



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

الجامعة الجزائرية زيان عاشور

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'études

*En vue de l'obtention du Diplôme de Master en
Biologie*

Option : Parasitologie

Thème:

**Contribution à l'étude des parasites gastro-intestinaux et ectoparasites
infestant le chat (*Felis catus* L 1758) dans la région de Djelfa**

Présenté par :

ARAR Ahlem

BERRABAH Hamida

ATTAFI Rabab Hibatallah

Devant le jury :

Président :	M. BENSID A	Maître de Conférences B	Univ. Djelfa
Promoteur:	M. LAATAMNA A.K.	Professeur	Univ. Djelfa
Co- Promoteur:	M. BOURAGBA M.	Maître de Conférences B	Univ. Djelfa
Examineur:	M CHERAIR E	Maître de Conférences B	Univ. Djelfa

Année Universitaire 2022/2023



REMERCIEMENTS

Nous remercions d'abord Dieu Tout-Puissant, qui nous a donné la volonté et de patience pour réaliser ce travail.

Nous remercions notre encadreur Monsieur

LAATAMNA A.K Professeur à la Faculté des sciences de la

Nature et de la vie de l'Université de Djelfa,

Pour le temps qu'il a consacré pour achever ce travail, pour sa rigueur scientifique ses Précieux conseils et ses encouragements et Pour le suivi et la mise au

Point du document final.

Nos remerciements nos collègues TELHA TELHA et NAAS Fatna Mounira Pour obtenir de l'aide pour réaliser ce travail.



Dédicaces

Je dédie ce modeste travail à

A ma chère mère LEHZIAL HADDA pour tous ses sacrifices son amour, sa tendresse et son soutien tout au Long de mes études.

A mon père ABD ALBAQI pour ses encouragements permanents et son soutien moral.

A Ma tendre grand-mère GhARBI ZINEB pour sa amour sa soutien et sa sacrifices tout le temps.

A mes chères sœurs: AYA ET WIDAD SIRIN.

A Mon frère Brahim pour toute son aide et sa présence dans ma vie.

A ma cousine Zineb yahyaoui est ma meilleure collègue pendant toutes mes années universitaires.

Merci aux propriétaires du mémoire : Ahlem et Hamida Pour une relation merveilleuse et sincère entre nous.

ATTAFI RABAB HIBATALLAH



Dédicaces

Je dédie ce travail:

A mon cher père «Ali» , tout ce que je suis aujourd'hui, c'est grâce à lui, merci papa.

A ma chère mère «Kherifi Khadra», à celle qui a planté dans mon coeur l'amour de la connaissance, de la poursuite et du succès depuis l'enfance, à mon refuge dans les moments de peur, je t'aime ma mère.

A ceux qui m'ont réuni sous un même toit, à qui nous avons porté un sein et avec qui j'ai partagé les bons et les mauvais jours, mes chers frères et mes chères sœurs: Yasmin, Yones, Hadjer, Marwan, Wissal, mon cher jumeau à mon coeur « Tallin et Retaj»

.A mes amis: Berrabeh Hamida ,Attafi Rabab

ARAR AHLEM



Dédicaces

Avant tout, je remercie « ALLAH », le tout puissant et le miséricordieux pour la volonté et la patience qu'il attribue. qu'Il soit loué pour l'aide qu'Il m'a fournie afin d'achever mes études et pour m'avoir guidé dans le droit chemin dans ma vie

Je dédie ce mémoire de fin d'études à mes parents bien-aimés, merci pour votre grande confiance en mes capacités, ta fatigue et votre soutien sans fin. je vous dois tout le succès que j'ai obtenu.

J'adresse mes plus chaleureuses félicitations et remerciements à ma merveilleuse famille :

A mon père et ma mère « AIDE et MALIKA

A mes sœurs « FATIMA, HAFIDA, DJAMILA, HAYAT » et leurs maris et leurs enfants

A ma petite sœur « ILHAM » et ma chère grand-mère « FATIMA »

A tous les professeurs, les amis et à tous ceux qui ont contribué à ma carrière et m'ont aidé, même si ce n'est qu'un petit peu

J'espère que cette réalisation est le début d'un avenir prospère pour moi.

BERRABAH HAMIDA

Sommaire

Remerciements

Dédicaces

Liste des figures	A
Liste des tableaux	B
Liste des abréviations	C
Introduction.....	1

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I :

Les principaux parasites gastro-intestinaux et ectoparasites infestant le chat

I.1. Parasites helminthes gastro-intestinaux.....	5
I.1.1. <i>Toxocara cati</i>	5
I.1.2. <i>Toxascaris leonina</i>	6
I.1.3. <i>Ancylostoma tubaeformae</i>	7
I.1.4. <i>Dipylidium caninum</i>	8
I.1.5. <i>Trichuris spp</i>	8
I.2.Parasites protozoaires gastro-intestinaux	9
I.2.1 <i>Isospora spp</i>	9
I.2.2. <i>Cryptosporidium spp</i>	10
I.2.3. <i>Toxoplasme gondii</i>	10
I.2.4. <i>Giardia intestinalis</i>	11
I.2. Principaux ectoparasites du chat	11
I.2.1. Principaux espèces de tiques infestant le chat	11
I.2.2. Principaux espèces de puces infestantes	12

PARTIE EXPERIMENTALE

CHAPITRE II :

Matériels et Méthodes

Objectifs.....	16
II.1. Description de la région d'étude.....	16
II.1.1. Situation géographique.....	16
II.1.2. Données climatiques.....	16
II.2. Caractéristiques des chats étudiés.....	19
II.3. Techniques de prélèvement.....	19
II.3.1. Matières fécales.....	19
II.3.2. Collecte des ectoparasites (tiques et puces).....	20
II.4. Techniques d'analyse.....	21
II.4.1. Examen macroscopique des fèces.....	21
II.4.2. Examen microscopique des fèces.....	21
II.4.2.1. Flottation.....	22
II.4.2.3. Coloration Ziehl-Neelsen modifiée.....	25
II.4.3. Identification morphologique des ectoparasites (tiques et puces).....	26
II.4.4. Exploitation des résultats.....	27

Chapitre III

Résultats

III.1. Infestation par les parasites gastro-intestinaux.....	29
III.1.1. Prévalence globale de l'infestation parasitaire chez les chats examinés.....	29
III.1.2. Prévalence des différentes espèces parasitaires identifiées chez les chats examinés.....	29
III.1.3. Taux d'infestation globale selon les facteurs de risque.....	31
III.1.3.1. Sexe.....	31
III.1.3.2. Age.....	31
III.1.3.3. Mode de vie.....	33

III.1.3.4. Présence ou absence de la diarrhée	34
III.1.3.5. Vermifugation des chats	35
III.2. Infestation par les ectoparasites	36
III.2.1. Prévalence globale de l'infestation chez les chats examinés	36
III.2.2. Taux d'infestation global selon les facteurs de risque	36
III.2.2.1. Sexe	36
III.2.2.2. Age	37
III.2.2.3. Mode de vie	37
III.2.3. Espèces d'ectoparasites identifiées chez les chats infestés	38

Chapitre IV

Discussion

IV.1. Résultats de l'infestation par les parasites gastro-intestinaux	41
IV.1.1. Taux d'infestation global	41
IV.1.2. Différentes espèces parasitaires identifiées	41
IV.1.3. Variation de la prévalence globale selon les facteurs de risque	42
IV.2. Résultats de l'infestation par les ectoparasites (tiques et puces)	44
Conclusion	46
Références bibliographiques	48
Annexes	49

Résumé

Liste des figures

Figure 1: Œufs de <i>Toxocara cati</i> dans les frottis fécaux du chat	5
Figure 2: Larve de <i>Toxocara cati</i> détectée dans la viande de cuisse d'une poule pondeuse dans un élevage en plein air	5
Figure 3: Cycle de vie de <i>Toxocara cati</i>	6
Figure 4: La forme (A): œuf de <i>Toxascaris leonina</i> et la forme (B): la larve de <i>Toxascaris leonina</i>	7
Figure 5 : Oeuf d' <i>Ancylostoma spp.</i> , dans un échantillon fécal de chat (G×100).....	8
Figure 6 : Oocyste d' <i>Isospora felis</i>	9
Figure 7: Oocysts de <i>Cryptosporidium spp.</i>	10
Figure 8: <i>Ctenocephalides felis</i> , vue latérale, microscopie photonique	12
Figure 9: Cycle de vie de la puce du chat (<i>Ctenocephalides felis</i>).	12
Figure 10: La localisation géographique des zones d'étude.....	18
Figure 11: Collecte des fèces directement de rectum ou après défécation des chats.	20
Figure 12: Collecte et conservation des tiques et puces sur des chats infestés	21
Figure 13: Différentes étapes de réalisation de la technique de flottaison.	23
Figure 14: Différentes étapes de réalisation de la coloration de Lugol.	24
Figure 15: Différentes étapes de réalisation de la coloration de Ziehl-Neelsen modifiée.....	26
Figure 16: Loupe binoculaire pour l'identification des ectoparasites	26
Figure 17: Prévalence globale de l'infestation par les parasites gastro-intestinaux.	29
Figure 18: Les différentes espèces parasitaires identifiées par l'examen microscopique.	30
Figure 19: Taux d'infestation global par les parasites GI selon le sexe des chats examinés.	31
Figure 20: Prévalence globale de l'infestation par les ectoparasites.	36
Figure 21: Taux d'infestation global par les ectoparasites selon le sexe des chats examinés.	36
Figure 22: Taux d'infestation par les tiques <i>Rhipicephalus sanguineus sensu lato</i>	38
Figure 23: <i>Rhipicephalus sanguineus sensu lato</i> (face dorsale à droite et ventrale a gauche) .	39
Figure 24: Taux d'infestation par les puces <i>Ctenocephalides canis</i>	39
Figure 25: <i>Ctenocephalides canis</i>	39

Liste des tableaux

Tableau 1: Les données climatiques de la région de Djelfa	17
Tableau 2: Nombre de chats prélevés durant la période d'étude	19
Tableau 3 : Les différentes espèces parasitaires identifiées chez les chats examinés	29
Tableau 4: Distribution et prévalence des différentes espèces parasitaires identifiées selon le sexe des chats examinés.....	31
Tableau 5: Taux d'infestation global selon l'âge des chats examinés.....	32
Tableau 6: Distribution et prévalence des différentes espèces parasitaires identifiées selon l'âge des chats examinés.....	32
Tableau 7: Taux d'infestation global selon le mode de vie des chats examinés.....	33
Tableau 8: Distribution et prévalence des différentes espèces parasitaires identifiées selon le mode de vie des chats examinés.....	34
Tableau 9: Taux d'infestation global selon la présence ou l'absence des diarrhées chez les chats examinés	34
Tableau 10 : Distribution et prévalence des différentes espèces parasitaires identifiées selon la nature des fèces prélevées chez les chats.....	35
Tableau 11 : Taux d'infestation global selon l'utilisation des antiparasitaires chez les chats examinés	35
Tableau 12: Taux d'infestation global selon l'âge des chats examinés.....	37
Tableau 13: Taux d'infestation global selon le mode de vie des chats examinés	38

Liste des abréviations

km² : kilomètre carré

Mm : millimètre

C°: degré celsius

µm : micromètre

Gr: grossissement

%: pourcentage

Cm : centimètre

D.P.S.B: direction de programmation et de suivi budgétaire

G: gramme

HD: hôte définitif

HI: hôte intermédiaire

ML: millilitre

An orange oval with a gradient and a thin dark border, centered on a white background.

Introduction

Introduction

Les chats sont des animaux de compagnie communs dans tous les pays (RABBANI et al., 2020), ils étaient démontré que posséder un animal de compagnie aide à améliorer la santé physique et mentale des humains (RAMOS et al., 2020), la relation étroite entre l'homme et chats a un impact positif et négatif, l'impact négatif est associé aux zoonoses maladies qui peuvent être dangereuses pour la santé de l'homme chats domestiques et aussi félins sauvages sont une source potentielle d'un certain nombre d'agents infectieux tels que plusieurs parasites zoonotiques (RABBANI et al., 2020).

Les parasites chez les chats sont l'un des organismes qui peuvent causer des maladies chez les hôtes et les humains (RACHMAWATI et al., 2022), le parasitisme gastro-intestinal est un problème courant chez les chats, avec des taux de prévalence pouvant atteindre 45%, les parasites peuvent ressembler à des vers (par exemple: vers gastriques, ascaris, ankylostomes, ténias) ou unicellulaires (par exemple : *Isospora* spp, *Giardia intestinalis*, *Toxoplasma gondii*). Les signes associés ou infections parasitaires sont assez non spécifiques, comme un pelage terne, de la toux, des vomissements, de la diarrhée, des excréments mucoïde ou sanglants (GAREDAGHI et al.,2014), ceux ci provoquent non seulement des maladies chez le chat mais ont également une importance zoonotique, plus de 75% des maladies humains est d'origine zoonotique et provient à la fois d'animaux sauvages et d'animaux domestiques, par exemple: *Toxoplasma gondii* qui est probablement le protozoaire parasite le plus répandu d'importance majeure pour la santé publique (WIERZBOWSKA et al.,2020).

Les puces, les poux et les tiques sont des ectoparasites qu'on peut trouver infestant les chats et les chiens, les puces en particulier les Ctenocephalides sont les plus courants ectoparasites et sont de importance vétérinaire et de santé publique car ils peuvent agir comme des réservoirs et vecteurs potentiels d'une variété d'agents pathogènes y compris les agents zoonotiques (AZRIZAL et al., 2019).

De nombreuses études de surveillance épidémiologique dans le monde ont rapporté que les chats domestiques et errants ont un pourcentage élevé de parasites, afin de protéger la santé publique, de nombreux chercheurs ont étudié les parasites gastro-intestinaux et ectoparasites infestant le chat tels que (en Malaisie par AZRIZAL et al., 2019, et en Egypte par ABBAS et al., 2022)

Introduction

La prévalence des infestations parasitaires chez le chat en Algérie est mal connue, puisque très peu des enquêtes ont étudié ces maladies, la connaissance données épidémiologiques de ces maladies chez leur chat est essentiel lors de l'établissement des plans de lutte contre le passage zoonotique chez l'homme

A Djelfa, parmi les travaux réalisés dans ce contexte on peut citer ceux de Naas, MAZOUZ et GUERZOU (2022) sur la contribution à l'étude des endoparasites digestifs et ectoparasites du chat dans la région de Djelfa.

Le but de notre étude est d'identifier les parasites gasrtrointestinaux et ectoparasites infestant le chat dans la région de Djelfa et leur danger pour la santé humaine

**PARTIE
BIBLIOGRAPHIQUE**



CHAPITRE I :

Les principaux parasites gastro-intestinaux et ectoparasites infestant le chat



I.1. Parasites helminthes gastro-intestinaux

Plusieurs espèces parasitaires appartiennent au nématode, cestodes et même trématodes infestent les carnivores domestiques dont les chats. Dans cette partie, on va développer seulement les principaux parasites infestant le tractus digestif du chat domestiqué.

