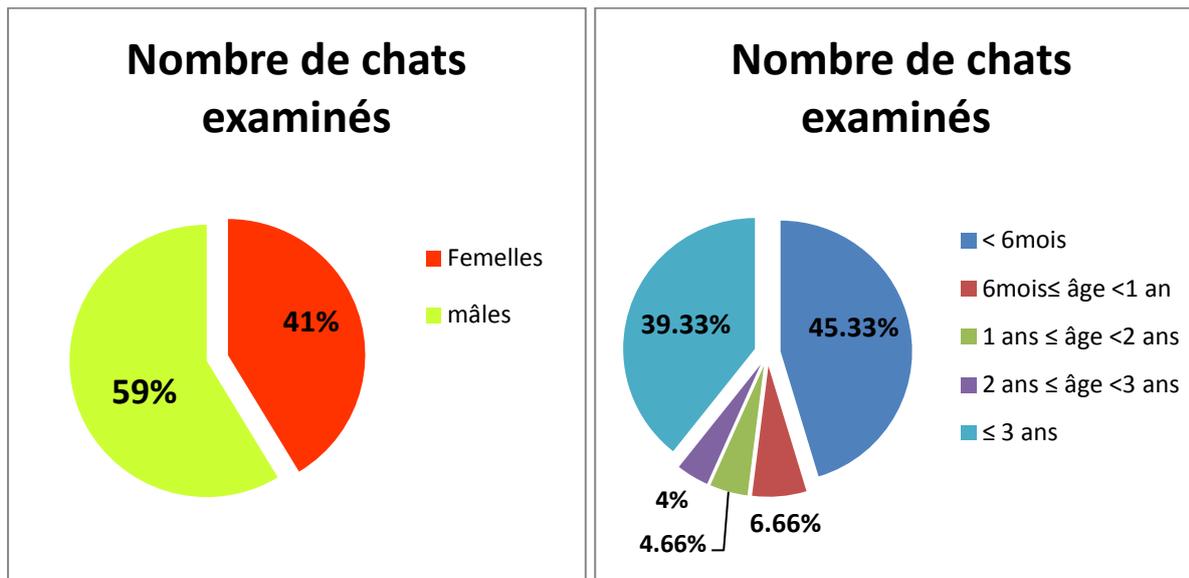


Figure 17 : Distribution des chats prélevés selon le sexe et l'âge.

Durant notre enquête, 25 chats prélevés vivaient à l'intérieur (sans accès), 57 chats vivaient en intérieur mais capables de sortir (avec accès à l'extérieur), et enfin 68 chats sont des errants (vivent en extérieur seulement) (Figure 18).

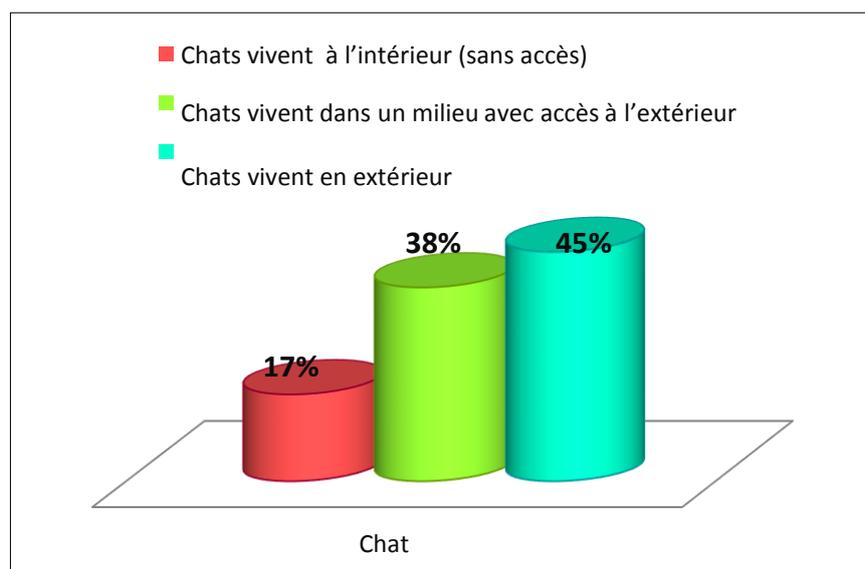


Figure 18 : Distribution des chats prélevés selon le mode de vie

Parmi les 150 chats examinés, 8 chats ont été traités auparavant par leurs propriétaires par des antiparasitaire.

II.3. Techniques de prélèvement et méthodes d'analyse

II.3.1. Collecte des matières fécales

Les propriétaires des chats ont été contactés pour consultation de façon à ce qu'ils nous apportent des selles fraîches de leurs chats. Aussi, les fèces ont été ramenées par des vétérinaires et des animaleries. Une fiche de renseignement (date de prélèvement, âge, sexe, mode de vie, état de santé, utilisation préalable des antiparasitaires) a été établie pour chaque chat prélevé. Dans le cas des chats errants, les matières fécales ont été collectées sur la litière où vivent les animaux. Les fèces ont été récupérées dans pots stériles et transportées vers le laboratoire dans une glacière pour l'analyse coproscopique. Si les feces n'ont été pas analysé le jour même de prélèvement, elles ont été conservées dans le bichromate de potassium à 2,5%.



Figure 19 : Récolte et conservation des fèces (photo personnelle, 2022).

II.3.2. Méthodes d'analyse des matières fécales

II.3.2.1. Observation macroscopique

Un examen macroscopique des fèces a été appliqué à chaque fois après la collecte des échantillons pour déterminer la nature des selles (présence ou absence d'une diarrhée). Aussi, l'observation macroscopique vise à la recherche d'éléments parasitaires facilement discernables comme des segments ou des vers dans les selles. Cet examen permet de donner un indice sur la présence d'une infestation parasitaire.

II.3.2.2. Analyses coproscopiques

Les fèces récoltées ont été analysées par 3 méthodes : Examen direct, technique de flottation et la technique de sédimentation.

✓ Examen direct

Il assure l'observation des formes kystiques et végétatives des protozoaires, les œufs et les larves des helminthes dans des fèces fraîches. Cet examen est simple et consiste à effectuer un petit prélèvement de selles (l'équivalent d'une noix), mélangée avec l'eau distillée, par la suite, une goutte de mélange est déposée sur lame et lamelle pour la lecture à l'aide d'un microscope optique (grossissement $\times 40$) (CLSI, 2005).

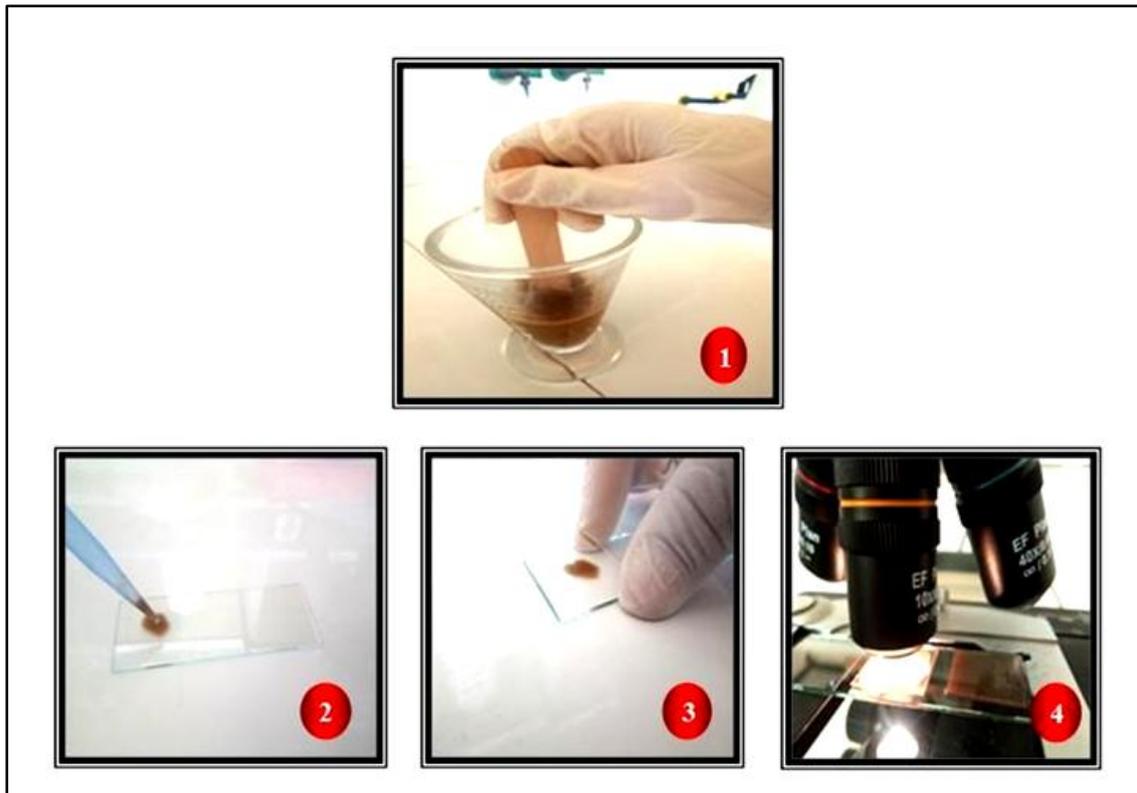


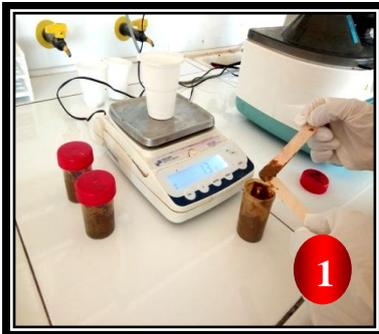
Figure 20 : Etapes de l'examen direct (photo personnelle, 2022).