I.1.1. *Toxocara cati*

Toxocara cati est un nématode gastro-intestinal (VITRA et al., 2022), qui appartient à la famille des Ascaridae et au genre *Toxocara* (NUSSA et al., 2021). *Toxocara cati* est fréquemment retrouvé dans l'intestin des chats domestiques dans le monde entier (URSACHE et al., 2021). Les larves mesurent environ 300µm et les vers adultes mesurent de 4 à 10 cm. Les adultes produisent des œufs, pratiquement sphériques, qui mesurent de 75 à 85µm de diamètre (MARIE-LAZARINE POULLE, 2017).



Figure 1: Œufs de *Toxocara cati* dans les frottis fécaux du chat (YAGOOB ET MOHAMMAD, 2015).

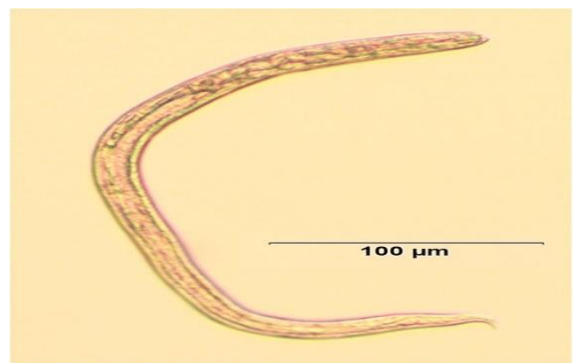


Figure 2: Larve de *Toxocara cati* détectée dans la viande de cuisse d'une poule pondeuse dans un élevage en plein air (OKADA et al., 2021)

Toxocara cati a un cycle biologique complexe (HAUCK et al., 2023). Les félidés sont les hôtes définitifs les plus courants de *T. cati*, tandis que les humains et nombreux animaux tels que les rongeurs et les oiseaux peuvent servir d'hôtes paraténiques (NADERBANDI et al., 2022). Les œufs produits par les vers adultes sont excrétés dans les matières fécales et persistent 10 à 14 jours. Les œufs de vers peuvent survivre dans des condition sèches de l'environnement (NUSSA et al., 2021). Après ingestion des œufs embryonnés par l'hôte, les larves éclosent dans le petit intestin. Les larves migrent ensuite à travers la muqueuse intestinale vers le foie et les poumons où ils deviennent des vers adultes dans l'intestin grêle. L'homme, qui agit comme hôte paraténique, peut être infecté

par ces parasites par le biais des œufs contaminant le sol, les eaux, mains non lavées, légumes crus ou ingestion de larves dans les tissus organiques ou musculaires insuffisamment cuits ou crus d'autres hôtes paraténiques (PHOOSANGWALTHONG et al., 2022). Les signes cliniques de la toxocarose survient généralement chez le chaton et comprend la diarrhée, vomissements, retard de croissance et gêne abdominale jusqu'à l'obstruction intestinale (HAUCK et al., 2023).

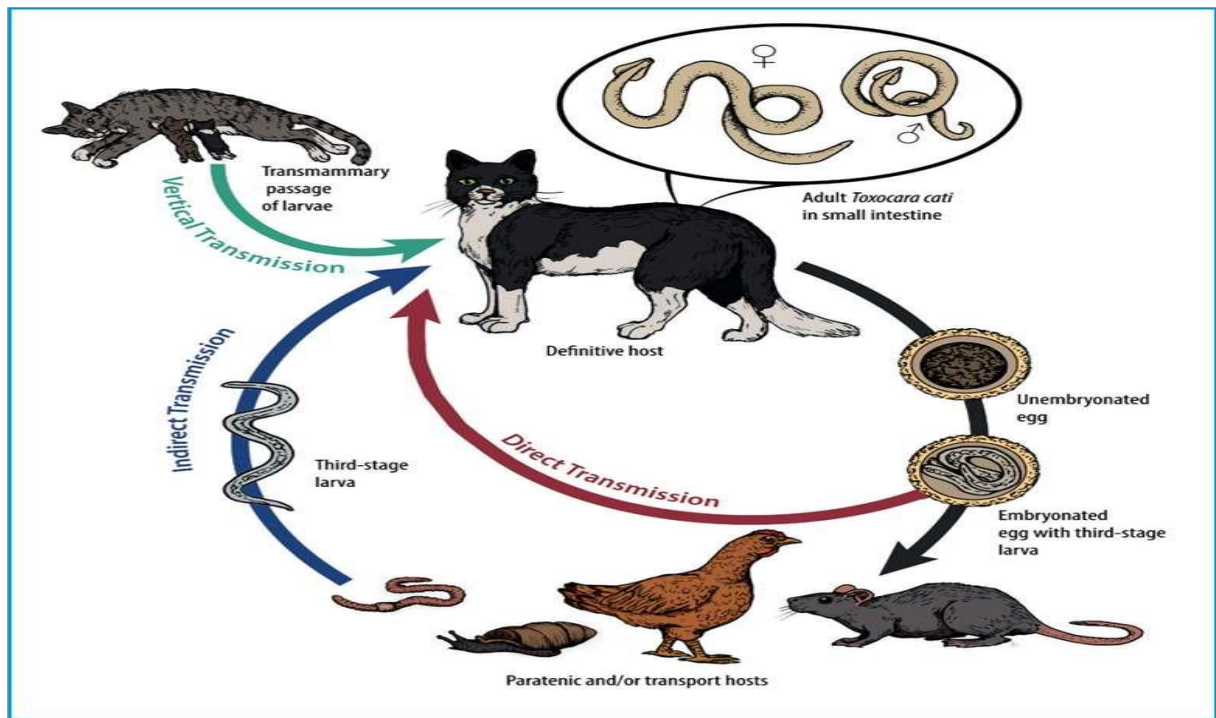


Figure 3: Cycle de vie de *Toxocara cati* (CASTRO et Sapp, 2021).

I.1.2. *Toxascaris leonina*

Toxascaris leonina (nematoda Ascarididae) est un nématode commun de divers animaux, y compris les chiens et les chats, bien qu'il ait une gamme variée d'hôtes définitifs. Les adultes parasitent l'intestin grêle des hôtes définitifs et peuvent provoquer des maladies graves chez les jeunes animaux (JIN et al., 2019). Ce parasite a un long corps cylindrique de couleur blanc, jaune à brun clair devant en forme de flèche. Les femelles peuvent libérer jusqu'à 200 000 œufs par jour dans l'environnement via les fèces de l'hôte (ZIEGLER et al., 2019). *Toxascaris leonina* a un potentiel zoonotique limité. Il est largement distribué dans le monde entier (XUE et al., 2014). L'homme est infecté comme un hôte accidentel par contact direct avec des chiens ou des chats ou l'ingestion d'aliments contaminés par des œufs. De plus, la transmission transplacentaire aux chiots et aux chatons est voie principale d'infection (ESLAHI et al., 2020).

Les œufs de *Toxascaris leonina* sont incolores et ovales, avec une taille maximale de $85 \times 75 \mu\text{m}$, et possèdent une coquille lisse d'environ $2 \mu\text{m}$ d'épaisseur sans stries, ni pelage albumineux. Ils sont capables de s'adapter à diverses conditions climatiques, telles que la température (EL-DAKHLY et al., 2017).

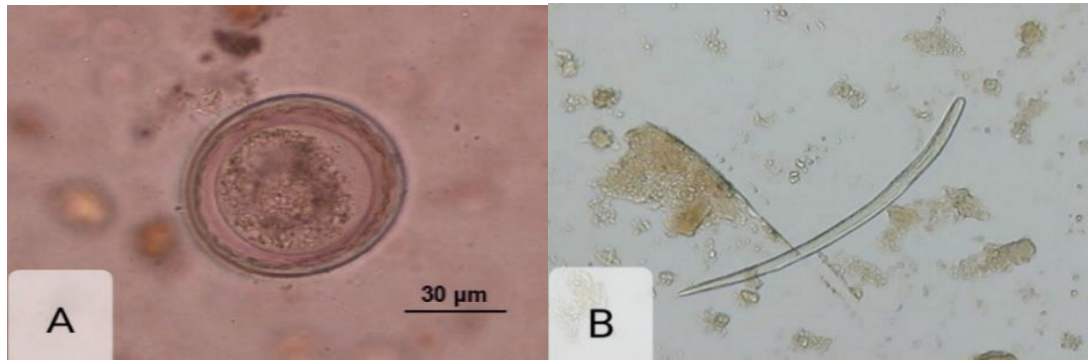


Figure 4: La forme (A): œuf de *Toxascaris leonina* (MOUDGIL et al., 2017) et la forme (B): la larve de *Toxascaris leonina* (KLOCKIEWICZ et al., 2019).

Le cycle évolutif *T. leonina* contrairement aux autres vers ronds, est simple et les infections suivent souvent l'ingestion orale d'œufs infectieux. Ensuite, les larves éclosent et pénètrent la muqueuse de l'intestin grêle et s'installent là-bas pour le développement. Après plusieurs mues, ces larves retournent dans la lumière intestinale où ils mûrissent et s'accouplent les femelles, qui libèrent des œufs dans les fèces (HONGYU et al., 2021), L'infection à *T. leonina* provoque généralement des diarrhées, des vomissements et de la malnutrition chez les animaux, et entraîne même des décès chez les jeunes animaux (XUE et al., 2014).

I.1.3. *Ancylostoma tubaeformae*

Ancylostoma Tubaeforme est un nématode gastro-intestinal, fréquent chez les chats (GEURDEN et al., 2017). Il est un parasite hématoophage, appartient à la famille *Ancylostomatidae* (TULI et al., 2022). Les femelles sont prolifiques et pondent des œufs ovoïdes à extrémités arrondies, mesurant $65 \times 40 \mu\text{m}$, à paroi lisse et mince, qui contiennent une morula de huit à seize cellules remplissant presque totalement l'œuf (PERRINE et CLAIRE, 2017). Les adultes mesurent de 7 à 12 mm long (YOUSSEFI et al., 2010).



Figure 5: Oeuf d'*Ancylostoma* spp., dans un échantillon fécal de chat (G×100) (FERRAZ et al., 2021).

Des infections liées aux ankylostomes félines par *A. tubaeformae* se produisent soit par ingestion orale de L3 dans l'environnement, ingestion des hôtes paraténiques infectés, ou par infection percutanée par L3 pénétrant activement la peau. 18 à 28 jours après l'infection, les vers entrent en perméabilité et les adultes s'attachent à l'intestin et se nourrissent de sang, ce qui peut entraîner une anémie, une diarrhée et une perte de poids chez les chatons. Des fortes infestations peuvent même être fatales (HAUCK et al., 2023).

I.1.4. *Dipylidium caninum*

Dipylidium caninum est un cestode cosmopolite appartenant à la famille dipylididae, il est capable d'infecter les chiens et les chats, domestiques et l'homme (JESUDOSS CHELLADURAI et al., 2023). Ce parasite est causé la dipylidiose (BENITEZ-BOLIVAR et al.2022).Le cycle de vie en bref les œufs de *D.caninum* rejetés dans les matières fécales des animaux infectés sont ingéré par les larves de puces dans l'environnement émerge alors et infeste un hôte, l'embryon de cestode hexacanthé se développe en un stade cysticercoïde, les larves de cysticercoïdes sont infectieux pour l'hôte définitif, adult de *D.caninum* se développe dans l'intestin grêle et perdre des paquets d'œuf (proglottis) (GOPINATH et al.,2018).

I.1.5. *Trichuris spp*

Le genre *Trichuris* est un groupe bien connu de nématodes dont les espèces parasitent les humains et bien dans d'autres, les animaux decompagnie, y compris les carnivores (YEVSTAFIEVA et al., 2023) *Trichuris* spp a un cycle de vie direct, n'implique aucun hôte ou vecteurintermédiaire et se transmet par contamination fécale Sols,nutriments et réserves d'eau. Ils résident tous dans l'intestin stades adultes, mais laplupart des espèces ont également des stades de migration des tissus juvéniles par

conséquent, les manifestations de la maladie qu'elle provoque peuvent être locales et systémiques (GARCÍA-SÁNCHEZ et al., 2022).

I.2. Parasites protozoaires gastro-intestinaux

I.2.1 *Isospora* spp.

Isospora spp. sont des protozoaires appartenant aux coccidies Apicomplexa de la famille des Eimeriidae (KUBISKI S et al., 2022 ; SCORZA et al., 2020). Les chats sont des hôtes définitifs pour *Isospora felis* et *Isospora rivolta*. Ils acquièrent l'infection en ingérant des oocystes sporulés de l'environnement (SCORZA et al., 2021). L'infection peut provoquer une diarrhée légère à sévère, qui peut être sanglante chez les chiots (MOHEBALI et al., 2019),

Isospora spp. est ingéré avec de la nourriture ou de l'eau contaminée et leur cycle de vie nécessite une étape en dehors de l'hôte. Après l'ingestion des oocystes, ils libèrent des sporozoïtes (peut-être en réponse à la bile dans l'intestin grêle) qui envahissent les entérocytes de l'intestin grêle. Ils deviennent des trophozoïtes et la multiplication asexuée (schizogonie) produit des mérozoïtes, qui envahissent les cellules précédemment non infectées. Peu de temps après, un cycle de multiplication sexuée (sporogonie) commence, générant des oocystes qui peuvent passer dans l'environnement, en dehors de l'hôte. Les oocystes mûrissent et deviennent infectés deux à trois jours plus tard, les oocystes sont résistants et restent viables dans l'environnement pendant des mois (MOHAGHEGH et al., 2015).



Figure 6 : Oocyste d'*Isospora felis* (FILIP et al., 2017).

I.2.2. *Cryptosporidium spp.*

Cryptosporidium spp. est un protozoaire intestinal avec une distribution mondiale, qui infecte nombreuses espèces de vertébrés, y compris les humains et les animaux (ZHUANG et al., 2022). *Cryptosporidium spp* appartient à la classe des coccidies et du phylum Apicomplexa. *Cryptosporidium spp* a un cycle de vie complexe monoxène, qui se divise en deux phases : la phase asexuée (sporogonie et schizogonie/mérogonie) et la phase sexuée (gamogonie) avec certaines caractéristiques qui le différencient de toutes les autres coccidies, y compris la localisation intracellulaire et extra-cytoplasmique (HELMY et al., 2022). L'infection se produit par voie oro-fécale après l'ingestion d'aliments ou d'eau contaminés par des oocystes, qui sont éliminés directement sporulés (FARADJ, 2019). Il y a eu de nombreux rapports de cas de cryptosporidiose chez les chats domestiques (Taghipour et al., 2021). Le chat est infecté par deux espèces zoonotiques dont *Cryptosporidium parvum* et *Cryptosporidium felis* (FAYER et al., 2006).

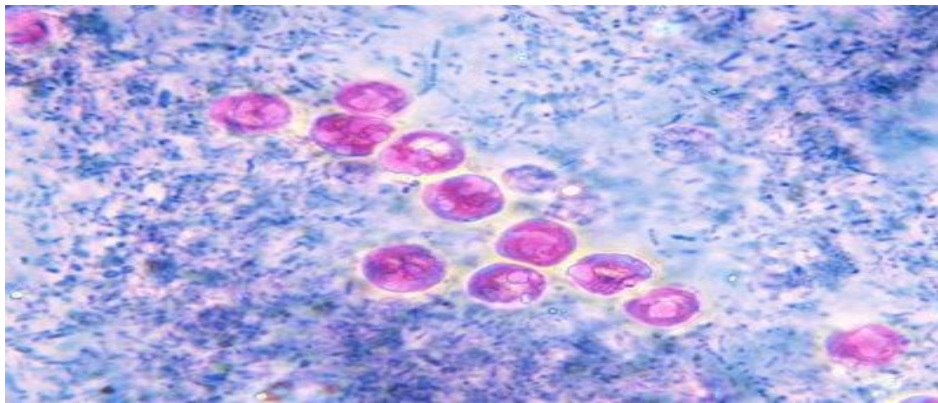


Figure 7: Oocysts de *Cryptosporidium spp.* (FIROUZIVAND et al., 2021).

I.2.3. *Toxoplasme gondii*

Toxoplasma gondii est un protozoaire zoonotique qui infecte toutes les espèces à sang chaud (GALAL et al., 2022). *Toxoplasma gondii* présente un cycle de vie hétéroxène facultatif (DELGADO et al., 2022). Les chats domestiques et les membres de la famille des chats (Felidae) sont les hôtes définitifs, alors que les mammifères, les oiseaux et même les humains peuvent servir d'hôtes intermédiaires (LAKHAMSEN et al., 2022). Le cycle de vie de *T. gondii* est considéré comme sexuel et asexué avec une complexité caractéristique; il se reproduit sexuellement dans le HD et asexuée chez les hôtes intermédiaires (HI) avec trois stades de reproduction distincts : Tachyzoïtes (réplication rapide), bradyzoïtes

(réplication lente) et sporozoïtes (en Oocystes sporulés) (EL-ASHRAM et al., 2023). Les chats infectés peuvent excréter des millions d'oocystes non sporulés dans leurs excréments. Le développement ultérieur d'oocystes sporulés dans l'environnement dépend de la température et de l'humidité (LOPEZ et al., 2022). Après l'ingestion d'oocystes par l'hôte intermédiaire, la libération de sporocystes se produit dans l'intestin et les cellules épithéliales sont envahies. Les sporocystes sont convertis en tachyzoïtes causant une infection aiguë (ALMUZAINI, A.M 2023).

I.2.4. *Giardia intestinalis*

Giardia intestinalis est un microorganisme parasitaire flagellé (SANGKANU et al., 2022), causé la giardiose (LI, 2022), qui infecte l'intestin grêle des chats, dont l'homme. *Giardia intestinalis* a un cycle de vie monoxène (asexué) (GÓMEZ-QUINTERO, 2023), comprend trois parties, le kyste devient un trophozoïte, le trophozoïte se multiplie de manière asexuée et le trophozoïte revient à la forme de kyste, les kystes sont infectieux, lorsqu'un kyste est ovalé, il migre vers l'intestin grêle où il subit le processus d'exocytose, finalement, les kystes sont éliminés avec les excréments de l'hôte (LI, 2022).

I.2. Principaux ectoparasites du chat

Plusieurs espèces d'ectoparasites appartiennent aux acariens et aux insectes, infestent le chat domestique. Dans cette partie, on va développer seulement les principaux ectoparasites, fréquemment rencontrés chez le chat domestique dont les tiques et les puces.

I.2.1. Principales espèces de tiques infestant le chat

Les tiques sont des ectoparasites courants et importants infestant nombreuses espèces animales, y compris les chats domestiques (LITTLE et al., 2018). Ils jouent le rôle de vecteurs de divers agents pathogènes infectieux dont certains sont impliqués dans des infections humaines importantes (GASMI et al., 2018). Il existe plus de 900 espèces de tiques dans le monde, réparties en trois familles dont les Ixodidae (tiques dures), les Argasidae (tiques molles) et Nuttalliellidae (MECHOUK et al., 2021). Parmi les espèces les plus importantes infestant les chiens et les chats dans le monde entier, la tique brune du chien ou *Rhipicephalus sanguineus*.

Rhipicephalus sanguineus représente l'espèce la plus répandue dans le monde. Cette espèce parasite principalement le chien et les autres carnivores, mais d'autres

espèces animales et rarement l'homme sont infestés (KOCON et al., 2023). Il transmet nombreux agents pathogènes y a compris *Anaplasma*, *Babesia*, *Coxiella*, *Rickettsia*, et *Hepatozoon* (KOCON et al., 2023). Elle est très adaptée aux conditions climatiques humides ou sèches des zones tropicales et subtropicales (MOLINA et al., 2022).

I.2.2. Principaux espèces de puces infestantes

Les puces sont de petits insectes hématophages classés dans l'ordre des siphonaptères qui contiennent plusieurs espèces, pouvant parasiter un large éventail de mammifères et d'oiseaux (LU et al., 2023). Deux espèces infestent fréquemment le chien et le chat dont *Ctenocephalides felis* et *Ctenocephalides canis* (MOORE et al., 2023). Les maladies les plus courantes causées par l'infestation par les puces chez le chat sont la dermatite atopique où les animaux infestés présentent de fortes démangeaisons (WU et al., 2023). Ces deux espèces peuvent également transmettre de nombreux agents pathogènes, notamment *Rickettsia typhi*, *Rickettsia felis* et *Bartonella henselae*, ainsi que *Dipylidium caninum* (BLAKELY et al., 2023).

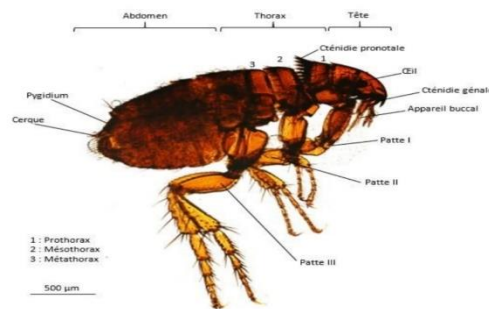


Figure 8: *Ctenocephalides felis*, vue latérale, microscopie photonique (LAFON et SERCEAU, 2019).

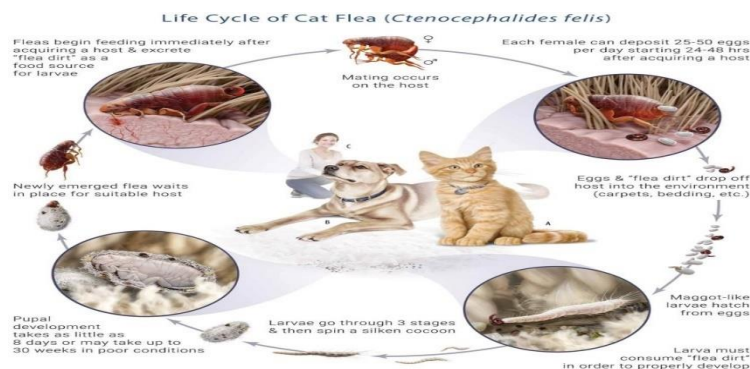


Figure 9: Cycle de vie de la puce du chat (*Ctenocephalides felis*) (BLAGBURN et DRYDEN, 2009).

Les puces sont sédentaires de leur hôte, la reproduction a donc lieu sur ces dernier. L'accouplement se fait généralement une fois que le premier repas sanguin est effectué et la ponte se déroule dans les 24 à 48 heures après (LAFON et Serceau, 2019). Elles pondent leurs œufs au hasard dans l'environnement. Les larves en développement se nourrissent par exemple sur les matières organiques. Le développement à travers les trois stades larvaires dure environ 2 à 3 semaines. Le stade larvaire du troisième stade tisse un cocon de soie qui sont reliés entre eux par de la soie et qui agissent comme camouflage pour la pupe pendant le développement à l'âge adulte (DOBLER et PFEFFER, 2011).

**PARTIE
EXPERIMENTALE**



CHAPITRE II :
Matériels et Méthodes



Objectifs

Notre étude a comme objectifs essentiels :

- Estimation de la prévalence des principaux parasites gastro-intestinaux infestant le chat domestique dans la région de Djelfa ;
- .-Estimation de la prévalence et l'inventaire des parasites externes ;
- Evaluation du risque zoonotique des espèces parasites identifiées.

II.1. Description de la région d'étude

II.1.1. Situation géographique

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 est de 32 256,35 km². La population est estimée de 1.475.000 habitants, soit une densité de 47,1 habitants/km² (D. P. S. B, 2020). Cette wilaya est limitée au Nord par les wilayas de Médéa et de Tissemsilt, à l'Est par les wilayas de M'Sila et de Biskra, à l'Ouest par les wilayas de Laghouat et de Tiaret et au Sud par les wilayas d'Ouargla, d'El Oued et de Ghardaïa.

II.1.2. Données climatiques

La région de Djelfa est caractérisée par un climat semi-aride (surtout dans la partie Centre- Nord) à aride (dans la partie Sud). Elle est 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). Les températures et les précipitations enregistrées durant l'année 2022 et 2023 sont indiquées dans le tableau 1.

Tableau 1: Les données climatiques de la région de Djelfa (voir le lien : <http://www.infoclimat.com>).

Année :(2022)				
mois	T moy (C°)	T max (C°)	T min (C°)	P (mm)
Janvier	5.1	10.8	-0.7	2.0
Février	8.7	14.8	2.7	8.0
Mars	8.9	12.7	5.2	4.6
Avril	12.7	17.5	7.9	7.1
Mai	18.8	25.1	12.5	8.7
Juin	27.9	34.6	21.1	3.0
Juillet	28.7	35.3	22.0	2.5
Aout	27.3	34.2	20.3	
Septembre	24.0	29.8	18.1	8.7
Octobre	18.0	23.8	12.1	16.5
Novembre	12.3	17.2	7.3	4.0
Décembre	10.4	15.2	5.6	6
Année (2023)				
mois	T moy (C°)	T max (C°)	T min(C°)	P (mm)
Janvier	5.0	9.6	0.5	3.0
Février	6.3	11.4	1.2	13.5
Mars	12.4	18.4	6.3	2.0
Avril	15.8	22.3	9.3	1.5

La présente étude a été réalisée dans 3 localités situées dans la région de Djelfa, qui seront décrites ci- dessous :

***Ville de Djelfa**

La ville de Djelfa est située à 300 km d'Algérie. Sa Superficie occupe 542,17 km². Elle est comprise entre 34°et 40° Nord, 3° et 15° Est. Le nombre de populations est estimée à 289226 habitants (voir le lien : <http://Fr.db-city.com>).

***Région de Birine**

Cette région est située à 132 km au Nord de la ville de Djelfa. Elle est comprise entre 35° et 37, 60° Nord, 3° et 13° Est. Sa superficie est estimée de 800,00 km². Le nombre de populations est estimé à 30913 habitants (voir le lien : <http://Fr.db-city.com>).

***Région de Messaad**

Messaad est situé à 70 km au Sud de la ville de Djelfa et positionnée entre 34°et 10° Nord, 3° et 30° Est. Elle occupe une superficie totale 147,76 km², avec 102453 habitants (voir le lien : <http://Fr.db-city.com>).

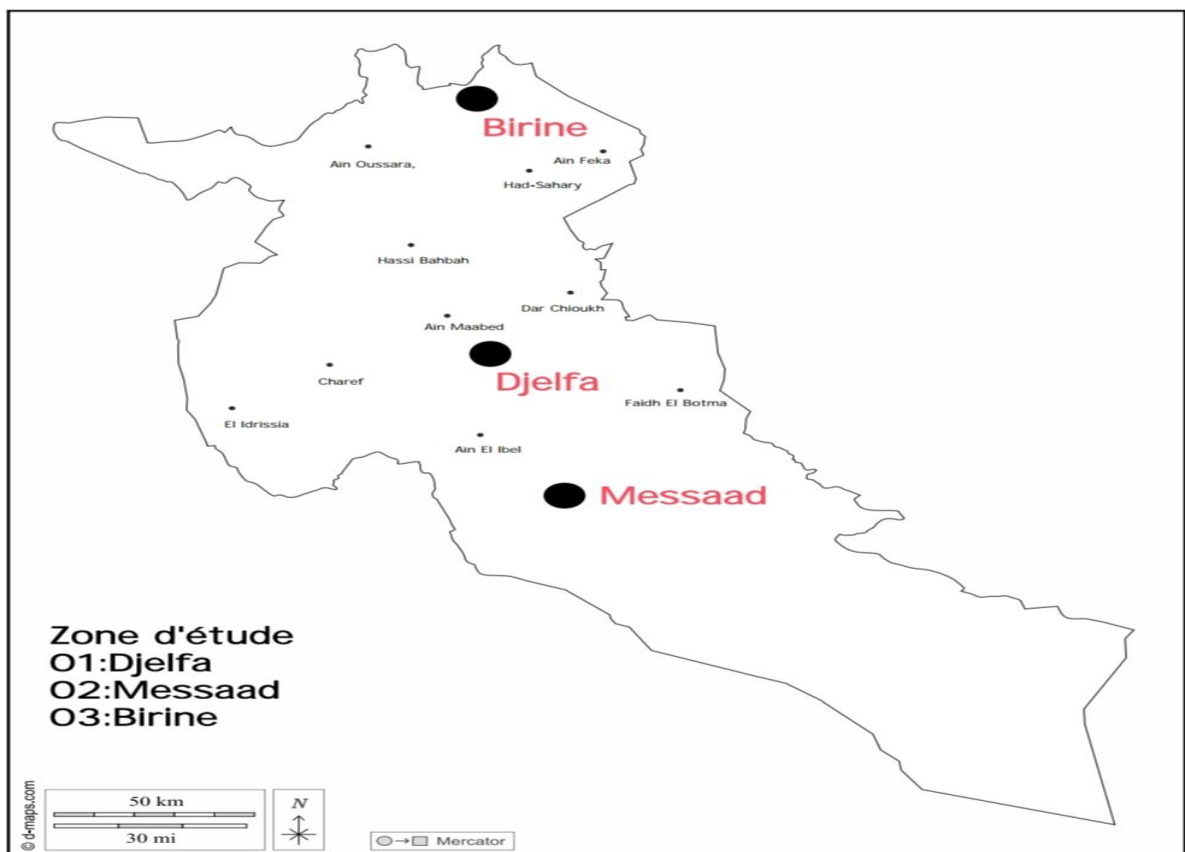


Figure 10 : La localisation géographique des zones d'étude(voir le lien : <http://d.maps.com>).

II.2. Caractéristiques des chats étudiés

Au total, 150 chats ont été prélevés durant quatre mois dans les trois localités décrites au-dessus.