✓ La technique de flottation

La flottation est la technique d'enrichissement la plus utilisée en médecine vétérinaire. Son principe repose sur la différence de densité des débris fécaux, des éléments parasitaires que l'on souhaite observer et de la solution de flottation utilisée. Elle est efficace pour avoir le maximum de parasites surtout de densité faible comme les protozoaires et les œufs des helminthes (VERONIKA *et* PAVLA, 2013). Le matériel utilisé est le suivant :

- Solution de flottation : NaCl (densité = 1.2%)
- Passoire
- Balance

- Verre gradué
- Selles fraîches
- Mortier
- Tubes à essai
- lames et lamelle
- Microscope optique



peser 5 g des selles



Délayer les selles dans
un solution saturée de
NaCl



Filtrer ce mélange



remplir complètement un tube à essai
puis recouvrir le tube par une lamelle



lamelle est enlevée après 20 à 30 min.
déposée sur une lame et observée au
microscope (Gr : X10 et X40)

Figure 21 : Etapes de la technique de flottaison (photo personnelle, 2022).

✓ La technique de sédimentation (formol-Ether)

La méthode de sédimentation formol-Ether est utilisée pour isoler des œufs ou les kystes parasites de densité importante. Brièvement, les selles sont mélangées à une solution de formol à 10%. Le surnageant est récupéré dans un tube conique, ensuite 3ml d'éther sont ajoutés au surnageant. Une centrifugation pendant 5 minutes à 2500 tours/mn est réalisée. A la fin, on obtient un sédiment au fond du tube ou se concentre les éléments parasites. (RITCHIE, 1948 ; YOSHIDA, 1985).

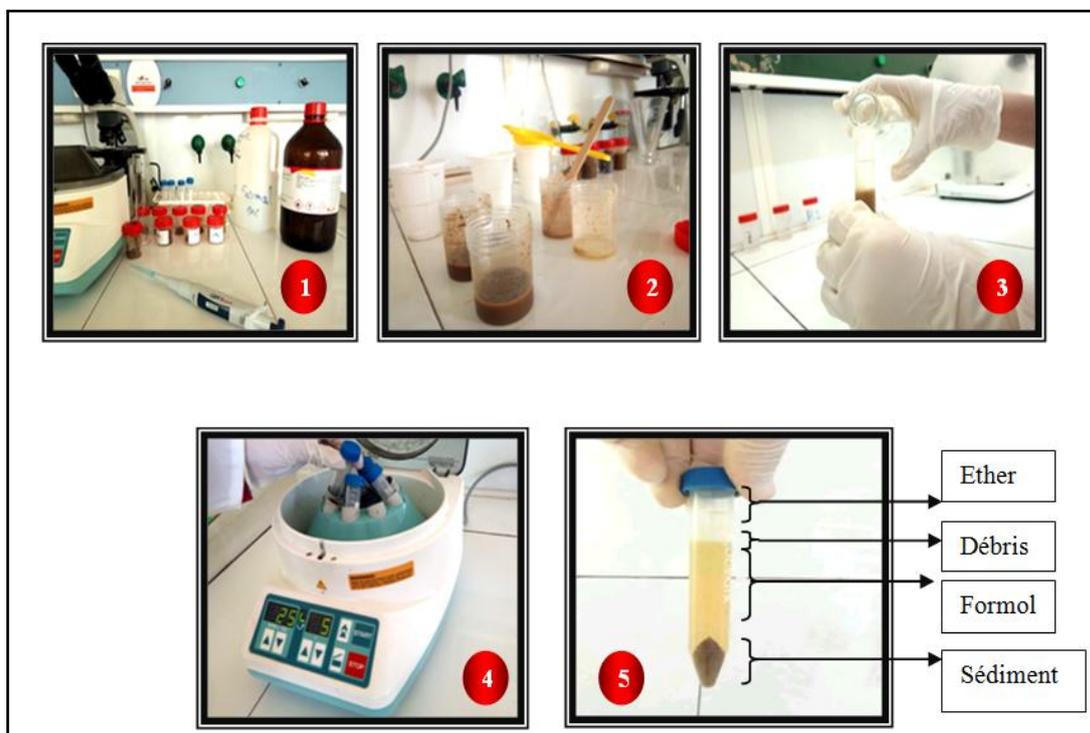


Figure 22 : Etapes de la technique de sédimentation formol-Ether

(Photo personnelle, 2022).

✓ Coloration de Ziehl Neelsen modifiée

Cette technique est spécifique pour la mise en évidence de *Cryptosporidium* spp. dans les selles. Les frottis préparés à partir de la technique de sédimentation formol-Ether sont colorés par l'utilisation des colorants mentionnés ci-dessous :



1

Préparation d'un frottis



2

Fixation des lames préparées au méthanol pendant 5min



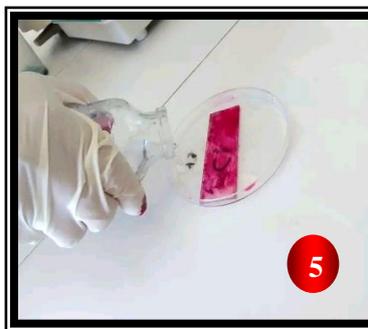
3

Colorer les lames préparées dans la fuschine pendant 1h



4

Rincer sous l'eau de robinet



5

Ajouter l'acide sulfurique à 2% et laisser les lames pendant 30s



6

Rincer, ensuite colorer les lames dans le vert de malachite pendant 5min



7



8

En fin, rincer sous l'eau de robinet, sécher les lames et observer au microscope optique à $G \times 100$

Figure 23 : Etapes de la coloration de Ziehl Neelsen modifiée (photo personnelle, 2022).

II.3.3. Collecte et identification des ectoparasites

Les ectoparasites principalement les tiques et les puces ont été recherchées dans l'ensemble du corps des chats. La technique consiste à examiner visuellement le corps de l'animal en écartant le pelage. Les tiques observées et les puces repérées sont soigneusement retirées de différentes parties du corps de chaque chat à l'aide d'une pince pour s'assurer surtout qu'aucune tique n'a été écrasée.



Figure 24 : Collecte des tiques sur le cou d'un chat à l'aide d'une pince
(Photo personnelle, 2022).

Une fois prélevées, Les tiques et les puces sont conservées dans des tubes contenant l'éthanol à 70% pour éviter la déshydratation des échantillons et assouplir davantage le tégument jusqu'à leur identification au niveau de laboratoire.



Figure 25 : Conservation des tiques dans des tubes étiquetés contenant l'éthanol à 70% (Photo personnelle, 2022).

L'identification des tiques a été réalisée au laboratoire à l'aide d'une loupe binoculaire. La diagnose des genres a été basée sur les caractères morphologiques de certaines parties du corps de la tique (rostre, yeux, festons). La diagnose des sexes a été basée sur la présence ou l'absence de scutum. La diagnose des espèces a été basée sur certains détails morphologiques (appendice caudal, forme des stigmates, des festons et des yeux) (WALKER *et al.*, 2003). Une loupe binoculaire et des clés d'identification (BEAUCOURNU *et* LAUNAY, 1990) ont été utilisées pour identifier les espèces de puces trouvées.



Figure 26 : Loupe binoculaire pour l'identification des ectoparasites (Photo personnelle, 2022).

II.4. Exploitation des résultats

L'ensemble des données ont été enregistrées dans un tableau Excel pour faciliter leur analyse. La prévalence ou le taux d'infestation a été calculé selon la formule suivante :

$$P(\%) = N / H \times 100$$

- **N** : Nombre de chats parasités.
- **H** : Nombre total des examinés.

Chapitre III :

Résultats



III.1. Résultats

III.1. Résultats des endoparasites digestifs

III.1.1. Prévalence globale de l'infestation parasitaire chez les chats étudiés

Parmi 150 échantillons de fèces examinés, 43 chats ont montré une infestation par au moins un type d'endoparasites, ce qui correspond une prévalence globale de 28.66%.

Tableau 03 : Prévalence globale du parasitisme

Chats	Chats infestés	Chats non infestés
Nombre de cas	43	107
Prévalence (%)	28.66	71.33

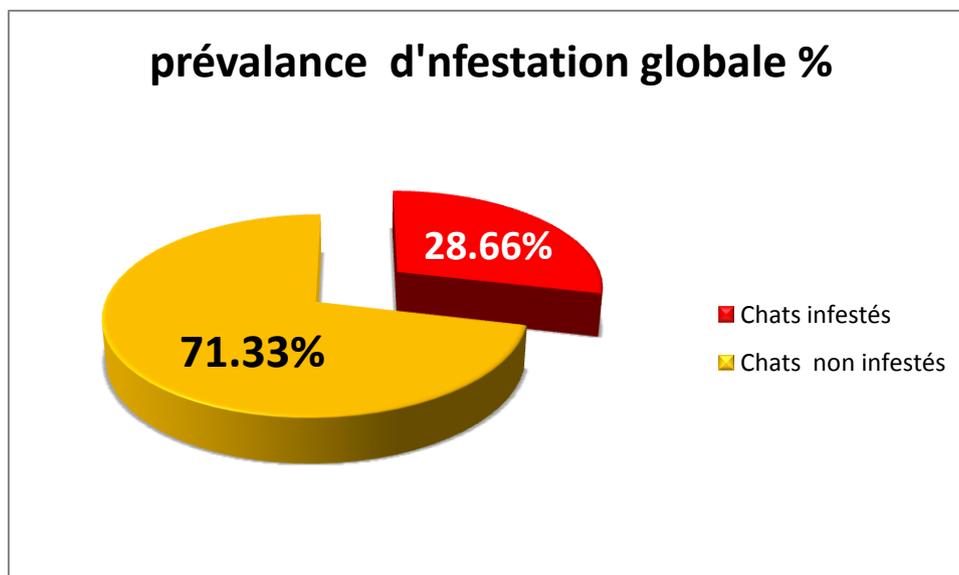


Figure 27 : Prévalence globale de l'infestation par les endoparasites.

III.1.2. Prévalence des différentes espèces parasitaires identifiées

Les taux d'infestation des différentes espèces parasitaires identifiées dans notre étude sont montrés dans la figure 28. *Iso spora* spp. a montré le taux le plus élevé (29/150 ; 19.33%), tandis que *Ancylostoma* spp. a montré le taux le plus faible (1/150, 0.66%).