Tableau 2: Nombre de chats prélevés durant la période d'étude

Mois	Nombre de chats prélevés		
	Ville de Djelfa	Birine	Messaad
Février	22	15	16
Mars	30	12	5
Avril	34	0	0
Mai	12	4	0
Total	98	31	21

Les chats prélevés sont divisés en 75 femelles et 75 mâles. 17 chats sont âgés moins de 6 mois, 16 chats sont âgés de 6 mois à un an, 38 chats sont âgés de 1 à 2 ans, 37 chats sont âgés de 2 à 3 ans, et 42 chats sont âgés plus de 3 ans. Pour le mode de vie des chats, 67 vivaient à l'intérieur des maisons (sans accès à l'extérieur), 23 vivaient à l'intérieur des maisons mais capables de sortir (avec accès à l'extérieur), et enfin 60 sont des chats errants qui vivent à l'extérieur seulement et qui sont capturés dans le centre dans Jardin Ben Djerma dans le centre-ville.

Parmi les 150 chats examinés, 30 chats ont été traités auparavant par leurs propriétaires par des antiparasitaires (principalement la vermifugation). Le reste des chats n'ont été pas traités.

II.3. Techniques de prélèvement

II.3.1. Matières fécales

Pour les chats vivent à l'intérieur des maisons (avec ou sans accès à l'extérieur), des fèces fraîches ont été collectées directement de rectum ou après défécation des animaux aussi bien par les propriétaires des chats que par des vétérinaires privés. Pour les chats errants, leurs fèces ont été collectées sur la litière après défécation dans Jardin Ben Djerma. Les fèces ont été récupérées dans pots stériles et transportées vers le laboratoire

dans une glacière pour l'analyse coproscopique. Si les fèces n'ont été pas analysées le jour même de prélèvement, elles ont été conservées dans le bichromate de potassium à 2,5%. 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.



Figure 11: Collecte des fèces directement de rectum ou après défécation des chats (photos personnelles, 2023).

II.3.2. Collecte des ectoparasites (tiques et puces)

Les tiques et les puces éventuellement infestant les chats étudiés ont été recherchées directement par examen visuel sur l'ensemble du corps des animaux. Une fois les puces et les tiques sont observées, elles sont retirées à l'aide d'une pince entomologique, puis elles ont été conservées dans des tubes à fermeture hermétique contenant l'éthanol 70%.

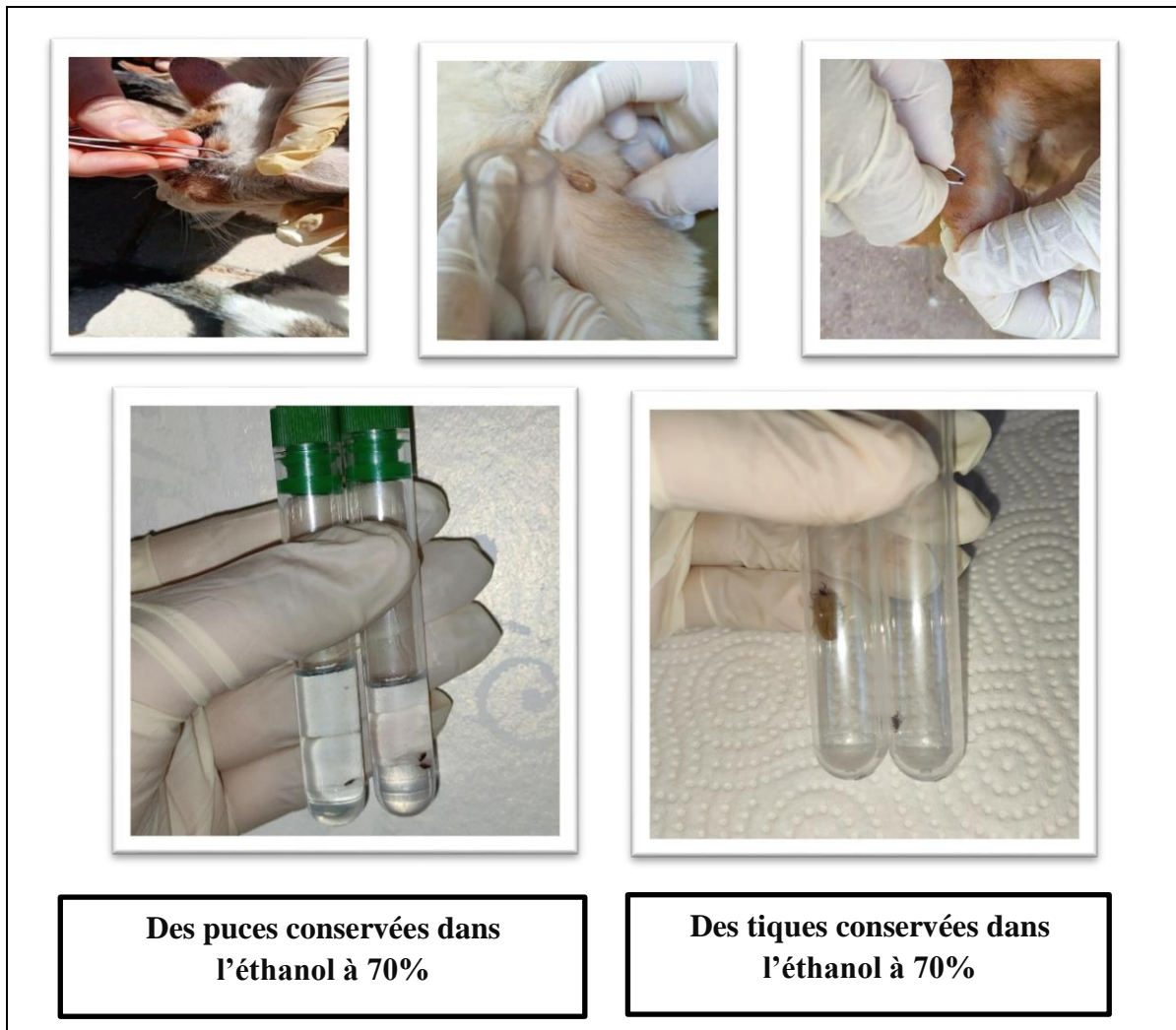


Figure 12: Collecte et conservation des tiques et puces sur des chats infestés (photos personnelles, 2023).

II.4. Techniques d'analyse

II.4.1.Examen macroscopique des fèces

Pour chaque échantillon, un examen macroscopique (à l'œil nu) a été réalisé après la collecte des fèces pour déterminer leur aspect, leur couleur et leur nature (présence ou absence d'une diarrhée) et identifier la présence des éléments parasites facilement discernables comme des segments ou des vers. Cet examen permet de donner un indice sur la présence d'une infestation parasitaire.

II.4.2.Examen microscopique des fèces

Cet examen vise à la recherche des différents types de parasites (œufs des helminthes et oocystes des protozoaires) dans les prélèvements. Différentes techniques ont

été utilisées pour la détection des différents types de parasites, incluant la technique de flottation, la coloration au Lugol et la coloration de Ziehl-Neelsen modifiée.

II.4.2.1. 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 (Zajac et Conboy, 2012). La flottaison est facile et peu coûteuse à réaliser (voir figure 13 au-dessous). Les matériels utilisés sont les suivants :

-Solution dense de sulfate de zinc, fèces fraîche, mortier, tubes à essai, verre gradué, balance, passoire, lames et lamelle, Microscope optique.



Figure 13: Différentes étapes de réalisation de la technique de flottaison photos personnelles, 2023).

II.4.2.2. Coloration de Lugol

La coloration de Lugol est particulièrement utilisée pour identifier certains protozoaires, surtout les amibes et *Giardia intestinalis*. Elle est aussi facile à réaliser (voir figure 14 au-dessous). Le matériel utilisé est le suivant : solution de Lugol, fèces fraîche, eau distillée, Verre à pied, pipette pasteur, lame et lamelle, microscope optique.

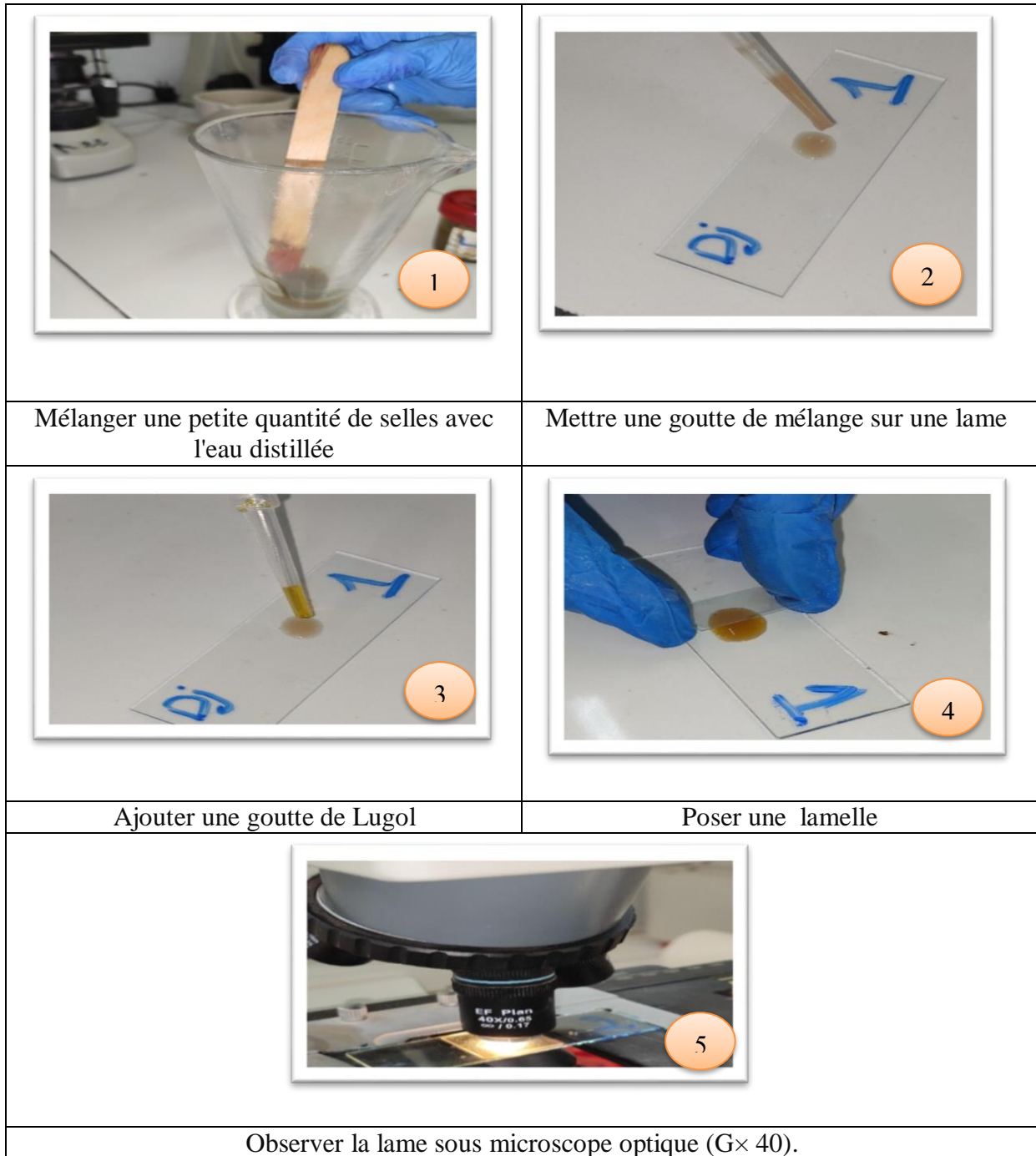


Figure 14: Différentes étapes de réalisation de la coloration de Lugol photos personnelles, 2023).

II.4.2.3. Coloration Ziehl-Neelsen modifiée

Cette technique est considérée comme la coloration de référence pour la mise en évidence des cryptosporidies. Il en existe plusieurs types de cette coloration, tel que celui modifiée par Henriksen et Pohlenz (1981) qui sera utilisée et décrite dans notre travail expérimental (voir figure 15 au-dessous). Le matériel utilisé est le suivant : Bacs de coloration, pipettes pasteur, lames porte objets bien dégraissées, pinces, microscope optique et minuterie. Les réactifs utilisés sont la fuschine phéniquée, le méthanol pur, l'acide sulfurique à 2% et le vert de Malachite à 5%.

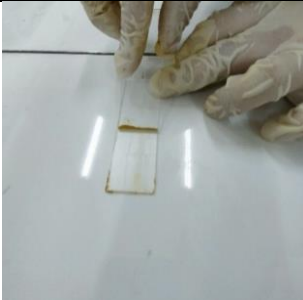




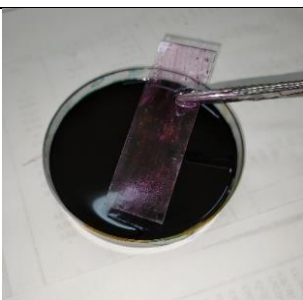

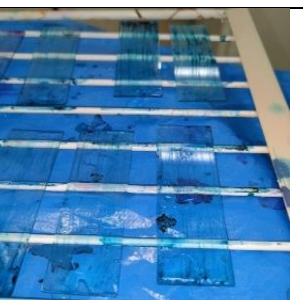
		
Confection d'un frottis	Fixation du frottis dans le méthanol pur pendant 5 minutes, puis sécher la lame	Colorer la lame par la fuschine Phéniquée pendant une 1h
		
Rincer la lame sous l'eau de robinet	Décoloration avec l'acide Sulfurique à 2 % pendant 20 secondes	Rincer la lame sous l'eau de robinet
		
Colorer avec le vert de Malachite à 5 % pendant 5 minutes	Rincer la lame sous l'eau de robinet	Sécher les lames à l'air



Figure 15: Différentes étapes de réalisation de la coloration de Ziehl-Neelsen modifiée (photos personnelles, 2023).

II.4.3. Identification morphologique des ectoparasites (tiques et puces)

L'identification des tiques a été réalisée à l'aide d'une loupe binoculaire (figure 16). 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 espèces a été basée sur certains détails morphologiques (appendice caudal, forme des stigmates, des festons et des yeux), décrits dans la clé d'identification de Walker et al. (2003).

L'identification des puces a été réalisée aussi à l'aide d'une loupe binoculaire. La diagnose des genres et des espèces a été basée sur les caractères morphologiques de certaines parties de la tête, décrits dans la clé d'identification de Zajac et Conboy (2012).



Figure 16: Loupe binoculaire pour l'identification des ectoparasites (photo personnelle, 2023).

II.4.4. Exploitation des résultats

Les résultats obtenus ont été exploités pour calculer la prévalence selon les différents facteurs de risque. La prévalence (P) ou taux de parasitisme (taux d'infestation) (en %) est définie comme le rapport en pourcentage du nombre des individus infestés (N) par une espèce donnée de parasites sur le nombre total des individus examinés (H).

Il est donné par la formule suivante :

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

P = Prévalence;

N = Nombre des individus infestés par une espèce donnée de parasites

H = Nombre des individus examinés.