Tableau 04 : Taux d'infestation par les différentes espèces parasitaires identifiées

Chats infestés	<i>Iso spora</i> spp.	<i>Toxocara cati</i>	<i>Toxascaris leonina</i>	<i>Ancylostoma</i> spp.	Larves nématodes
Nombre de cas positives	29	7	3	1	2
Prévalence (%) par rapport aux 150 chats examinés	19.33	4.66	2	0.66	1.33

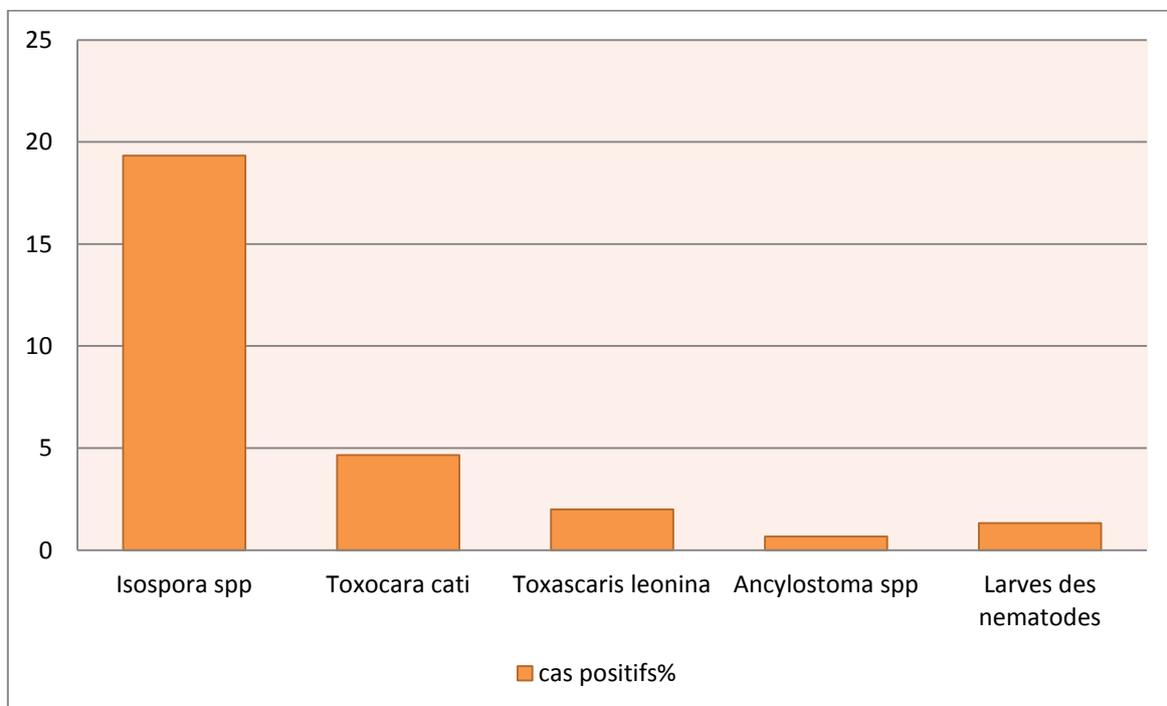


Figure 28 : Taux d'infestation par les différentes espèces parasitaires identifiées chez les chats examinés.

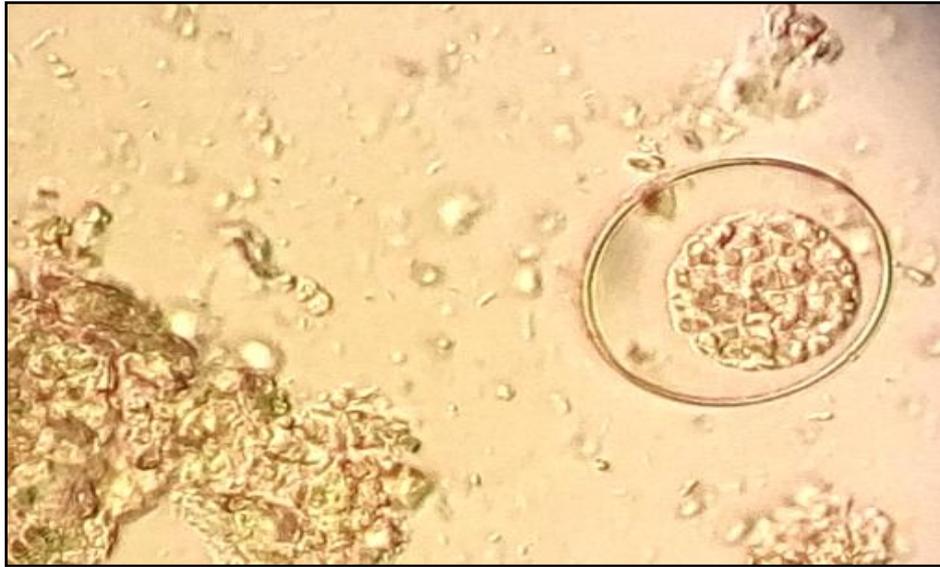


Figure 29 : Observation microscopique des oocystes d'*Isospora* spp. (G×40) (Photo personnelle, 2022).

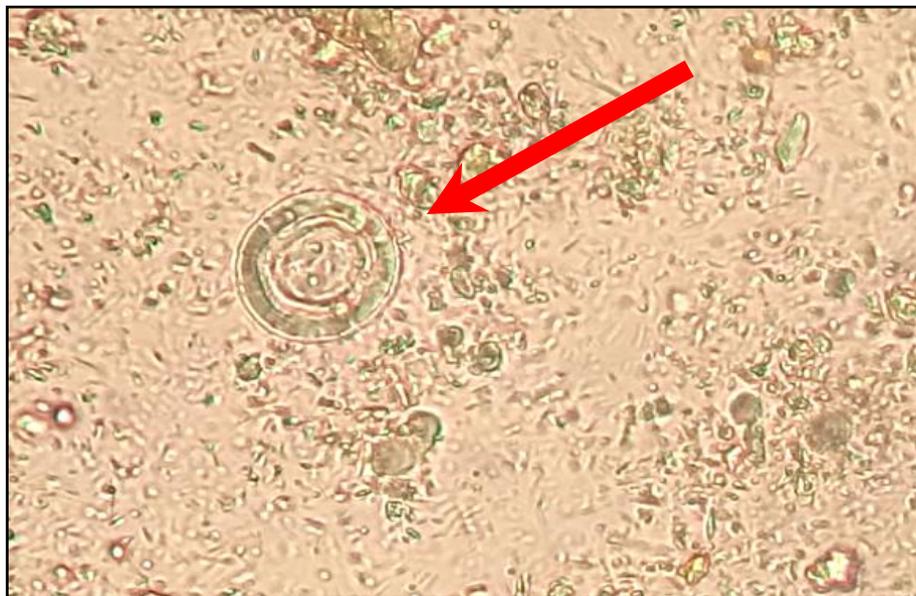


Figure 30 : Observation microscopique d'œuf de *Toxascaris leonina* (G×40) (Photo personnelle, 2022).



Figure 31 : Observation microscopique d'œuf de *Toxocara cati* (G×40) (Photo personnelle, 2022).



Figure 32 : Observation microscopique d'une larve de nématode (G×40) (Photo personnelle, 2022).



Figure 33 : Observation microscopique d'un *Ancylostoma* spp.
(G×40) (Photo personnelle, 2022).

III.1.3. Prévalence de l'infestation parasitaire selon les facteurs de risque

III.1.3.1. Prévalence des parasites identifiés selon le sexe

D'après la figure 34, le taux d'infestation parasitaire des chats par les endoparasites est légèrement plus élevé chez les femelles (30.64 %) que les mâles (27.27%).

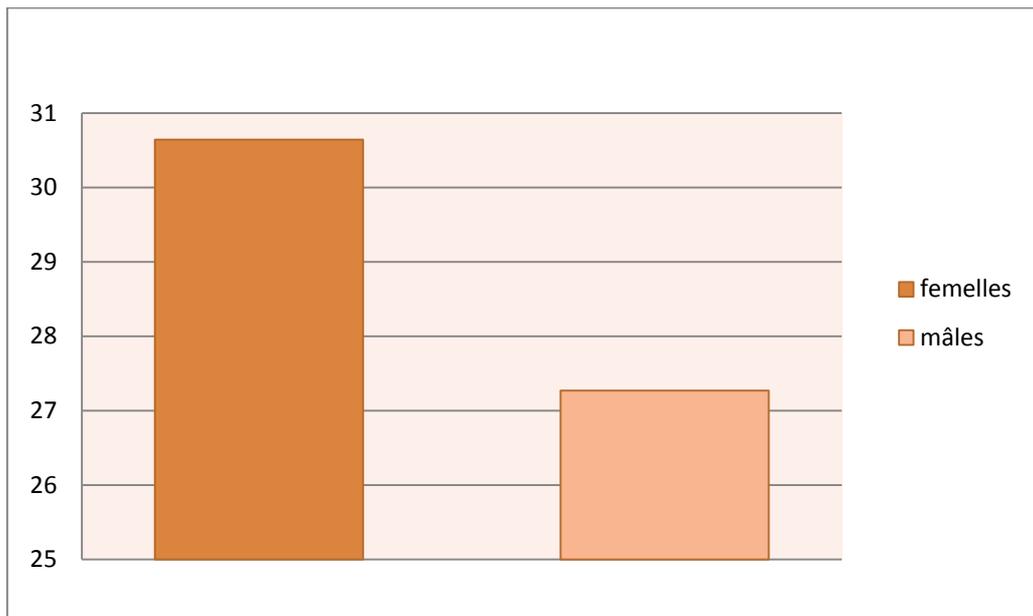


Figure 34 : Prévalence globale de l'infestation parasitaire selon le sexe.

Le tableau ci-dessous montre le taux d'infestation des différentes espèces parasitaires identifiées selon le sexe des chats.