Chapitre III

Résultats



III.1. Infestation par les parasites gastro-intestinaux

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

Parmi 150 chats examinés, 60 chats (40 %) ont montré une infestation au moins par un seul un type de parasites.

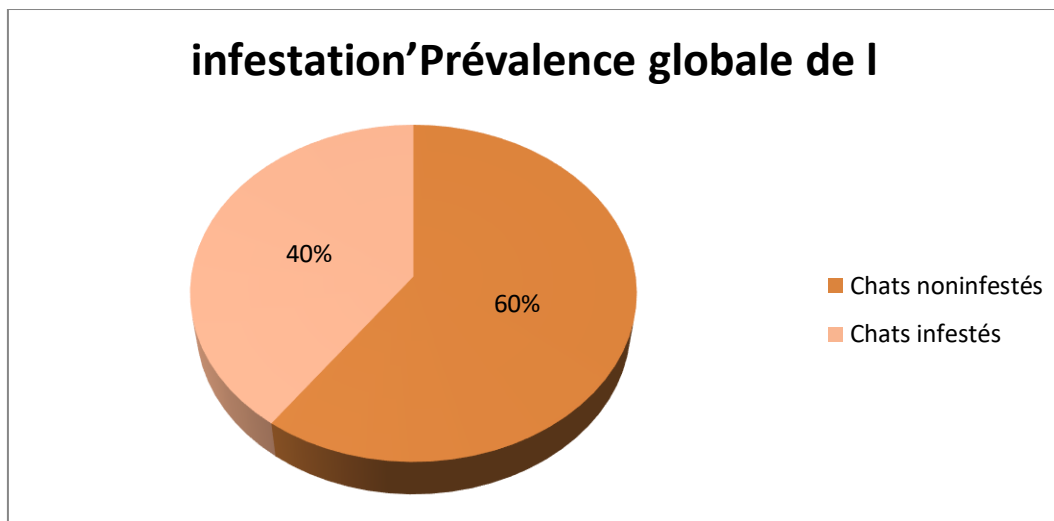


Figure 17: Prévalence globale de l'infestation par les parasites gastro-intestinaux.

III.1.2. Prévalence des différentes espèces parasitaires identifiées chez les chats examinés.

Les différentes espèces parasitaires déterminées par l'examen microscopique sont mentionnées dans le tableau 3. *Isospora* spp. représentait l'espèce parasitaire la plus détectée avec une prévalence de 26,66%, tandis que *Trichuris* spp. et *Ancylostoma tubaeformae* ont montré la plus faible prévalence (0,66 %).

Tableau 3 : Les différentes espèces parasitaires identifiées chez les chats examinés

Chats infestés	<i>Isospora</i> spp.	<i>Toxascaris leonina</i>	<i>Toxocara cati</i>	Larves de nématodes	<i>Cryptosporidium</i> spp.	<i>Ancylostoma tubaeformae</i>	<i>Trichuris</i> spp.
Nombre de cas positifs	40	10	8	4	3	1	1
Prévalence (%) par rapport aux 150 chats examinés	26,66	6,66	5,33	2,66	2	0,66	0,66

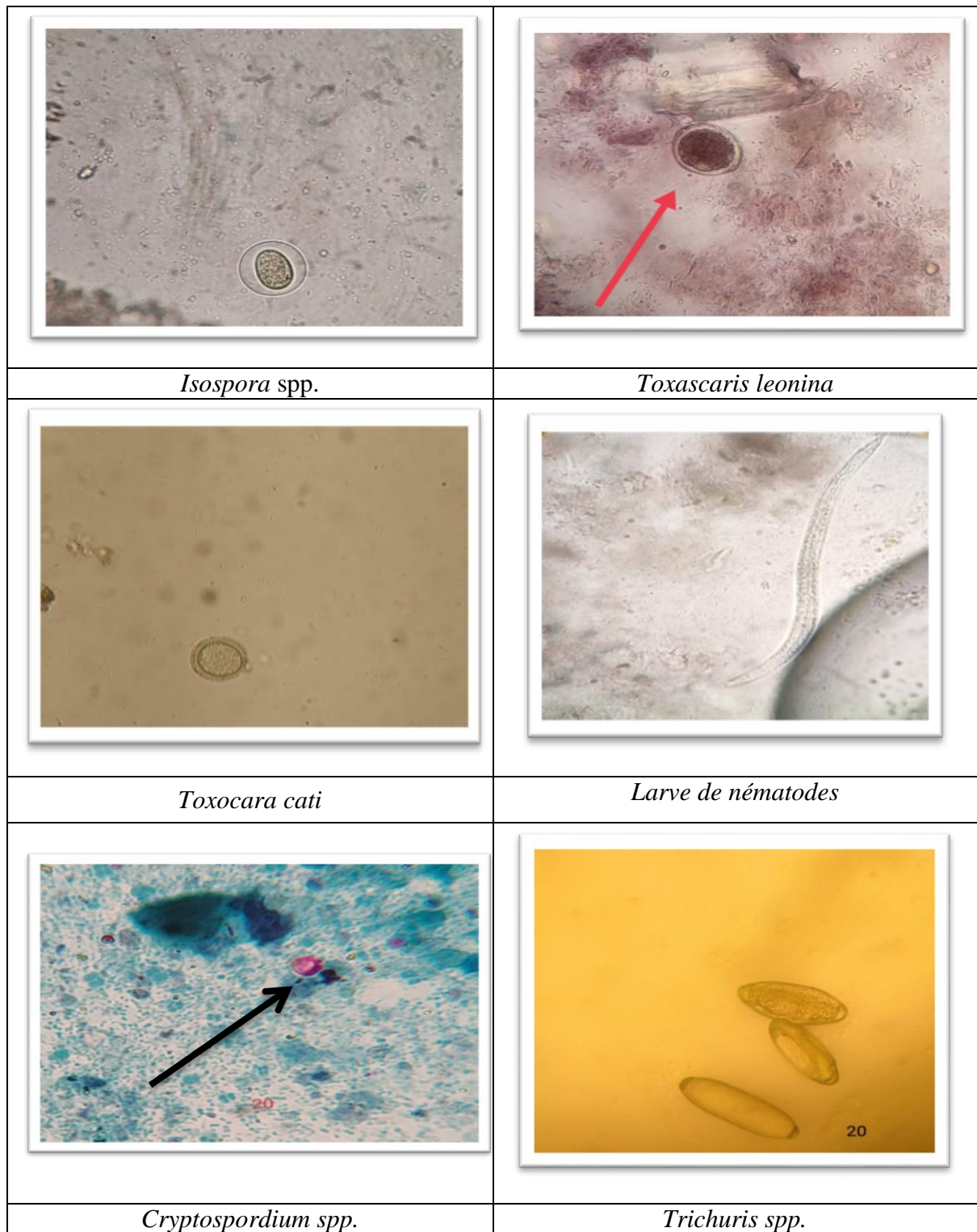


Figure 18: Les différentes espèces parasitaires identifiées par l'examen microscopique (photos personnelles, 2023).

III.1.3. Taux d'infestation globale selon les facteurs de risque

III.1.3.1. Sexe

Le nombre des femelles infestées par les parasites gastro-intestinaux était 28 chats parmi 75 femelles examinées (37,33%), tandis que le nombre des mâles infestés était 32 chats parmi 75 mâles examinés (42,66%). Les mâles ont montré un taux d'infestation légèrement plus élevé par rapport à celui des femelles.

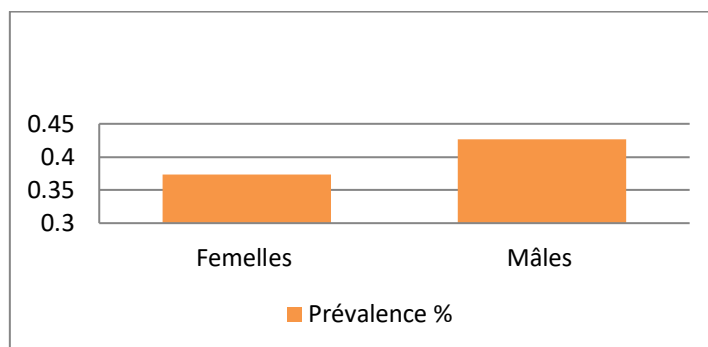


Figure 19: Taux d'infestation globale par les parasites GI selon le sexe des chats examinés.

La distribution et la prévalence des différentes espèces parasitaires identifiées dans notre étude selon le sexe des chats examinés sont indiquées dans le tableau 4.

Tableau 4: Distribution et prévalence des différentes espèces parasitaires identifiées selon le sexe des chats examinés.

Sexe Parasites	Mâles	Prévalence (%)	Femelles	Prévalence (%)
<i>Iso spora spp.</i>	23	30,66 (23/75)	17	22,66 (17/75)
<i>Toxocara cati</i>	4	5,33 (4/75)	4	5,33 (4/75)
<i>Toxascaris leonina</i>	4	5,33 (4/75)	6	8 (6/75)
<i>Larves de Nématodes</i>	2	2,66 (2/75)	2	2,66 (2/75)
<i>Cryptosporidium spp.</i>	1	1,33 (1/75)	2	1,33 (1/75)
<i>Ancylostoma tubaeformae</i>	0	0	1	2,66 (1/75)
<i>Trichuris spp.</i>	1	1,33(1/75)	0	0

III.1.3.2. Age

Le taux d'infestation globale chez les différentes classes d'âge des chats examinés sont indiqués dans le tableau au-dessous. Les chats âgés entre 2 et 3 ans ont montré la

prévalence la plus élevée (59,45 %), tandis que les chats âgés plus de 3 ans ont montré le taux d'infestation le plus faible (28,57 %).

Tableau 5: Taux d'infestation global selon l'âge des chats examinés

Age	Nombre de Chats examinés	Nombre de Chats infestés	Prévalence (%)
< 6 mois	17	7	41,17
6 mois ≤ âge <1 an	16	6	37,5
1 an ≤ âge < 2 ans	38	13	34,21
2 ans ≤ âge < 3 ans	37	22	59,45
Age ≥ 3 ans	42	12	28,57

La distribution et la prévalence des différentes espèces parasitaires identifiées dans notre étude selon l'âge des chats examinés sont indiquées dans le tableau 6.

Tableau 6: Distribution et prévalence des différentes espèces parasitaires identifiées selon l'âge des chats examinés

Classes d'âge	N° de chats examinés	<i>Isohora</i> Spp.(%)	<i>Toxocara Cati</i> (%)	<i>Toxascaris leonina</i> (%)	<i>Ancylostoma Tubaeformae</i> (%)	Laves de Nématodes (%)	<i>Cryptosporidium</i> spp.(%)	<i>Trichuris</i> spp.(%)
Age < 6mois	17	4(23,52)	1(5,88)	2(11,76)	0	0	1(5,88)	0
6 mois ≤ âge <1 an	16	5(31,25)	0	0	0	0	1(6,25)	0
1 an ≤ âge < 2 ans	38	8(21,05)	3(7,89)	3(7,89)	0	0	0	0
2 ans ≤ âge < 3 ans	37	15(40,54)	3(8,10)	3(8,10)	0	1(2,70)	1(2,70)	1(2,70)
Age ≥ 3 ans	42	8(19,04)	1(2,38)	2(4,76)	1(2,38)	3(7,14)	0	0

III.1.3.3. Mode de vie

Les taux de prévalence observés chez les chats selon leur mode de vie sont mentionnés dans le tableau au-dessous. Les chats vivant à l'intérieur des maisons avec accès à l'extérieur ont montré le taux d'infestation global le plus élevé, suivis par les chats errants vivant à l'extérieur. Les chats vivant à l'intérieur des maisons (sans accès à l'extérieur) ont montré la prévalence la plus faible.

Tableau 7: Taux d'infestation global selon le mode de vie des chats examinés

Modes de vie	Nombre de chats examinés	Nombre de chats infestés	Prévalence (%)
A l'intérieur des maisons (sans accès à l'extérieur)	67	21	31,34
A l'intérieur des maisons (avec accès à l'extérieur)	23	13	56,52
Chats errants (vivent à l'extérieur)	60	26	43,33

La distribution et la prévalence des différentes espèces parasitaires identifiées dans notre étude selon le mode de vie des chats examinés sont indiquées dans le tableau 8.

Tableau 8: Distribution et prévalence des différentes espèces parasitaires identifiées selon le mode de vie des chats examinés

Modes de vie	N° de chats examinés	<i>Isospora</i> spp (%)	<i>Toxocara cati</i> (%)	<i>Toxascaris leonina</i> (%)	<i>Ancylostoma tubaeformae</i> (%)	<i>Laves de nématodes</i> (%)	<i>Cryptosporidium</i> spp (%)	<i>Trichuris</i> spp (%)
A l'intérieur des maisons (sans accès à l'extérieur)	67	13(19,4)	4(5,97)	3(4,47)	0	0	1(1,49)	0
A l'intérieur des maisons (avec accès à l'extérieur)	23	8(34,78)	0	4(17,39)	0	1(4,43)	0	0
Chats errants (vivant à l'extérieur)	60	4(6,66)	4(6,66)	3(5)	1(1,66)	3(5)	2(3,33)	1(1,66)

III.1.3.4. Présence ou absence de la diarrhée

Les chats diarrhéiques ont montré un taux de prévalence globale plus élevé (55,17 %) en comparaison avec celui des chats non diarrhéiques (36,36 %).

Tableau 9: Taux d'infestation global selon la présence ou l'absence des diarrhées chez les chats examinés

Nature des fèces	Nombre de chats examinés	Nombre de chats infestés	Prévalence (%)
Chats diarrhéiques	29	16	55,17%
Chats non diarrhéiques	121	44	36,36%

La distribution et la prévalence des différentes espèces parasitaires identifiées dans notre étude selon la nature des fèces prélevées chez les chats sont indiquées dans le tableau 10.

Tableau 10 : Distribution et prévalence des différentes espèces parasitaires identifiées selon la nature des fèces prélevées chez les chats

Nature de fèces	N° de chats examinés	<i>Isospora Spp.</i> (%)	<i>Toxascaris leonina</i> .(%)	<i>Toxocara cati</i> (%)	<i>Laves de nématodes</i> (%)	<i>Cryptosporidium spp.</i> (%)	<i>Ancylostoma tubaeformae.</i> (%) (%)	<i>Trichuris spp.</i> (%)
Chats diarrhéiques	29	9(31,03)	4(13,79)	2(6,89)	2(6,89)	0	0	0
Chats non diarrhéiques	121	31(25,61)	6(4,95)	6(4,95)	2(1,66)	3(2,47)	1(0,82)	1(0,82)

III.1.3.5. Vermifugation des chats

Parmi les 30 chats qui ont été traités par les antiparasitaires, 4 chats ont été infestés par les parasites gastro-intestinaux (13, 33 %), tandis que parmi 120 chats non traités, 56 chats ont été infestés (46, 66 %).