Tableau 06 : Prévalence des différentes espèces parasitaires identifiées selon le sexe des chats examinés

Sexes Parasites	Femelles	Prévalence (%)	Mâles	Prévalence (%)
<i>Isospora</i> spp.	11	17.74 (11/62)	18	20.45 (18/88)
<i>Toxocara cati</i>	3	4.83 (3/62)	4	4.25 (4/88)
<i>Toxascaris leonina</i>	2	3.22 (2/62)	1	1.13 (1/88)
<i>Ancylostoma</i> spp.	0	0	1	1.13 (1/88)
Larves de nématodes	2	3.22 (2/62)	0	0

III.1.3.2. Prévalence des parasites identifiés selon l'âge

Le nombre des cas parasités parmi un total de 150 chats examinés selon les différentes classes d'âge est mentionné dans le tableau 07. Le taux le plus élevé est observé chez les adultes et les jeunes âgés entre 6 mois et un an.

Tableau 07 : Taux du parasitisme global selon l'âge

Classes d'âge	Nombre de Prélèvements	Nombre de Chats infestés	Prévalence (%)
Age < 6mois	68	18	26.47
6mois ≤ âge <1 an	10	3	30
1 ans ≤ âge <2 ans	7	1	14.28
2 ans ≤ âge <3 ans	6	1	16.66
Age ≥ 3 ans	59	20	33.86

Tableau 08 : Prévalence des différentes espèces parasitaires identifiées selon l'âge des chats examinés.

Classes d'âge	Nombre de Prélèvements	Nombre de cas positifs par <i>Iso spora</i> spp. (%)	Nombre de cas positifs par <i>Toxocara cati</i> (%)	Nombre de cas positifs par <i>Toxascaris leonina</i> (%)	Nombre de cas positifs par <i>Ancylostoma</i> spp. (%)	Nombre de cas positifs par les laves de nématodes (%)
Age < 6mois	68	13 (19.11)	3 (4.41)	1 (1.47)	1 (1.47)	1 (1.47)
6mois ≤ âge <1 an	10	3 (30)	0	0	0	0
1 ans ≤ âge <2 ans	7	1 (14.28)	0	0	0	0
2 ans ≤ âge <3 ans	6	0	1 (16.66)	0	0	0
Age ≥ 3 ans	59	12 (20.33)	3 (5.08)	2 (3.38)	0	1(1.69)

III.1.3.3. Prévalence des parasites identifiés selon le mode de vie des chats

Toute la population des chats examinés sont des chats vivant dans un environnement urbain. Chez les chats vivant à l'extérieur ou pouvant sortir à l'extérieur, l'infestation parasitaire est élevée par rapport aux chats qui vivent exclusivement en intérieur. Le taux des cas positifs par les endoparasites identifiés est mentionné dans le tableau 09 et montré dans la figure 35.

Tableau 09 : Taux du parasitisme global selon le mode vie

	Nombre de Prélèvements	Nombre de Chat infestés	Prévalence (%)
Milieu intérieure (sans accès)	25	6	24
Milieu intérieure avec accès à l'extérieur	57	17	29.82
Milieu extérieur	68	20	29.41

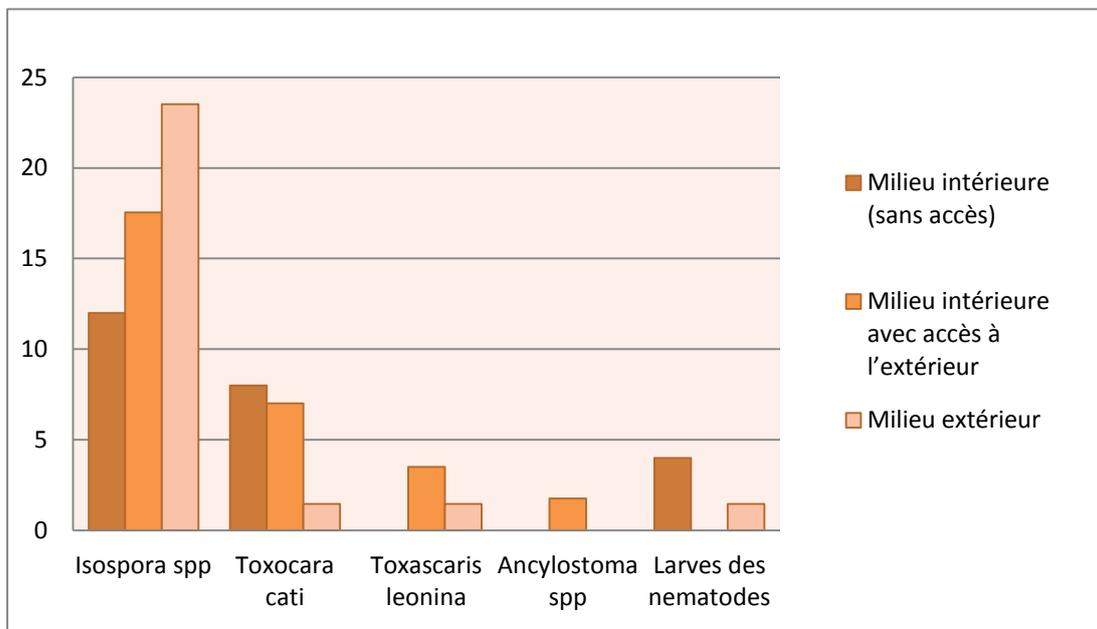


Figure 35 : Taux d'infestation par les différentes espèces parasitaires identifiées selon le mode de vie des chats examinés.

III.1.3.4. Prévalence des parasites identifiés selon la consistance des selles (présence ou absence d'une diarrhée)

Le nombre des chats examinés, infestés et non infestés ayant présenté des fèces normales et des fèces de nature diarrhéique est mentionné dans le tableau 10.

Tableau 10 : Taux du parasitisme global selon la présence ou l'absence d'une diarrhée

Nature de fèces	Nombre de prélèvements	Nombre de chats infestés	Prévalence (%)
Chats diarrhéiques	9	4	44.44
Chats non diarrhéiques	141	39	25.53

Tableau 11 : Prévalence des différentes espèces parasitaires identifiées selon la présence ou l'absence d'une diarrhée chez les chats examinés

	Nombre de Prélèvements	Nombre de cas négatifs	Nombre de cas positifs par <i>Isospora</i> spp. (%)	Nombre de cas positifs par <i>Toxocara cati</i> (%)	Nombre de cas positifs par <i>Toxascaris leonina</i> (%)	Nombre de cas positifs par <i>Ancylostoma</i> spp. (%)	Nombre de cas positifs par les laves de nématodes (%)
Chats diarrhéiques	9	6	3 (33.33)	1 (11.11)	0	0	0
Chats non diarrhéiques	141	102	26 (18.43)	7 (4.96)	3 (2.12)	1 (0.70)	2 (1.41)

III.1.3.5. Prévalence des parasites identifiés selon la vermifugation des chats

Dans notre étude, il existe **un seule** chat avec mal santé dans la population total, le reste des cas infectés ont été en bonne santé, et représentent pas de symptômes indicateurs d'une infestation parasitaire. Pour les cas de la vermifugation, **un seule cas** parasité par des larves de nématodes parmi les **8** chats examinés et qui ont été traités par des antiparasitaires.

III.2. Résultats des ectoparasites

III.2.1. Prévalence globale de l'infestation par les ectoparasites

Sur un total de 150 chats examinés, nous avons identifiés **19 cas** infestés par des ectoparasites, Les résultats sont renseignés dans le tableau suivant :

Tableau 12 : Prévalence globale du parasitisme

Chats	Chats infestés	Chats non infestés
Nombre de cas	19	131
Prévalence (%)	12.66	87.33

III.2.2. Prévalence des différentes espèces d'ectoparasites identifiées

Les ectoparasites retrouvés chez les chats examinés sont représentés par les tiques seulement avec l'identification d'une seule espèce *Rhipicephalus sanguineus* (12.66 %).

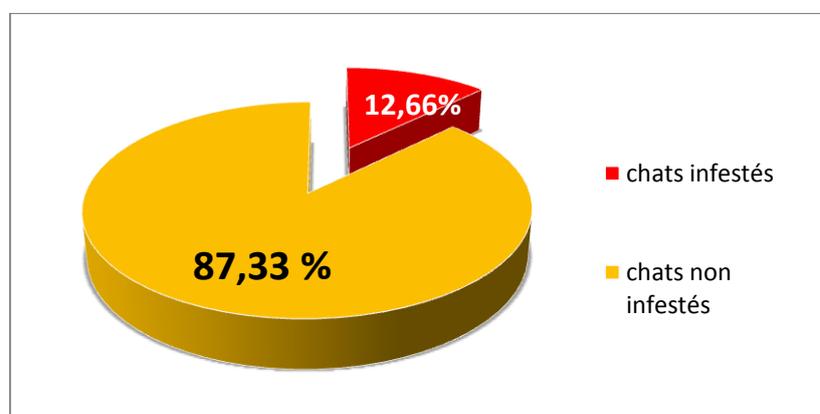


Figure 36 : Prévalence de l'infestation par *Rhipicephalus sanguineus*.



Figure 37 : *Rhipicephalus sanguineus* (face dorsale et face ventrale) (Photo personnelle, 2022).

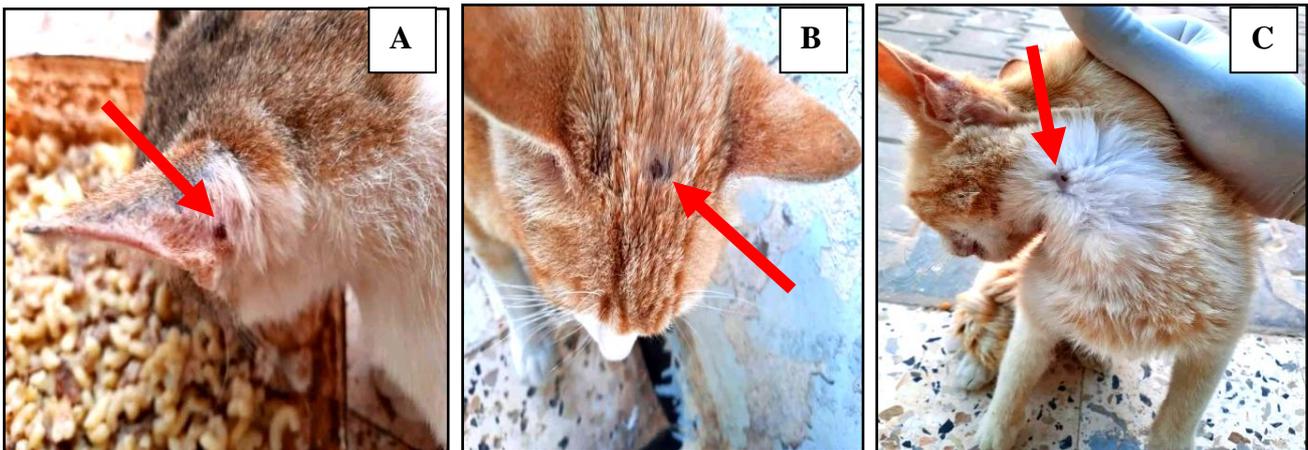


Figure 38 : Infestation par les tiques au niveau de l'oreille (A), la tête (B) et le cou (C) du chat (photo personnelle, 2022).