Tableau 11 : Taux d'infestation global selon l'utilisation des antiparasitaires chez les chats examinés

Utilisation des antiparasitaires	Nombre de chats examinés	Nombre de chats infestés	Prévalence (%)
Chats traités	30	4	13,33%
Chats non traités	120	56	46,66 %

III.2. Infestation par les ectoparasites

III.2.1. Prévalence globale de l'infestation chez les chats examinés

Parmi 150 chats examinés, 27 chats (18%) ont montré une infestation par les ectoparasites.

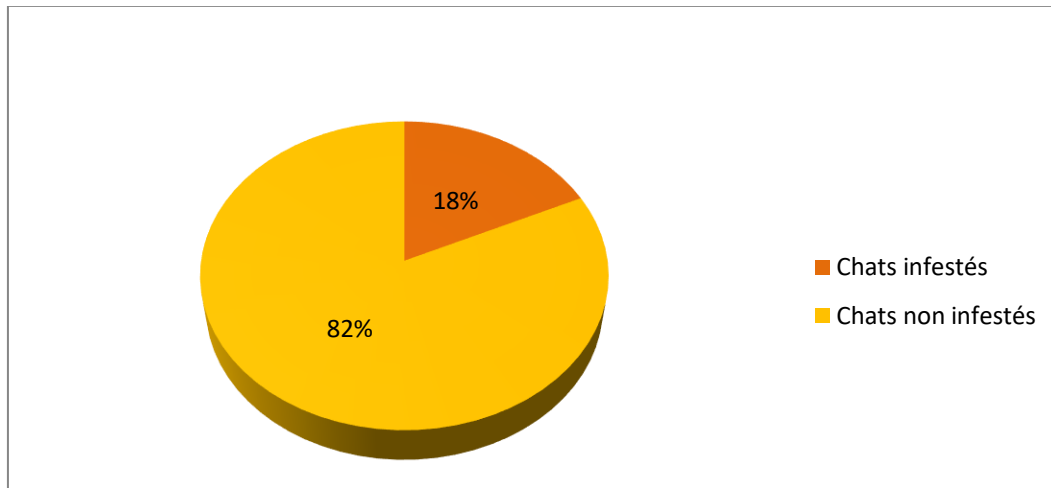


Figure 20: Prévalence globale de l'infestation par les ectoparasites.

III.2.2. Taux d'infestation global selon les facteurs de risque

III.2.2.1. Sexe

Parmi les 75 chats femelles, 16 (21, 33%), ont été infesté par différents ectoparasites, tandis que parmi les 75 chats mâles, 11 ont été infestés avec une prévalence de 14, 66 %.

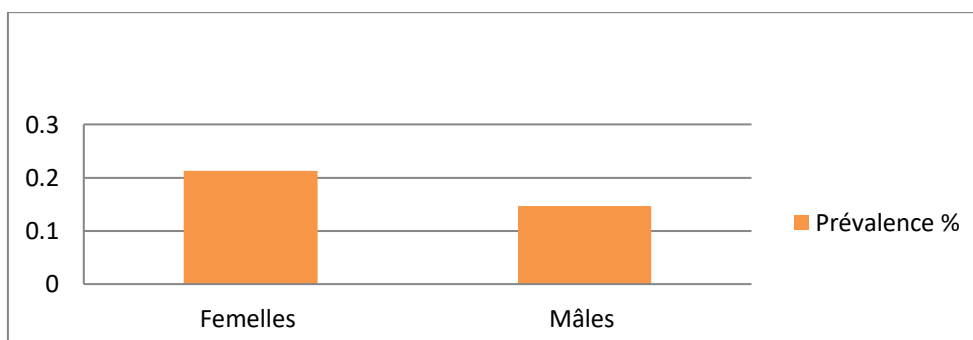


Figure 21: Taux d'infestation global par les ectoparasites selon le sexe des chats examinés.

III.2.2.2. Age

Le taux d'infestations global chez les différentes classes d'âge des chats examinés est indiqué dans le tableau au-dessous. Les chats âgés plus de 3 ans ont montré le taux d'infestation par les ectoparasites le plus élevé (38,09), tandis que les chats plus jeunes ont montré le taux le plus faible.

Tableau 12: Taux d'infestation global selon l'âge des chats examinés

Classes d'âge	Nombre de chats examinés	Nombre de chats infestés	Prévalence (%)
Age < 6mois	17	1	5,88
6mois ≤ âge <1 an	16	1	6,25
1 ans ≤ âge <2 ans	38	2	5,26
2 ans ≤ âge <3 ans	37	7	18,91
Âge ≥ 3 ans	42	16	38,09

III.2.2.3. Mode de vie

Les taux de prévalence des ectoparasites observés chez les chats selon leur mode de vie sont mentionnés dans le tableau au-dessous. Les chats errants (vivant à l'extérieur) ont montré le taux d'infestation global le plus élevé, suivis par les chats vivant à l'intérieur des maisons avec accès à l'extérieur. Les chats vivant à l'intérieur des maisons (sans accès à l'extérieur) ont montré le taux le plus faible.

Tableau 13: Taux d'infestation global selon le mode de vie des chats examinés

Modes de vie	Nombre de chats examinés	Nombre de chats infestés	Prévalence (%)
A l'intérieur des maisons (sans accès à l'extérieur)	67	2	2,98
A l'intérieur des maisons (avec accès à l'extérieur)	23	3	13,04
Chats errants (vivent à l'extérieur)	60	22	36,66

III.2.3. Espèces d'ectoparasites identifiées chez les chats infestés

Parmi les 150 chats examinés, 25 chats (16,66%) ont été infestés par des tiques. L'ensemble des tiques collectées de chats infestés ont été identifiées morphologiquement comme l'espèce *Rhipicephalus sanguineus* sensu lato.

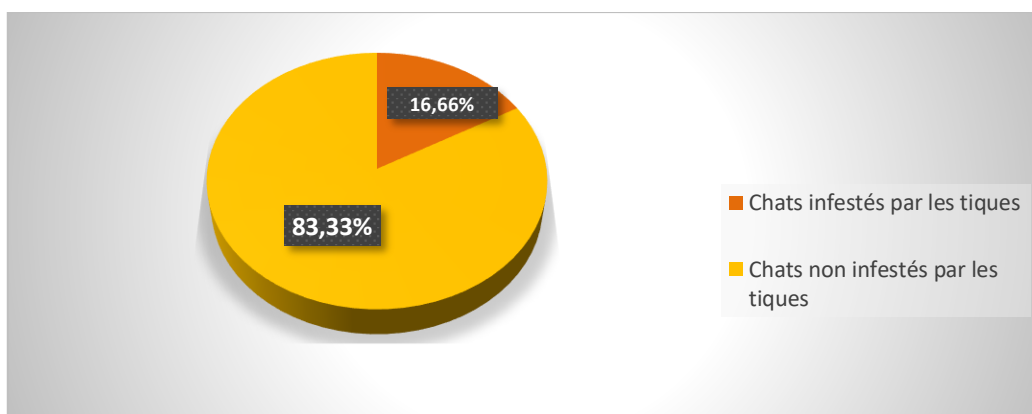
**Figure 22:** Taux d'infestation par les tiques *Rhipicephalus sanguineus* sensu lato.



Figure 23: *Rhipicephalus sanguineus* sensu lato (face dorsale à droite et ventrale à gauche) (photo personnelle, 2023).

De plus, 2 chats (1, 33%) ont montré une infestation par les puces. Les puces collectées ont été identifiées morphologiquement comme l'espèce *Ctenocephalides canis*.

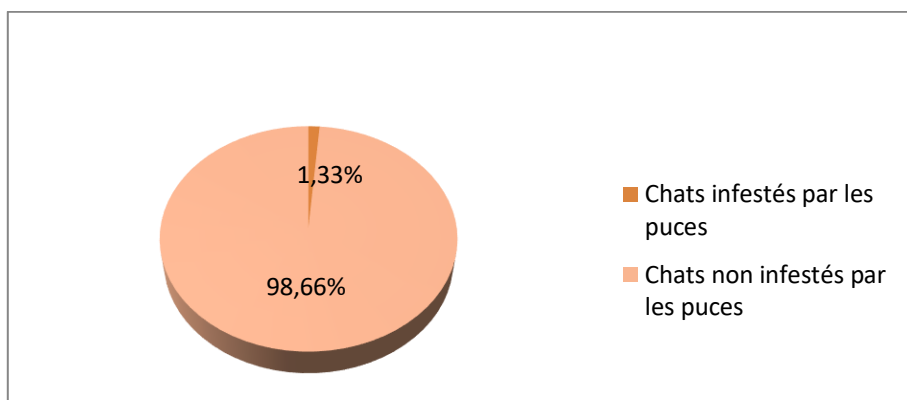


Figure 24: Taux d'infestation par les puces *Ctenocephalides canis*.



Figure 25: *Ctenocephalides canis* (photo personnelle, 2023).

Chapitre IV

Discussion



Ce chapitre s'intéressera essentiellement à la discussion des résultats obtenus concernant la prévalence des parasites gastro-intestinaux et les ectoparasites infestant les chats originaires de la région de Djelfa.

IV.1. Résultats de l'infestation par les parasites gastro-intestinaux

IV.1.1. Taux d'infestation global

Notre étude a montré une prévalence globale des endoparasites digestifs de 40 %. Les données de la prévalence des parasites gastro-intestinaux chez les chats ont été documentées dans plusieurs pays du monde. Plusieurs études ont rapporté des taux de prévalence élevés en comparaison avec notre étude, citant par exemple en Afrique comme l'Égypte, Sudan et Nigeria (Abbas et al., 2022 ; Mohamed et al., 2021; Sowemimo, 2012), Moyen-Orient comme Emirats and Iraq (Schuster et al., 2009 ; Kalef et al.,2022), Europe comme Grèce, Turkey et Pologne (Diakou *et al.*,2021 ; Wierzbowska *et al.*, 2020 ; Karakavuk *et al.*, 2021), et en fin en Asie comme Népal et Indonésie (Adhikari et al., 2023 ; Rabbani et al.,2020). D'autres études ont signalé des taux de prévalence comparables, citant par exemple en Iran (41%) et en Chine (41,39 %) (Yagoob et Yaghuob, 2014 ; Yang et Liang, 2015). 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 identifiées

6 types parasitaires ont été identifiés dans notre étude, incluant *Isoospora* spp., *Toxocara cati*, *Toxascaris leonina*, *Ancylostoma tubaeformae.*, *Trichuris* spp. et *Cryptosporidium* spp. *Isoospora* spp. a montré la prévalence la plus élevée (26, 66%). Ce protozoaire est fréquemment rencontré chez les carnivores domestiques (chats et chiens). Certaines études réalisées dans différentes régions du monde (Iran, Italie, Égypte, Grèce) ont montré un taux d'infestation plus faible par rapport à celui de la présente étude (Garedaghi et Firouzvand, 2014 ; Genchi et al., 2021 ; Abbas et al., 2022 ; Diakou et al., 2021). Cependant, d'autres études ont rapporté des taux de prévalence élevés, comme en Sudan, Nigeria, Népal, Indonésie et Iraq (Mohamed et al., 2021 ; Sowemimo, 2012 ; Adhikari et al., 2023 ; Rabbani et al., 2020 ; Kalef et al., 2022). La prévalence de *Toxascaris leonina* dans la présente étude était de 6,66 %. Notre prévalence enregistrée est

inférieure à celles déclarées par quelques études, par exemple en Bangladesh par Barua et al. (2020), Egypte par Abbas et al. (2022), Iran par Hajipour et al. (2016), et Nigéria par Sowemimo et al. (2012). Certaines études ont montré une prévalence très faible, citant par exemple en Emirats (0,8 %) (Schuster et al., 2009). De plus, AL-Aredhi (2015) en Iraq a déclaré une prévalence similaire (6,97%) à celle de notre étude. *Toxocara cati* a été détecté avec un taux de 5,33%. Notre prévalence reste inférieure par rapport à celles enregistrées dans différents pays par exemple en France, Egypte, Iran, Brésil, Thaïlande, Nigéria et en Espagne (Henry et al., 2022 ; EL-Seify et al., 2021 ; Karimi et al., 2022 ; Labarthe et al., 2004 ; Jittapalpong et al., 2007 ; Raji et al., 2013 ; Millán et Casanovak, 2009). Cependant, notre prévalence est légèrement élevée par rapport à celles enregistrées par Canto et al. (2013) en Mexique (3 %) et par Kurnosova et al. (2023) en Russie (4,1%). *Cryptosporidium* spp. a été détecté pour la première fois en Algérie avec une prévalence faible de 2%. Peu de données sont disponibles sur l'épidémiologie de la cryptosporidiose du chat en comparaison avec d'autres espèces animales comme les ruminants. Diverses études ont documenté une prévalence légèrement élevée par rapport à celle enregistrée dans la présente étude, citant par exemple en Russie (8,6 %), Iraq (6,97 %), Sudan (3,1 %), Iran (7 %) et en Inde (4%) (Kurnosova et al., 2023 ; AL-Aredhi, 2015 ; Mohamed et al., 2021 ; Beigi et al., 2017 ; Borkataki et al., 2013). En Guinée, NYAMBURA NJUGUNA et al. (2017), ont déclaré une prévalence très élevée (40,8 %). *Ancylostoma tubaeformae* a été détecté chez un seul chat (0.66%). Des taux de prévalence relativement élevés ont été rapportés dans différentes régions du monde, citant par exemple en l'Inde (7,4 %), Iran (14 %), Italie (7,2 %) et en Espagne (18,8 %) (Borthakur et Mukharjee, 2011; Hajipour et al., 2016 ; Spada et al., 2013 ; Rodríguez-Ponce et al., 2016). De même, la présence de *Trichuris* spp. a été observé chez un seul chat (0.66%). Notre prévalence est proche à celles enregistrées en Chine (1,11%) et en Brésil (1,7 %) (Yang et Liang, 2015 ; Monteiro et al., 2016). D'autres études ont signalé une prévalence relativement supérieure, citant par exemple en Nigéria (8.5%), Espagne (2.08%) et en Italie (2.9%) (Sowemimo, 2012 ; Rodríguez-Ponce et al., 2016; Spada et al., 2013).

IV.1.3. Variation de la prévalence globale selon les facteurs de risque

Dans la présente étude, les chats adultes âgés entre 2 ans et 3 ans étaient les plus infestés par rapport aux chats plus jeunes. D'une partie, des résultats similaires ont été obtenus par certaines études en Mexique, Soudan et en Indonésie, qui ont enregistré une infection plus élevée chez les adultes par rapport chez les jeunes (Canto et al., 2013 ;

Mohamed et al., 2021 ; Rachmawati et al., 2022). Cependant, le taux d'infestation global reste élevé chez les chats âgés moins de 6 mois. Ceci peut être lié au système immunitaire des jeunes animaux, qui reste dans certaines mesures immature. Concernant les résultats en fonction de chaque espèce parasitaire, les données de l'influence de l'âge sur la variation des taux de prévalence sont variables d'une étude à une autre. Par exemple en Croatie, des cas d'infection à *T. cati* n'ont été enregistrés que chez des chats adultes (Faraguna et al., 2023). En Népal, aucun cas de *T. leonina* n'a été rapporté chez les chats âgés de moins d'un an par rapport aux adultes (Adhikari et al., 2023).