III.2.3. Taux d'infestation par *Rhipicephalus sanguineus* selon les facteurs de risque

III.2.3.1. Taux d'infestation selon le sexe

Les chats mâles sont les plus infestés par *Rhipicephalus sanguineus* (19.31%) par rapport aux femelles (3.22%).

Tableau 13 : Prévalence de *Rhipicephalus sanguineus* selon le sexe des chats examinés

Sexes	Nombre de chats examinés	Nombre de cas infestés par <i>Rhipicephalus sanguineus</i>	Prévalence (%)
Femelles	62	2	3.22
mâles	88	17	19.31

III.2.3.2. Taux d'infestation selon l'âge

L'infestation des chats par *Rhipicephalus sanguineus* était plus exprimée chez jeunes, (17.64%) par rapport aux âges avancés.

Tableau 14 : Prévalence de *Rhipicephalus sanguineus* selon l'âge des chats examinés.

Classes d'âge	Nombre de chats examinés	Nombre de cas infestés par <i>Rhipicephalus sanguineus</i>	Prévalence (%)
Age < 6mois	68	12	17.64
6mois ≤ âge <1 an	10	0	0
1 ans ≤ âge <2 ans	7	1	14.28
2 ans ≤ âge <3 ans	6	0	0
Age ≥ 3 ans	59	6	10.16

III.2.3.3. Taux d'infestation selon le mode de vie des chats

Durant notre étude, la majorité des chats qui expriment une infestation par *Rhipicephalus sanguineus* sont des chats vivant dans un environnement urbain, exclusivement extérieur (25%) (Voir le tableau 15).

Tableau 15 : Prévalence de *Rhipicephalus sanguineus* selon le mode de vie des chats.

	Nombre de chats examinés	Nombre de cas infestés par <i>Rhipicephalus sanguineus</i>	Prévalence (%)
Milieu intérieure (sans accès)	25	0	0
Milieu intérieure avec accès à l'extérieur	57	2	3.50
Milieu extérieur	68	17	25

Chapitre IV :
Discussion



IV. Discussion

La présente partie comprend la discussion des résultats obtenus durant notre étude dans la région de Djelfa en comparaison avec d'autres résultats enregistrés dans le monde.

IV.1. Discussion des résultats de l'infestation par les endoparasites digestifs

IV.1.1. Prévalence globale

Notre étude a montré un taux global d'infestation par les endoparasites digestifs de 28.66 %. L'étude de la prévalence des parasites gastro-intestinaux chez les chats a été menée dans plusieurs pays du monde. Des taux variables ont été rapportés, incluant en Afrique (Egypt (91%) par KHALAFALLA (2011) ; Nigeria (84.61%) par RAJI *et al.*, (2013)). En Europe (31%) par GIANNELLI *et al.*, (2017). Et en Moyen-Orient (Qatar (83 %) par ABU-MADI *et al.*, (2010) ; Iran (86%) par BORJI *et al.*, (2011) ; Iraq (48.7%) par AL- TAIE *et* ABD AL-MUHSIN (2022) ; Émirats Arabes (87%) par SCHUSTER *et al.*, (2009) ; Turquie (47%) par KORKMAZ *et al.*, (2016)). Généralement, la prévalence rapportée par ces études reste un élevée par rapport à celle enregistré dans notre enquête. Différents facteurs comme la conception de l'étude, l'échantillonnage, méthodes utilisées dans le diagnostic et d'autres facteur liés soit aux hôtes, à l'environnement, ou aux conditions climatiques, peuvent être impliqués dans la variation de la prévalence d'une étude à une autre.

IV.1.2. Différentes espèces parasitaires identifiés

Quatre espèces parasitaires ont été identifiées dans notre étude, qui *Isoospora* spp., *Toxocara cati*, *Toxascaris leonina* et *Ancylostoma* spp. Le taux d'infection par *Isoospora* spp. est nettement supérieure (19.33%) à celui enregistré en Egypt (2%) par KHALAFALLA (2011) ; en Nigeria (13.33%) par RAJI *et al.*, (2013) ; en Soudan (6.3%) par MOHAMED *et al.*, (2021) ; en France (3.3%) ; Italie (0.8%) et Bulgarie (10%) (GIANNELLI *et al.*, 2017) ; en Iraq (6.61%) par AL- TAIE *et* ABD AL-MUHSIN (2022) ; en Iran (14%) par YAGOOB *et al.* (2014) ; et en fin en Japon (2%) par SALMAN *et al.*, (2018).

Notre taux d'infestation par *Toxocara cati* (4.66%) est inférieur à celui signalé en Egypte (9%) par KHALAFALLA (2011), en Moyen-Orient (7.66%) par SADR *et al.*, (2022), en Japon (7.7%) par SALMAN *et al.*, (2018), et dans différentes études en Nigeria (16.67%), Espagne (20.8%), Turquie (48.9%), Chine (16.94%), et Mexique (42%) (RAJI *et al.*, 2013 ; RODRIGUEZ-PONCE *et al.*, 2016 ; KORKMAZ *et al.*, 2016 ; YANG *et LIANG*, 2015 ; RODRIGUEZ GALLEGOS *et al.*, 2016). DANTAS-TORRES *et OTRANTO* (2014) en Brésil ont signalé un taux comparable (4.11%) à celui de notre étude.

Dans notre enquête, la prévalence de *Toxascaris leonina* (2%) était inférieure à celles enregistrées dans différentes études réalisées dans le monde entier (ROSTAMI *et al.*, 2020). Citant par exemple, en Nigeria la prévalence signalée a été de 38.7 % et en Egypte de 7 %. En Amérique (Canada, Etats-Unis, Mexique, Brésil, Argentine), une prévalence proche (4.31%) de notre taux a été rapportée. En Europe (Espagne, Italie, Allemagne, Grèce, Russie, Turquie, Angleterre), prévalence comparable de 1.9% a été documentée.

En Nigeria, RAJI *et al.* (2013), ont signalé un taux d'infection plus élevée par *Ancylostoma* spp. (16.67% et 18.8%) par rapport notre prévalence (0.66%). Même constatation a été documentée en Espagne et Iran (RODRIGUEZ-PONCE *et al.*, 2016 ; YAGOOB *et al.*, 2014). En Japon, SALMAN *et al.* (2018) ont indiqué une prévalence très proche (0.9%) à notre prévalence.

Cette variation de l'infestation par les différentes espèces parasitaires chez le chat est liée aux facteurs cités déjà précédemment au-dessus.

IV.1.3. Facteurs de risque

IV.1.3.1. Prévalence des endoparasites digestifs en fonction de sexe

Les mâles chats (27.27 %) étaient moins infestés que les femelles (30.64%). Notre constatation est déférente de certaines études précédentes qui ont montré un taux plus élevé chez les mâles par rapport aux femelles (RAJI *et al.*, 2013 ; YAGOOB *et al.*, 2014 ; WAAP *et al.*, 2014 ; AL-TAIE *et ABD AL- MUHSIN*, 2022). Résultats similaires de notre étude ont été obtenus (ZIBAEI *et al.*, 2007).

IV.1.3.2. Prévalence des endoparasites digestifs en fonction d'âge

Notre étude a montré que les chats jeunes (26.47%) ont représenté un taux d'infestation un peu plus faible par rapport aux chats adultes (33.86%). Nos résultats sont en accord avec d'autres travaux menées en Soudan et Nigeria qui ont indiqué que les jeunes sont moins infectés par rapport aux autres (MOHAMED *et al.*, 2021 ; RAJI *et al.*, 2013). Même observation a été rapportée par YAGOOB *et al.*, (2014) en Iran. D'autre part, en Soudan, les chats relativement âgés ont montré un taux d'infection plus élevé par *Isospora* spp. (MOHAMED *et al.*, 2021). En Espagne, le taux d'infection par *Toxocara cati* chez les chats adultes était supérieur par rapport les chats âgés de moins d'un an (RODRIGUEZ-PONCE *et al.*, 2016). Cependant, en Mexique, les jeunes chats (0.38%) ont montré une légère différence pour *Toxocara cati* en comparaison avec les chats adultes (0.02%) (RODRIGUEZ GALLEGOS *et al.*, 2016).

IV.1.3.3. Prévalence des endoparasites digestifs en fonction du mode de vie

Les résultats de notre enquête ont montré que les chats errants (29.41%) et les chats pouvant sortir à l'extérieur (29.82%), sont les plus parasitées par rapport aux chats vivant dans un milieu fermé, sans accès à l'extérieur (24%). Mêmes observations ont été enregistrées en Japon ,chine , Turquie, Iraq, qui ont indiqué que la prévalence chez les chats errants était plus élevée que celle des chats domestiques (SALMAN *et al.*, 2018 ; YANG *et* LIANG, 2015 ; KORKMAZ *et al.*, 2016 ; AL-TAIE *et* ABD AL-MUHSIN, 2022).

La prévalence d'*Isospora* spp. était de 23.52 % chez les chats errants dans notre étude. Ce taux est inférieure par rapport à celui de MOHAMED *et al.*, (2021), en Soudan qui ont enregistré une prévalence de 56 % . Par contre, notre taux est supérieur à celui enregistré en Turquie (0.4 %) (KARAKAVUK *et al.*, 2021) et en Japon (0.3%) (SALMAN *et al.*, 2018). En Iraq, *Isospora* spp. a été identifiée chez des chats errants (Al-TAE *et* Al-RUBAIE, 2018), avec une prévalence 10% (HASSAN *et* BARZINJI, 2018). En Iran, 30/140 (21%) des chats errants examinés étaient positifs pour *Isospora* spp. (KHADEM VATAN *et al.*, 2014).

Dans notre étude, la prévalence de *Toxocara cati* était faible (1.47 %) chez les chats errants et supérieur chez les chats qui vivent à l'intérieur (8%), et les chats cabales de sortir à l'extérieur (7.01%). Une prévalence plus élevée a été documentée dans différents pays incluant 35 % en Espagne (MILLAN *et al.*, 2009); 49 % en Turquie (KORKMAZ *et al.*, 2016); 42 % en Mexique (GALLEGOS *et al.*, 2018); 17 % en Nigeria (RAJI *et al.*, 2013); 38 % en Portugal (WAAP *et al.*, 2014); et 62 % en Pologne (WIERZBOWSKA *et al.*, 2020). Cette diversité pourrait être due à l'utilisation de méthodologies traditionnelles et à la variation du nombre d'échantillons prélevés des populations de chats au cours de l'enquête. *Toxocara cati* est bien connu pour sa large distribution, qui est attribuée à la haute résistance des œufs aux températures extrêmes et à son importance médicale en tant que une source de larves cutanées zoonotiques migrantes (TIYO *et al.*, 2008).

IV.2. Discussion des résultats de l'infestation par les tiques

Le taux d'infestation des chats par les tiques était de 12.66 %. Toutes les tiques collectées ont été identifiées comme l'espèce *Rhipicephalus sanguineus*. Notre taux d'infestation est inférieur par rapport à celui enregistré en Nigeria (33.6 %) (OMONIJO *et al.*, 2017). Par contre, certaines études ont indiqué des taux faibles en comparaison avec notre étude dont en Ethiopie (7%) (KUMSA *et al.*, 2019); France (2,8 %) ZENNER *et al.*, 2003); Grèce (0.88%) (DANTAS-TORRES *et al.*, 2014); USA (11.5%) (EFKADITIS *et al.*, 2015); et en Brazil (SALEH *et al.*, 2019).

IV.1.2. Facteurs de risque

D'après nos résultats, le taux d'infestation des chats par *Rhipicephalus sanguineus* est plus prononcé chez les mâles (19.31%) que les femelles (3.22%) et plus exprimée chez jeunes chats (17.64%) que chez les adultes (10.16%). Nos résultats concordent l'étude de THOMAS *et al.*, en (2016), réalisée aux Etats-Unis. Par contre, OMONIJO *et al.*, (2017) en Nigeria, ont signalé que les mâles ont été légèrement moins infestés par rapport les femelles.

Conclusion

Conclusion

A la lumière de ce travail, réalisé dans la région de Djelfa durant une période 6 mois, visant à l'évaluation du taux d'infestation par les parasites gastro-intestinaux et les ectoparasites chez 150 chats prélevés de trois localités différentes, un taux global considérable que ce soit du parasitisme gastro-intestinal (28.66%), ou celui des ectoparasites (12.66%) a été enregistré dans cette étude.

Différentes espèces de protozoaires (*Isospora* spp.) et helminthes (*Toxocara cati*, *Toxascaris leonina*, et *Ancylostoma* spp.) spécifiques aux chats ont été identifiés avec des prévalences variables. Ces prévalences ont été influencées par les différents facteurs de risque associés aux chats examinés. Les ectoparasites identifiés dans la présente étude ont été représentés seulement par une espèce tique *Rhipicephalus Sanguineus*, qui est connue infestante pour plusieurs espèces animales.

Les résultats obtenus ont montré le risque potentiel des chats comme des hôtes assurant la transmission des agents parasitaires zoonotiques chez l'homme dans la région de Djelfa.

Références

Bibliographiques

1. ABU-MADI, M. A., BEHNKE J. M., PRABHAKER K. S., ALIBRAHIM R., LEWIS J.W., 2010- Intestinal helminths of feral cat populations from urban and suburban districts of Qatar. *Veterinary Parasitology* 168:284–292.
2. ALHO A., LIMA C., COLELLA V et al.,2018 - Awareness of zoonotic diseases and parasite control practices: a survey of dog and cat owners in Qatar. *Parasites Vectors* 11, 133.
3. ALMOSNI., 2015 - Le Sueur Florence. Parasites et traitement antiparasitaires des animaux de compagnie .Zoonoses Maladies vectorielles. Guide des antiparasitaires. MED'COM. Paris : 343p.
4. AL-TAE A.-R. A et AL-RUBAIE A.-R. L., 2018 - Checklists of parasites stray cats *Felis catus* of Iraq. *Ibn ALHaitham Journal For Pure and Applied Science* 143p.
5. AL-TAIE, D. A., ABD AL-MUHSIN F., 2022 - A Comparative Study of Some Intestinal Parasites in Fecal Samples of Domestic and Stray Cats in Baghdad, Iraq. *Comparative Parasitology*. 89. 10.1654/21-00015.
6. ARRUDA I. F., MILLAR P. R., BARBOSA A., ABBOUD L., DOS REIS I. C., MOREIRA A., GUIMARÃES M., AMENDOEIRA M., 2021- *Toxoplasma gondii* in domiciled dogs and cats in urban areas of Brazil: risk factors and spatial distribution. *Toxoplasma gondii* chez les chiens et les chats domiciliés dans des zones urbaines du Brésil : facteurs de risque et répartition spatiale. *Parasite* (Paris, France), 28, 56.
7. BOWMAN D. D., HENDRIX C. M., LINDSAY D. S., BARR S. C., 2002 - *Feline Clinical Parasitology*. Iowa State University Press, Ames, USA.
8. BEIGI S. S., FARD R. N., AKHTARDANESH B., 2017 - Prevalence of zoonotic and other intestinal protozoan parasites in stray cats (*Felis domesticus*) of Kerman, south- east of Iran. *Istanbul Universitesi Veteriner Fakultesi Dergisi* 43: 23–27.
9. BESSIERES M ., CASSAING S ., FILLAUX J ., BERREBI A., 2008 - Toxoplasmose et grossesse. *Revue Francophone des Laboratoires*. 2008. 39-50.
10. CAO L., HAN K., WANG L et al., 2020 - Genetic characteristics of *Giardia duodenalis* from sheep in Inner Mongolia, China. *Caractéristiques génétiques de Giardia duodenalis* chez les moutons en Mongolie intérieure, Chine. *Parasite*.
11. CHEN J., WANG W., LIN Y., SUN L., Li N., GUO Y., KVIC M., RYAN U., FENG Y., XIAO L., 2021- Genetic characterizations of *Cryptosporidium* spp. from pet rodents indicate high zoonotic potential of pathogens from chinchillas. *One health* (Amsterdam, Netherlands), 13, 100269.
12. CHIA-KWUNG F.,2020 -Chapter Twelve - Pathogenesis of cerebral toxocariasis and neurodegenerative diseases ,*Advances in Parasitology*,Academic Press,Volume 109, 233-259.

13. Clinical and Laboratory Standards Institute (CLSI). 2005- Procedures for the recovery and identification of parasites from the intestinal tract; Approved Guideline – Second Edition. CLSI Document M28-A2, Pennsylvania.
14. C. D. C. Giardiasis [EN ligne]. mise à jour le 15 juillet 2019 [<https://www.cdc.gov/dpdx/giardiasis/index.html>], (Consulté le ; 15/04/2022).
15. C. D. C. *Cryptosporidium* spp. [EN ligne]. mise à jour le 15 juillet 2019 [<https://www.cdc.gov/dpdx/giardiasis/index.html>], (Consulté le ; 17/04/2022).
16. C. D. C. *Dipylidium caninum* [EN ligne]. mise à jour le 15 juillet 2019 [<https://www.cdc.gov/dpdx/dipylidium/index.html>], (Consulté le ; 21/04/2022).
17. C. D. C. Toxocariasis [EN ligne]. mise à jour le 15 juillet 2019 [<https://www.cdc.gov/dpdx/toxocariasis/index.html>], (Consulté le ; 5/05/2022).
18. C. D. C. Fleas [EN ligne]. mise à jour le 15 juin 2018 [lien : <https://www.cdc.gov/dpdx/fleas/>], (Consulté le ; 18/05/2022).
19. ESCCAP . *Giardia duodenalis* [EN ligne],, 2021- [<https://www.esccap.fr/outilcoproscopie/test.html/index.html>] (Consulté le ; 5/04/2022).
20. ESCCAP . Les puces [EN ligne],, 2012- [<https://www.esccap.fr/arthropodes/puces-chien-chat-homme-autre.html/>](Consulté le ; 20/05/2022).
21. DANTAS-TORRES F., OTRANTO D.,2014- Dogs, cats, parasites, and humans in Brazil: opening the black box. *Parasites Vectors* 7, 22.
22. DAVID A., 2020 - Chapter Twenty-Seven - Antigen detection: Insights into Toxocara and other ascarid infections in dogs and cats, *Advances in Parasitology*, Academic Press, Volume 109, 545-559.
23. DELGADO I., ZÚQUETE S., SANTOS D., BASTO A ., LEITÃO A ., NOLASCO S., 2022- The *Apicomplexan* Parasite *Toxoplasma gondii*. *Encyclopedia*. 2. 189-211.
24. D.P.S.B., 2020 - Monographie de la Wilaya de Djelfa. Direction de la Planification et du Suivi Budgétaires : 11-47 p.
25. DRISCOLL C, JULIET J et KITCHENER A et STEPHEN J, 2009- The Taming of the Cat. *Scientific American - SCI AMER*. 300. 68-75.
26. DUNN N et JUERGENS A. L, 2020 - Giardiasis” in *StatPearls*. Treasure Island, FL: StatPearls Publishing.
27. EFKADITIS M. A., SOSSIDOU A. V., PANORIAS A. H., KOUKERI S. E., PAȘTIU A. I., ATHANASIOU L. V., 2015 - Urban stray cats infested by ectoparasites with zoonotic potential in Greece. *Parasitology research*, 114(10), 3931–3934.
28. EINARSSON E., MA'AYEH S., SVÄRD S., 2016- An up-date on *Giardia* and giardiasis. *Curr. Opin. Microbiol*. 34, 47–52.