Les mâles ont montré un taux d'infestation légèrement plus élevé par rapport à celui des femelles. Des résultats similaires ont été obtenus par certaines études précédentes (Raji et al., 2013 ; Yagoob et al., 2014 ; Waap et al., 2014 ; Al-Taie et Abd AL- Muhsin, 2022). Cependant, d'autres études ont enregistré des résultats contradictoires (Zibaei et al., 2007). L'influence du facteur sexe sur la variation des taux de prévalence n'est pas bine claire.

Les chats vivant à l'intérieur des maisons avec accès à l'extérieur étaient les plus parasitées par rapport aux chats errants (les chats vivant dans jardin Ben djerma) parce que Les chats qui vivent dans jardin Ben djerma ont été surveillés et soignés à plusieurs reprises par des vétérinaires et des habitants de la zone, tandis que les chats vivant à l'intérieur des maisons avec accès à l'extérieur n'ont pas été protégés des maladies parasitaires (utilisation d'antiparasitaires) par leurs propriétaires (éleveurs), les chats vivant à l'intérieur des maisons sans accès à l'extérieur ont montré le taux d'infestation le plus faible. Mêmes observations ont été enregistrées dans certaines études, 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). C'est évident que le milieu extérieur représente une source de contamination entre les animaux, particulièrement dans les endroits où il y a une mauvaise hygiène.

Nos résultats ont montré que la plupart des chats traités n'étaient pas infectés par des parasites gasrtro intestinaux ce qui reflètent l'effet bénéfique de l'utilisation des antihelminthiques, soit à titre curatif ou préventif, pour diminuer l'incidence de l'infestation.

IV.2. Résultats de l'infestation par les ectoparasites (tiques et puces)

Parmi 150 chats examinés, le taux d'infestation globale par les ectoparasites était 18 %. Les tiques et les puces ont montré une prévalence de 16,66 % et 1,33 %, respectivement. La prévalence globale de l'infestation chez les chats femelles était plus élevée en comparaison avec les chats mâles. De plus, les chats âgés de plus de 3 ans sont les plus infestés. Nos résultats sont en accord avec d'autres résultats obtenus par certains auteurs, citant par exemple Diakou et al. (2022) en Chypre. Les chats errants (vivant à l'extérieur) étaient les plus infestés. Cette forte infestation est liée principalement à l'exposition continue des animaux aux ectoparasites dans l'environnement et l'absence de moyens de traitement et de prophylaxie

Les tiques ont été identifiées comme *Rhipicephalus sanguineus* s.l. Cette espèce de tique nommée tique brune du chien, est fréquemment rencontrée chez les carnivores, particulièrement le chien. Le taux d'infestation enregistré dans la présente étude est élevé par rapport à celui observé par exemple au Japon (1.47%) et Canada (4%) (Iwakami et al., 2014; Gasmi et al., 2018). Par contre, d'autres études ont montré des taux d'infestation plus élevés, citant par exemple en Brésil (63 %), Italie (26,3 %) et en Chypre (22,03 %) (Castro et Rafael, 2006 ; Pennisi et al., 2015; Diakou et al., 2022).

Les puces collectées ont été identifiées comme *Ctenocephalides canis*. Cette espèce touche aussi bien les chiens que les chats. Le taux d'infestation enregistré dans notre étude est relativement similaire à celui dans certaines études, citant par exemple en Albanie (2%) et en Chypre (1,69 %) (Knaus et al., 2014 ; Diakou et al., 2022). D'autres études ont signalé des taux d'infestation plus élevés, citant par exemple en Iran (39,76%, 38, 94 %), Ethiopie (18 %) et en Egypte (18,57 %) (Azarm et al., 2023 ; Hajipour et al., 2015 ; Kumsa et Mekonnen, 2011 ; EL-Seify et al., 2016).

La variation du taux d'infestation reste variable d'une étude à une autre et d'une région à une autre. Cette variation pourrait être liée à plusieurs facteurs, citant par exemple la saison de l'échantillonnage et le nombre des chats examinés.

Conclusion



Conclusion

A la lumière de cette enquête, menée dans certaines localités de la région de Djelfa, visant à l'estimation de la prévalence de l'infestation par les parasites gastro-intestinaux et les ectoparasites chez 150 chats examinés durant une période de quatre mois, des taux de prévalence globale considérables ont été enregistrés.

Différentes espèces de protozoaires (*Isospora* spp., *Cryptosporidium* spp.) et helminthes (*T. cati*, *T. leonina*, et *Ancylostoma tubaeformae*., *Trichuris* spp.) dont certains ayant un risque zoonotique ont été identifiés avec des taux de prévalence variables. Notre étude rapporte pour la première fois la détection de *Cryptosporidium* spp. chez le chat en Algérie.

Deux espèces d'ectoparasites ont été identifiées dans la présente étude dont *Rhipicephalus sanguineus* s.l. et *Ctenocephalides canis* qui sont connues infestants pour les carnivores. Les deux espèces jouent un rôle très important comme vecteurs de divers agents pathogènes d'origine virale, bactérienne et parasitaire dont certains sont impliqués dans des infections humaines.

Les résultats obtenus ont montré le risque potentiel du chat comme un hôte pouvant assurer la transmission des agents parasitaires zoonotiques chez l'homme dans la région de Djelfa.

Des mesures préventives et des moyens de traitement doivent être implantés pour diminuer l'incidence de l'infestation chez les chats, particulièrement les chats errants et par conséquent, de minimiser le risque de transmission zoonotique chez l'homme.

Références bibliographiques



Références bibliographiques

1. ABBAS I., AL-ARABY M., ELMISHMISHY B., et EL-ALFY E. S., 2022-Gastrointestinal parasites of cats in Egypt: high prevalence high zoonotic risk. *BMC Veterinary research*, 18(1), 1-12.
2. ADHIKARI R. B., DHAKAL M. A., ALE P. B., REGMI G. R et GHIMIRE T. R., 2023-Survey on the prevalence of intestinal parasites in domestic cats (*Felis catus* Linnaeus, 1758) in central Nepal. *Veterinary Medicine and Science*, 9(2), 559-571.
3. AL-AREDHI H. S.,2015-Prevalence of gastrointestinal parasites in domestic cats (*Felis catus*) in Al-Diwaniya province/Iraq. *Int. J. Cur. Mic. App. Sci*, 4(5), 166-171.
4. ALMUZAIN A. M., 2023-Flow of Zoonotic Toxoplasmosis In Food Chain.Pakistan Veterinary Journal, 43(1)
5. ASGHARI A., EBRAHIMI M., SHAMSI L., SADREBAZZAR A et SHAMS M., 2023-Global molecular prevalence of *Giardia duodenalis* in pigs (*Sus domesticus*): A systematic Review and Meta-Analysis, *Available at SSRN*, 4183201.
6. AYANA D.,2023-Giardiasis of domestic animals and its zoonotic significance:A review.*Ethiopian Veterinary-Journal*,27(1),1-13.
7. AZARM A., SAGHAFIPOUR A., YOUSEFI S., SHAHIDI F et ZAHRAEI-RAMAZANI A. R., 2023- Study on Ectoparasites of Free-Ranging Domestic Cats (*Felidae*; *Felis catus*) and Introducing *Trichodectes canis* as a New Record Louse in Tehran Urban Parks, Iran. *Psyche: A Journal of Entomology*, 2023.
8. -AZRIZAL W. N., AZIRUN S. M et LOW. L., 2019-Risk factors associated with flea infestation on cats, *Tropical Biomedicine*, 36(4), 810-821.
9. AZRIZAL-WAHID N., SOFIAN-AZIRUN M et LOW V. L., 2019-Risk factors associated with flea infestation on cats. *Tropical biomedicine*, 36(4), 810-821.
10. BANDARANAYAKA K.O.,DISSANAYAKE U.I et RAJAKARUNA R.S.,2022-Diversity and geographic distribution of dog tick species in Sri Lanka and the life cycle of brown dog tick *Rhiciphephalus Sanguineus* under laboratory conditions.*Acta parasitologica*,67(4),1708-1718.
11. BARUA P., MUSA S., AHMED R et KHANUM H., 2020-Occurrence of zoonotic parasites in cats (*Felis catus*) at an urban pet market. *Bangladesh Journal of Veterinary and Animal Sciences*, 8(1), 1-10.

Références bibliographique

12. BEIGI S., FARD S. R. N et AKHTARDANESH B., 2017- Prevalence of zoonotic and other intestinal protozoan parasites in stray cats (*Felis domesticus*) of Kerman, South-East of Iran. *Istanbul Üniversitesi Veteriner Fakültesi Dergisi*, 43(1), 23-27.
13. BLAGBURN. B. L., et DRYDEN M. W., 2009- Biology, treatment, and control of flea and tick infestations. *Veterinary Clinics: Small Animal Practice*, 39(6), 1173-1200.
14. BLAKELY B. N., AGNEW J., GARD C., et ROMERO A., 2023- Effects of blood meal source on blood consumption reproductive success of cat fleas, *Ctenocephalides felis*. *PLOS Neglected Tropical Diseases*, 17(4), e0011233.
15. BORKATAKI S., KATOCH R., GOSWAMI P., GODARA R., KHAJURIA J. K., YADAV A et KAUR R., 2013-Prevalence of parasitic infections of stray cats in Jammu, India. *Sokoto Journal of Veterinary Sciences*, 11(1), 1-6.
16. BORTHAKUR S. K et MUKHARJEE S. N., 2011- Gastrointestinal helminthes in stray cats (*Felis catus*) from Aizawl, Mizoram, India. *Southeast Asian Journal of Tropical Medicine and Public Health*, 42(2), 255.
17. BOURGOIN G., CALLAIT-CARDINAL M. P., BOUHSIRA E., POLACK B., BOURDEAU P., ROUSSEL ARIZA C et DRAKE J., 2022- Prevalence of major digestive and respiratory helminths in dogs and cats in France: results of a multicenter study. *Parasites & Vectors*, 15(1), 314.
18. CANTO G. J., GUERREOR. I., OLVERA-RAMÍREZ A. M., MILIAN F., MOSQUEDA J., et AGUILAR-TIPACAMU G., 2013-Prevalence of fleas and gastrointestinal parasites In free-roaming cats in central Mexico. *PloS One*, 8(4), 60744..
19. CASTRO M. C. M. D et Rafael, J. A., 2006-Ectoparasitos de cães e gatos da cidade de Manaus, Amazonas, *Brasil. Acta Amazonica*, 36, 535-538.
20. CASTRO P. D. J., et SAPP S. G., 2021-Role of cats in human toxocarosis. *Companion animal*, 26(3), 6-14.
21. CERUTTI A., BLANCHARD N., et BESTEIRO S., 202 -The bradyzoite: a key developmental stage for the persistence and pathogenesis of toxoplasmosis *Pathogens*, 9(3), 23..

Références bibliographique

22. DEHBI M., DEHBI F.,KANJAL M. I.,TAHRAOUI H., ZAMOUCHE M., AMRANE A et MOUNI L., 2023- Analysis of Heavy Metal Contamination in Macroalgae from Surface Waters in Djelfa, Alegria. *Water*, 15(5), 974.
23. DIAKOU A., MIGLI D., DIMZAS D., MORELLI S., DI CESARE A., YOULATOS D et TRAVERSA D., 2021- Endoparasites of European wildcats (*Felis silvestris*) in Greece. *Pathogens*, 10(5), 594.
24. DIAKOU A., SOFRONIOU D., PAOLETTI B., TAMVAKIS A., KOLENCIK S., DIMZAS D et TRAVERSA D., 2022-Ticks, Fleas, and Harboured Pathogens from Dogs and Cats in Cyprus. *Pathogens*, 11(12), 1403.
25. DOBLER G., PFEFFER M.,2011-Fleas parasites of the family Canidae. *Parasites and Vectors*, 4,1-12.
26. EL NABOUT A., FERGUSON L. V., MIYASHITA A et ADAMO S. A., 2022- Female ticks (*Ixodes scapularis*) infected with *Borrelia burgdorferi* have increased overwintering survival, with implications for tick population growth. *bioRxiv*, 2022-12.
27. EL-ASHRAM S., DINCEL G.C., FAROUK M.H., ALOUFFI A., ABDEL-LATIF H. M., LQBAL S.,et CASTELLANOS-HUERT A. L., 2023- Introductory Chapter: The Significance of *Toxoplasma gondii* in Humans, and in Domestic and Wild Animals, 1-11.
28. EL-DAKHLI K.M.,ABOSHINAF A.S.M.,ARAFI W.M.,MAHROUS L.N.,EL-NAHASS E.,GHARIB A.F et CRAIG T.M.,2018-In vitro study of disinfectants on the embryonation and survival of *Toxascaris leonina* eggs,*Journal of helminthology*,92(5),530-534.
29. EL-SEIFY M. A., MAREY N. M., SATOUR N., ELHAWARY N. M et SULTAN K., 2021-Prevalence and Molecular Characterization of *Toxocara cati* Infection in Feral Cats in Alexandria City, Northern Egypt. *Iranian Journal of Parasitology*, 16(2), 270.
30. EL-SEIFY M. A., AGGOUR M. G., SULTAN K et MAREY N. M., 2016- Ectoparasites in Stray Cats in Alexandria Province, Egypt: A Survey Study. *Alexandria journal for veterinary sciences*, 48(1).
31. ESLAHI A.V.,BADRI M.,KHORSHIDI A.,MAJIDIANI H.,HOOSHMAND E.,HOSSEINI H et ZIBAEI M.,2020-Prevalence of *Toxocara* and *Toxascaris* infection among human and animals in Iran with meta-analysis approach,*BMC infections diseases*,20(1),1-17.