29. EKAWASTI F., KITAGAWA K., DOMAE H., WARDHANA A. H., NAGASAWA J., SHIBAHARA T., TOKORO M., SASAI K., MATSUBAYASHI M., 2021- Phylogenetic characterization of *Isospora jaracimrmani* oocysts from a veiled chameleon (family *Chamaeleonidae*; *Chamaeleo calypttratus*) reared at a zoo in Ishikawa, Japan. *The Journal of veterinary medical science*, 83(8), 1240–1243.
30. EUZEBY J, 1987 - Protozoologie médicale comparée 2. Lyon [Fondation Marcel Merieux].
31. FEKETE E., ALLAIN T., SIDDIQ A., SOSNOWSKI O., BURET A., 2021- Giardia spp. and the Gut Microbiota: Dangerous Liaisons. *Frontiers in microbiology*, p 11.
32. GARCÍA-AGUDO L., GARCÍA-MARTOS P., Rodríguez-Iglesias M., 2014 - *Dipylidium caninum* infection in an infant: a rare case report and literature review. *Asian Pac. J. Trop. Biomed.* 4, S565–S567.
33. GARCÍA-LIVIA K., MARTÍN-ALONSO A., FORONDA P., 2020 - Diversity of *Cryptosporidium* spp. in wild rodents from the Canary Islands, Spain. *Parasites et vectors*, 13(1), 445.
34. GENCHI M., VISMARRA A., ZANET S et al., 2021- Prevalence and risk factors associated with cat parasites in Italy: a multicenter study. *Parasites Vectors* 14, 475.
35. GIANNELLI A., CAPELLI G., JOACHIM A., HINNEY B., LOSSON B., KIRKOVA Z., RENÉ-MARTELLET M., PAPADOPOULOS E., FARKAS R., NAPOLI E., BRIANTI E., OTRANTO D., 2017 - Lungworms and gastrointestinal parasites of domestic cats: a European perspective. *International Journal for Parasitology* 47:517– 528. GREAY T, 2021- Tick or flea.
36. GUO X., 2020 - Proteomics Analysis of *Hydatigera taeniaeformis* Metacestode Stage. *Frontiers in veterinary science*, 7, 474.
37. GUTEMA F., YOHANNES G., ABDI RD., ABUNA F., AYANA D., WAKTOLE H., AMENU K., HIKO A., AGGA G., 2021- *Dipylidium caninum* Infection in Dogs and Humans in Bishoftu Town, Ethiopia. *Diseases*. 2021; 9(1):1.
38. HASSAN H. F et BARZINJI A. K. R. A., 2018 - Epidemiological survey on stray dogs and cats gastro-intestinal parasites in Kirkuk province, Iraq. *Kirkuk University, Journal- Scientific Studies* 13(1):228–235.
39. HOSSAIN M., ISLAM A., LABONY S., HOSSAIN M., ALIM M et al CLINICAL., 2021- presentation, diagnosis and therapeutic management of *Dipylidium caninum* (*Cestoda: Dilepididae*) infection in a domestic cat (*Felis catus*): a case report. *Insights Vet Sci*. 2021; 5: 024-025.
40. ILONA R et ANDREW H., 2012 - Chapter 8 - Preventive Health Care for Cats, Editor(s): Susan E. Little, The Cat, W.B. Saunders, 151-180.
41. JOHN E., BENNETT MD., 2020- in Mandell, Douglas, and Bennett's Principles and Practice of Infectious Diseases.

42. KHALAFALLA R. E., 2011- A survey study on gastrointestinal parasites of stray cats in Northern Region of Nile Delta, Egypt, PLOS ONE 6 : 3–6.
43. KARAKAVUK M., CAN N., SELIM H., YEŞİLSIRAZ B., ATLI E., SAHAR E. A., DEMİR F., GÜL A., ÖZDEMİR HG., ALAN N., YALÇIN M., DÖŞKAYA M., 2021 - Investigation of the role of stray cats for transmission of toxoplasmosis to humans and animals living in İzmir, Turkey. Journal of Infection in Developing Countries 15(1):155–162.
44. KORKMAZ U F., GÖKPINAR S., YILDIZ K., 2016 - Prevalence of intestinal parasites in cats and their importance in terms of public health, Türkiye Parazitoloji Dergisi 40 :194–198.
45. KUMSA B., ABIY Y., ABUNNA F., 2019 - Ectoparasites infesting dogs and cats in Bishoftu, central Oromia, Ethiopia. Veterinary parasitology, regional studies and reports, 15, 100263.
46. LAFON A., SERCEAU F., 2019 - Puces du chien et du chat dans l'Ouest de la France : enquête épidémiologique et prévalence des bactéries zoonotiques des genres Bartonella spp. et Rickettsia spp. par détection moléculaire, Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse – ENVT, 202 p.
47. LAVIKAINEN A., IWAKI T., HAUKISALMI V., KONYAEV SV., CASIRAGHI M., DOKUCHAEV N et al., 2016 - Reappraisal of Hydatigera taeniaeformis (Batsch, 1786) (Cestoda: Taeniidae) sensu lato with description of Hydatigera kamiyai n. sp. Int J Parasitol. 46:361–74.
48. LEVINE N et IVENS V., 1981 - The Coccidian Parasites (*Protozoa, Apicomplexa*) of Carnivores. Illinois Biological Monographs 51, University of Illinois Press, Urbana. 248 pp.
49. LÓPEZ UREÑA M., CHAUDHRY U., CALERO BERNAL R., CANO ALSUA S., MESSINA D., EVANGELISTA F., BETSON M., LALLE M., JOKELAINEN P., ORTEGA MORA M., ÁLVAREZ GARCÍA G., 2022 - Contamination of Soil, Water, Fresh Produce, and Bivalve Mollusks with Toxoplasma gondii Oocysts: A Systematic Review. Microorganisms, 10(3), 517.
50. MICHAEL R et LAPPIN., 2014 - Canine and Feline Infectious Diseases, W.B. Saunders, 793-796.
51. MILNE G., WEBSTER J., WALKER M., 2020 - Toxoplasma gondii: An Underestimated Threat?. Trends in Parasitology. 36. 10.16.
52. MILLÁN J., et CASANOVA J. C., 2009 - High prevalence of helminth parasites in feral cats in Majorca Island (Spain). Parasitology Research 106:183–188.
53. MOHAMED S. I., HAROUN E. M., YOUSIF M., MURSAL W. I., ABDELSALAM E. B., 2021- Prevalence and pathology of some internal parasites in stray cats (Felis catus) in Khartoum North Town, Sudan. American Journal of Research Communication 9:13– 33.

54. OMONIJO A.O et SOWEMIMO O.A., 2017 - Prevalence of ectoparasites of dogs and cats in Ijero and Moba LGAs, Ekiti State, Nigeria. *Nigerian Journal of Parasitology*, 38, 278-283.
55. OVERGAAUW P et VAN KNAPEN F., 2013- Veterinary and public health aspects of *Toxocara* spp. *Vet. Parasitol.* 193, 398–403.
56. PEZESHKI, A., REZAEIAN M., ZAREBAVANI M., 2013- *Toxocara cati* infection in cats in Tehran and their importance in medicine. *Scientific Journal of Animal Science* 2:195–198.
57. PERRINE H et CLAIRE H., 2017 - Etude de la prévalence des parasites gastro-intestinaux, pulmonaires et de *Taxoplasma gondii* chez le chat en région toulousaine. Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, , 132 p.
58. RAJI A., MAGAJI A., BELLO M., LAWAL M., MAMUDA A., YAHAYA M. S., 2013 - Prevalence of gastrointestinal parasites of stray cats: a case study of two hospitals in Sokoto Metropolis, Sokoto, Nigeria. *Journal of Bacteriology and Parasitology* 4:4.
59. REINEMEYER C., 2016- Formulations and Clinical Uses of Pyrimidine Compounds in Domestic Animals, Parasiticide Therapy in Humans and Domestic Animals, Academic Press, 67.
60. RITCHIE, L.S., 1948- An ether sedimentation technique for routine stool examinations. *Bulletin. United States, Army Medical Dept* 8, 326.
61. ROSTAMI A ., RIAHI S., FALLAH O., WANG T ., HOFMANN A ., MIRZAPOUR A FOROUTAN M ., FAKHRI Y ., MACPHERSON C ., GASSER R., 2020- Global Prevalence Estimates of *Toxascaris leonina* Infection in Dogs and Cats. *Pathogens*. 9. 503.
62. RODRÍGUEZ GALLEGOS L., ROMERO N. C., BAUTISTA GÓMEZ, L. G., MARTÍNEZ CASTAÑEDA J. S., HEREDIA C. R., 2016 - Presence of *Toxocara* spp. in Domestic Cats in the State of Mexico. *Acta Scientiae Veterinariae*, vol. 44, pp. 1-5.
63. RODRÍGUEZ-PONCE E., GONZÁLEZ J. F., CONDE DE FELIPE M., HERNÁNDEZ J. N., RADUAN JABER J., 2016 - Epidemiological survey of zoonotic helminths in feral cats in Gran Canaria island (Macaronesian archipelago-Spain). *Acta parasitologica*, 61(3), 443–450.
64. SAARI S., NÄREAHO A., NIKANDER S.. 2021- Canine parasites and parasitic diseases. Academic Press. SADR S., MOGHADDAM S., ATAZADEH A., HARATIZADEH M., BORJI H., SAFAVI E., 2022- Middle-East prevalence of *Toxocara cati* and *Toxocara canis* and *Toxocara leoninein* stray cats and dogs.
65. SAINI V., GUPTA S., KASONDRA A., RAKESHR L., LATCHUMIKANTHAN, A., 2016- Diagnosis and therapeutic management of *Dipylidium caninum* in dogs: a case report. *Journal of parasitic diseases : official organ of the Indian Society for Parasitology*, 40(4), 1426–1428.

66. SALEH M.N., SUNDSTROM K.D., DUNCAN K.T et al. 2019 - Show us your ticks: a survey of ticks infesting dogs and cats across the USA. *Parasites Vectors* 12, 595.
67. SALMAN D., PUMIDONMING W., OOHASHI E., IGARASHI M., 2018 - Prevalence of *Toxoplasma gondii* and other intestinal parasites in cats in Tokachi subprefecture, Japan. *Journal of Veterinary Medical Science* 80:960–967.
68. SARGENT K., MORGAN U., ELLIOT A., THOMPSON R., 1998- Morphological and genetic characterisation of *Cryptosporidium* oocysts from domestic cats. *Vet. Parasitol.* 77, 221–227.
69. SARVI, S., DARYANI, A., SHARIF, M., RAHIMI, M. T., KOHANSAL, M. H., MIRSHAFIEE, S., SIYADATPANAH, A., HOSSEINI, S. A., et GHOLAMI, S., 2018- Zoonotic intestinal parasites of carnivores: A systematic review in Iran. *Veterinary world*, 11(1), 58–65.
70. SCHUSTER R. K., THOMAS K., SIVAKUMAR S., O'DONOVAN D., 2009- The parasite fauna of stray domestic cats (*Felis catus*) in Dubai, United Arab Emirates. *Parasitology Research* 105:125.
71. SHAKYA M., JAYRAW A., SINGH M., UPADHAYA D., PARTHASARATHI Bc., 2019- Cat flea (*Ctenocephalides felis felis*) and Oriental cat flea (*Ctenocephalides orientis*) infestation as a emerging nuisance to human population. *Journal of entomology and zoology studies* . 7. 190-192.
72. SHAWN D et DAWSON W., 2020- Neurocognitive and neuropsychiatric effects of toxocarasis, *Advances in Parasitology*, Academic Press, Vol 109, 261-272 .
73. SINGER . M., FINK, M. Y., ANGELOVA, V. V, 2019 - Recent insights into innate and adaptive immune responses to *Giardia*. *Advances in parasitology*, 106, 171–208.
74. SOARES R et TASCA T., 2016- Giardiasis: an update review on sensitivity and specificity of methods for laboratorial diagnosis. *Journal of microbiological methods*, 129, 98–102.
75. SUSAN E., ANNE W., YOKO H., 2018 - Dorothy Normile, Kathleen Heaney, Rob Armstrong, Ticks from cats in the United States: Patterns of infestation and infection with pathogens, *Veterinary Parasitology*, Vol 257, 15-20.
76. TAREKEGN S., DEJENE H., ADDISU A., DAGNACHEW S., 2020 - Potential risk factors associated with seropositivity for *Toxoplasma gondii* among pregnant women and HIV infected individuals in Ethiopia: A systematic review and meta-analysis. *PLoS neglected tropical diseases*, 14(12).
77. TZANNES S., BATCHELOR D. J., GRAHAM P. A., PINCHBECK G. L., WASTLING J., GERMAN A. J., 2008- Prevalence of *Cryptosporidium*, *Giardia* and *Isospora* species infections in pet cats with clinical signs of gastrointestinal disease. *Journal of Feline Medicine and Surgery* 10:1–8.

78. THAKUR S., KAUR U., SEHGAL R., 2021- Genetic diversity of *Giardia* isolates from patients in Chandigarh region: India. BMC Res Notes 14, 26.
79. THOMAS J. E., STAUBUS L., GOOLSBY J. L., REICHARD M. V., 2016 - Ectoparasites of free-roaming domestic cats in the central United States. Veterinary parasitology, 228, 17–22.
80. TIMOTHY W., DWIGHT D., 2020- Visceral larval migrans of *Toxocara canis* and *Toxocara cati* in non-canid and non-felid hosts, Advances in Parasitology, Academic Press, Vol 109, 63-88.
81. TIYO R., GUEDES T. A., FALAVIGNA D. L. M., FALAVIGNA-GUILHERME A. L., 2008 - Seasonal contamination of public squares and lawns by parasites with zoonotic potential in southern Brazil. Journal of Helminthology 82:1–6.
82. TULI M., LI H., LI S., ZHAI J., WU Y., HUANG W., FENG Y., CHEN W., YUAN, D., 2022 - Molecular detection of a novel *Ancylostoma* sp. by whole mt DNA sequence from pangolin *Manis javanica*. Parasites & vectors, 15(1), 70.
83. WAAP H., GOMES J., NUNES T., 2014- Parasite communities in stray cat populations from Lisbon, Portugal. Journal of Helminthology 88:389–395.
84. WANI Z. A., ALLAIE I. M., SHAH B. M., RAIES A., ATHAR H., JUNAID S., 2015- *Dipylidium caninum* infection in dogs infested with fleas. Journal of parasitic diseases : official organ of the Indian Society for Parasitology, 39(1), 73–75.
85. WALDEN M et MITCHELL, M. A, 2021- Pathogenesis of *Isospora amphiboluri* in Bearded Dragons (*Pogona vitticeps*). Animals : an open access journal from MDPI, 11(2), 438.
86. WIERZBOWSKA I., KORNÁS S., PIONTEK A., ROLA K., 2020 - The prevalence of endoparasites of free ranging cats (*Felis catus*) from urban habitats in southern Poland. Animals 10:748.
87. XUE L ., CHAI J ., GUO Y., ZHANG L., LIANG L., 2014 - Further studies on *Toxascaris leonina* (Linstow, 1902) (*Ascaridida: Ascarididae*) from *Felis lynx* (Linnaeus) and *Panthera leo* (Linnaeus) (*Carnivora: Felidae*). Acta Parasitologica. 60. 10.1515/ap-2015-0020.
88. YAGOOB G., YAGHUOB F., AZAD I., 2014 - Prevalence of gastrointestinal parasites of domestic cats and its zoonotic importance in tabriz city, Iran. 87– 92.
89. YANG Y et LIANG H., 2015 - Prevalence and risk factors of intestinal parasites in cats from china. BioMed Research International : 1–6.
90. YOSHIDA, Y., 1985- Formalin ether sedimentation (MGL) technique. In: Medical Zoology pp. 21. Nanzando Co. Lim.
91. YOUSSEFI M., HOSEINI S., ZAHERI B., TABARI M A., 2010 - First report of *Ancylostoma tubaeforme* in Persian Leopard (*Panthera pardus saxicolor*). Iranian journal of parasitology, 5(1), 61–63.

Références bibliographiques

92. ZENNER L et DREVON E., 2003 - Etude épidémiologique des populations de tiques rencontrées dans 12 clientèles de l'Ain et de la Haute-Savoie.
93. ZIBAEI M., SADJJADI S. M., SARKARI B., 2007 - Prevalence of *Toxocara cati* and other intestinal helminths in stray cats in Shiraz, Iran. *Tropical Biomedicine* 24: 39–43.

Annexe

تحقيق حول الطفيليات الداخلية و الخارجية لدى القطط في منطقة الجلفة

ملخص

أجريت هذه الدراسة لتقدير انتشار الطفيليات الرئيسية المعوية والطفيليات الخارجية التي تصيب القطط في منطقة الجلفة خلال فترة 6 أشهر (فبراير - يونيو 2022). تم جمع 150 عينة براز من ثلاثة مواقع وتم تحليلها بالفحص المجهرى باستخدام طريقتين هما التعويم والترسيب. أظهرت هذه الدراسة انتشار طفيليات الجهاز الهضمي بشكل عام بنسبة 28.66%. *Iso spora spp.* أظهرت أعلى نسبة إصابة (19.33%) ، تليها *Toxocara cati* (4.66%) ، *Toxascaris leonine* (2%) ، وأخيراً *Ancylostoma spp.* (0.66%). بلغ معدل الإصابة بالطفيليات الخارجية 12.66%. تم تحديد جميع الطفيليات الخارجية على أنها من أنواع القراد *Rhipicephalus Sanguineus*. قد يكون لبعض الطفيليات التي تم تحديدها في دراستنا مخاطر حيوانية المنشأ لدى الأشخاص الذين هم على اتصال بالقطط في المواقع المختلفة التي تمت دراستها.

الكلمات المفتاحية: قطط ، طفيليات معوية، طفيليات خارجية، انتشار، الجلفة.

Contribution to the study of gastrointestinal parasites and ectoparasites of cats in Djelfa region

Abstract

This study was conducted to estimate the prevalence of the main gastrointestinal parasites and ectoparasites infesting cats in the Djelfa region during a period of 6 months (February to June 2022). 150 faecal samples were taken from three localities and analyzed by microscopic examination using two techniques including flotation and sedimentation. This study showed an overall prevalence of gastrointestinal parasites of 28.66%. *Iso spora* spp. showed the highest infestation rate (19.33%), followed by *Toxocara cati* (4.66%), *Toxascaris leonine* (2%), and finally *Ancylostoma* spp. (0.66%). The ectoparasites infestation rate was 12.66%. All ectoparasites were identified as the tick species *Rhipicephalus Sanguineus*. Some parasites identified in our study may have a significant zoonotic risk in people who are in contact with cats in the different studied localities.

Keywords: Cats, gastrointestinal parasites, ectoparasites, prevalence, Djelfa.

Contribution à l'étude des endoparasites digestifs et ectoparasites du chat dans la région de Djelfa

Résumé

La présente étude a été menée pour l'estimation de la prévalence des principaux parasites gastro-intestinaux et ectoparasites infestant les chats de la région de Djelfa durant une période de 6 mois (février à Juin 2022). 150 échantillons de feces ont été prélevés dans trois localités et analysés par un examen microscopique en utilisant deux techniques incluant la flottation et sédimentation. Cette étude a montré une prévalence globale des parasites gastro-intestinaux de 28.66%. *Isospora* spp. a montré le taux d'infestation le plus élevé (19.33%), suivie par *Toxocara cati* (4.66%), *Toxascaris leonine* (2%), et en fin *Ancylostoma* spp. (0.66%). Le taux d'infestation par les ectoparasites était de 12.66 %. Tous les ectoparasites ont été identifiés comme l'espèce de tique *Rhipicephalus Sanguineus*. Certains parasites identifiés dans notre étude peuvent avoir un risque zoonotique important chez les personnes qui sont en contact avec les chats dans les différentes localités étudiées.

Mots-clés : Chats, endoparasites digestifs, ectoparasites, prévalence, Djelfa.