Références bibliographique

32. FARAJ A. A., 2019- Traditional and molecular study of Cryptosporidium spp. in domestic dogs in Baghdad city, Iraq. *Iraqi Journal of Agricultural Sciences*, 50(4).
33. FAUZIYAH S., FURQONI A. H., FAHMI N. F., PRANOTO A., BASKARA P. G., SAFITRI L. R et SALMA Z., 2020- Ectoparasite Infestation among Stray Cats around Surabaya Traditional Market, Indonesia. *Journal of Tropical Biodiversity and Biotechnology*, 5(3), 201-210.
34. FAYER R., SANTIN, M., TROUT J. M., et DUBEY J. P., 2006- Detection of Cryptosporidium felis and Giardia duodenalis Assemblage F in a cat colony. *Veterinary Parasitology*, 140(1-2), 44-53.
35. FERRAZ A., BARWALDT E. T., DE CASTRO T. A., DE LIMA C. M., DA FONSECA SAPIN C., PINTO D. M., et NIZOLI L. Q., DE OLIVEIRA NOBER M., 2021- Diagnóstico coproparasitológico de Lagochilascaris sp. Em gato doméstico (Felis catus). *Revista Acadêmica Ciência Animal*, 19, 1-5.
36. FILIP K. J., et DEMIASZKIEWICZ A. W., 2017- Endoparasites of Eurasian lynx (Lynx lynx)(Linnaeus, 1758) from an enclosure of Western Pomeranian Nature Society In Jablonowo. *Annals of parasitology*, 63(1).
37. GALAL L., ARIEY F., GOUILH M. A., DARDÉ M. L., HAMIDOVIĆ A., LEOURNEUR F., et MERCIER A., 2022-A unique Toxoplasma gondii haplotype accompanied the global expansion of cats. *Nature Communications*, 13(1), 5778
38. GAREDAGHI Y et FIROUZIVAND Y., 2014- Prevalence of gastrointestinal parasites of domestic cats and its zoonotic importance in Tabriz city, Iran, *Cibtech Journal of Zoology*, Vol 3 (3), 92.
39. GASMI S., BOUCHARD C., OGDEN N. H., ADAM-POUPART A., PELCAT Y., REES E. E et THIVIERGE K., 2018-Evidence for increasing densities and geographic ranges of tick species of public health significance other than *Ixodes scapularis* in Québec, Canada. *PloS one*, 13(8), e 0201924.
40. GENCHI M., VISMARRA A., ZANET S., MORELLI S., GALUPPI R., CRINGOLI G et KRAMER L., 2021-Prevalence and risk factors associated with cat parasites in Italy: a multicenter study. *Parasites & Vectors*, 14, 1-11.
41. GEURDEN T., VATTA A. F., SLOOTMANS N., KING V. L., LIN D., MCTIER T., et RUGG D. 2017-Efficacy of a new spot-on formulation of

Références bibliographique

- selamectin plus sarolaner against *Ancylostoma tubaeforme* and *Toxocara cati* in cats. *Veterinary parasitology*, 238, S31-S35.
42. GODINEZ-GALAZ E. M., VEYNA-SALAZAR N. P., OLVERA-RAMIREZ A. M., MILIÁN-SUAZO F., PEREA-RAZO C. A., BERNAL-REYNAGA R et CANTÓ-ALARCÓN G. J., 2019-Prevalence and zoonotic potential of *Giardia intestinalis* in dogs of the central region of Mexico, *Animals*, 9(6), 325.
43. GÓMEZ-QUINTERO L.M.,MUNERA-MARIN M.A.,URÁN-SERNA M.A.,SERNA-GALVIS E.A.,GALVÁN-DIAZ A.L et TORRES-PALMA R.A.,2023-Inactivation of *Giardia intestinalis* cysts in water using a sonochemical method based on mid-high-frequency waves,*Methods X*,10,102068.
44. GOPINATH D.,MEYER L.,SMITH J et ARMSTRONG R.,2018-Tropical or oral fluralaner efficacy against flea (*Ctenocephalides felis*) transmission of *Dipylidium caninum* infection to dogs,*Parasites and vectors*,11(1),1-5
45. GOTTIG N.,ELIAS E.V.,QUIROGA R.,NORES M.J.,SOLARI A.J.,TOUZ M.C et LUJÁN H.D.,2006-Active and passive mechanisms drive secretory granule biogenesis during differentiation of intestinal parasite *Giardia lamblia*,*Journal of Biological Chemistry*, 281(26), 18156-18166.
46. GRUFFYDD-JONES T.,ADDIE D.,BELÁK S.,BOUCRAUT-BARALON C.,EGBERINK H.,FRYMUS T et HORZINEK M.C., 2013-Giardiasis in cats: ABCD guidelines on prevalence and management,*Journal of feline Medicine and Surgery*,15(7),650-652.
47. GUTIÉRREZ A.M.Q.,2017-Giardiasis epidemiology,*Current Topics in Giardiasis*,13.
48. HAJIPOUR N., KEIGHOBADI M., ABAD A. M. R., GOLABI M et BADALI A., 2015, January- Prevalence of flea infestation in stray cats in North West of Iran, Iran. In *Biological Forum* (Vol. 7, No. 1, p. 575). Research Trend.
49. HAJIPOUR N., IMANI BARAN A., YAKHCHALI M., BANAN KHOJASTEH S. M., SHEIKHZADE HESARI F., ESMAEILNEJAD B et ARJMAND J., 2016-A survey study on gastrointestinal parasites of stray cats in Azarshahr,(East Azerbaijan province, Iran). *Journal of Parasitic Diseases*, 40, 1255-1260.
50. HAMIROUNE M., SELTF., SENNIZ., SAIDANI K et DJEMAL M., 2019-Situation épidémiologique de la leishmaniose cutanée humaine dans la région

Références bibliographique

- steppique de Djelfa en Algérie: Incidence et facteurs de variation. *International Journal of Innovation and Applied Studies*, 26(1), 253-261.
51. HAUCK D., RAUE K., BLAZEJAK K., Hanna R. M., ELSEMORE D A., PANTCHEV N et STRUBE, C., - 2023. Evaluation of a commercial coproantigen immunoassay for the detection of *Toxocara cati* and *Ancylostoma tubaeforme* in cats and *Uncinaria stenocephala* in dogs. *Parasitology Research*, 122(1), 185-194.
52. HELMY Y A, et HAFES H M-2022- Cryptosporidiose : de la prévention au traitement, un examen narratif. *Microorganismes*, 10 (12), 2456.
53. HENRY P., HUCK-GENDRE C., FRANC M., WILLIAMS T. L., BOUHSIRA E et LIENARD E., 2022-Epidemiological survey on gastrointestinal and pulmonary parasites in cats around Toulouse (France). *Helminthologia*, 59(4), 385-397.
54. HORAK I.G.,HEYNE H et DONKIN E.F.,2010-Parasites of domestic and wild animals in South Africa XLVIII,Ticks (Acari:Ixodidae)infesting domestic cats and wild felids in Southern Africa,*Onderstepoort journal of veterinary Research*,77(1), 1-7
55. IWAKAMI S., ICHIKAWA Y et INOKUMA H., 2014-A nationwide survey of ixodid tick species recovered from domestic dogs and cats in Japan in 2011. *Ticks and tick-borne diseases*, 5(6), 771-779.
56. JESUDOSS CHELLADURAI J.R.J.,ABRAHAM A.,QUINATA T.,RITCHIE D et SMITH V.,2023-Genomic differences and species delimitation: a case for two in the zoonotic cestode *Dipylidium caninum*.*bioRxiv*,2023-02
57. JIN Y.C.,LIX Y.,LIU J.H.,ZHU X.Q et LIU G.H.,2019-Comparative analysis of mitochondrial DNA datasets indicates that *Toxascaris leonina* represents a species complex,*Parasites and Vectors*,12,1-6.
58. JITTAPALAPONG S., INPARNKAEW T., PINYOPANUWAT N., KENGRADOMKIJ C., SANGVARANOND A et WONGNAKPHET S., 2007-Gastrointestinal parasites of stray cats in Bangkok metropolitan areas, Thailand. *Agriculture and Natural Resources*, 41(5), 69-73.
59. KACÒN A., NOWAK-CHMURA M., ASMAN M et KLYS M., 2023-Review of ticks attacking domestic dogs and cats and their epidemiological role in the transmission of tick-borne pathogens in Poland, *Annals of agricultural and environmental medicine: AAEM*, 30(1), 22-30.

Références bibliographique

60. KALEF D. A et AL-KHAYAT F. A. A. M., 2022-A Comparative Study of Some Intestinal Parasites in Fecal Samples of Domestic and Stray Cats in Baghdad, Iraq. *Comparative Parasitology*, 89(1), 31-35.
61. KARAKAVUK M., SELİM N., YEŞİLSİRAZ B., EVREN A. T. L. I., NURAY A. L. A. N., YALÇIN M et HÜSEYİN C. A. N., 2021- Prevalence of gastrointestinal parasites in stray cats of İzmir. *Animal Health Production and Hygiene*, 10(1), 6-11.
62. KARIMI P., SHAFAGHI-SISI S., MEAMAR A. R.,NASIRI G et RAZMJOU E., 2022- Prevalence and Molecular Characterization of *Toxoplasma gondii* and *Toxocara cati* Among Stray and Household Cats and Cat Owners in Tehran, Iran. *Frontiers in Veterinary Science*, 9 .

63. KLOCKIEWICZ M.,JAKUBOWSKI T.,SOBCZAK-FILIPIAK M.,BARTOSIK J et DLUGOSZ E.,2019-Experimental infection with *T.canis* an *T.leonina* in from mink (Neovision Vison).*Journal of Veterinary Research*,63(2),197.
64. KNAUS M., RAPTİ D., SHUKULLARI E., KUSİ İ., POSTOLİ R., XHAXHIU D et REHBEIN S., 2014-Characterisation of ecto-and endoparasites in domestic cats from Tirana, Albania. *Parasitology research*, 113, 3361-3371.
65. KOUSSA M et BOUZIANE M. T., 2018- Apport du SIG a la cartographie des zones à risque d'érosion hydrique dans la région de Djelfa, Algérie. *Lebanese Science Journal*, 19(1), 31-46.
66. KUBISKI S. V., WITTE C., BURCHELL J. A., CONRADSON D., ZMUDA A., BARBON A. R et RIDEOUT B. A., 2022-Mitochondrial gene diversity and host specificity of *Isospora* in passerine birds, *frontiers in veterinary science*, 9.
67. KUMSA B. E et MEKONNEN .,2011- Ixodid ticks, fleas and lice infesting dogs and cats in Hawassa, southern Ethiopia. *Onderstepoort Journal of Veterinary Research*, 78(1), 1-4.
68. KURNOSOVA O. P., PANOVA O. A et ARISOV M. V., 2023-The prevalence of potentially zoonotic intestinal parasites in dogs and cats in Moscow, Russia. *Helminthologia*, 60(1), 44-51.
69. LABARTHE N., SERRÃO M. L., FERREIRA A. M. R., ALMEIDA N. K et GUERRERO J., 2004-A survey of gastrointestinal helminths in cats of the metropolitan region of Rio de Janeiro, Brazil. *Veterinary parasitology*, 123(1-2), 133-139.

Références bibliographique

70. LAFON A., et SERCEAU F .,2019- Puces du chien et du Chat dans l'Ouest de la France Enquête épidémiologique et Prévalence des bactéries zoonotiques des genres Bartonellaspp. Et Rickettsia spp. Par détection moléculaire. Thèse d'exercice, Médecine vétérinaireEcole Nationale Vétérinaire de Toulouse –ENVT, 202p.
71. LAKHAMSEN N., CHAISONGKHRAM C., PATTARASUPLERK Y., MACOTPET A., SEESUPA S., LERTITTHIKUL N.,et KUNKITYI P., 2022- Serological survey of Toxoplasma gondii infection in cats in Khon Kaen, Northeast Thailand. *Veterinary World*, 15(7)..
72. LAZM A. M., NOOR A. M et ABBOOD A. S., 2022- A survey study on the relationship between helminthes infection and other microorganisme infection. *World Journal of Advanced Research and Reviews*, 15(2), 508-515.
73. LI H.,LIU Y.,WANG C.,LI Y.,CHEN Y.,WANG L et XIE Y.,2021- The complete mitogenome of *Toxascaris leonina* from the Siberian tiger (*Panthera tigris altaica*) *Mitochondrial DNA Part B*,6(4),1416-1418.
74. LI X.,2022-The pathogenesis of *Giardia intestinalis*,*Highlights in Science, Engineering and Technology*, 11,292-302.
75. LITTLE S. E., BARRET A. W., NAGAMORI Y., HERRIN B. H., NORMILE D., HEANEY K et ARMSTRONG R., 2018-Ticks from cats in the United States: Patterns of infestation and infection with pathogens. *Veterinary parasitology*, 257,15-20.
76. LU S., DANCHENKO M., MACALUSO K. R., et RIBEIRO J. M., 2023- Revisiting the sialome of the cat flea *Ctenocephalides felis*. *PloS one*, 18(1), e0279070
77. MARIE-LAZARINE POULLE. , 2017-Contamination des terrains potagers par *Echinococcus multilocularis*, *Toxoplasma gondii* et *Toxocara* spp., parasites responsables de zoonoses transmises par l'alimentation, UNIVERSITÉ DE REIMS CHAMPAGNE-ARDENNE, 206p.
78. MECHOUK N., MIHALCA A. D., DEAK G et BOUSLAMA Z., 2022-Synopsis of the ticks of Algeria with new hosts and localities records, *Parasites and Vectors*, 15(1), 302.
79. MILLÁN J et CASANOVA J. C., 2009-High prevalence of helminth parasites in feral cats in Majorca Island (Spain). *Parasitology research*, 106, 183-188.

Références bibliographique

80. MOHAMED S. I., HAROUN E. M., YOUSIF M., MURSAL W. I et 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.
81. MOHEBALI M., ZAREI Z., KHANALIHA K., KIA E. B., MOTAVALLI-HAGHI A., DAVOODI J et REZAEIAN M., 2019-Intestinal protozoa in domestic cats (*Carnivora:Felidae,felis catus*) in northwestern Iran: A cross-sectional study with prevalent of microsporidian and coccidian parasites, *Iranian journal of parasitology*, 14(1) ,136.
82. MOLINA V.,PÉREZ D.,PRADA J.,COGOLLO L.C.P.,PEDRAZA N.,PERAZO F et BEUGNET F.,2022-Efficacy of Afoxolaner Alone or in combination with Milbemycin oxime against *Rhiciphalus Sanguineus Lato Sensu* in naturally infested dogs in Colombia.*open journal of veterinary Medicine*,12(4),27-36.
83. MONTEIRO M. F. M., RAMOS R. A. N., CALADO A. M. C., LIMA V. F. S., RAMOS I. C. D. N., TENÓRIO R. F. L et ALVES L. C., 2016-Gastrointestinal parasites of cats in Brazil: frequency and zoonotic risk. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 25, 254-257.
84. MOORE, C., BREITSCHWERDT E. B., KIM L., LI Y., FERRIS K., MAGGI R et LASHNITS E., 2023 The association of host and vector characteristics with *Ctenocephalides felis* Endosymbiont infection. *Frontiers In Microbiology*, 14.
85. MOUDGI A.D.,SINGLA L.D et SINGH M.P.,2017-Case Report.Internal transcribed spaces sequence based molecular confirmation and drug efficacy assessment against *Toxascaris leonina* (Linstow,1909) infection in Asiatic lions (*Panthera leopersica*).*Helminthologia*,54(2),152-156.
86. NADERBANDI M., ZIBAIE M.,HANILOO,A., FOROOZEH, F., HATAMI, Z., SHOKRI E et TAIRA K., 2022. Larva migrans in BALB/c mice experimentally infected with *Toxocara cati* ensured by PCR assay. *BMC Veterinary Research*, 18(1), 1-8.
87. NUSSA O. R. P. A., KURNIANTO A., et HERMAWAN I. P., 2021-Detection of *Toxocara cati* from Fecal Samples of Domestic Pet Cats at Pet Clinic Surabaya and Durability of *Toxocara cati* Eggs with In Vitro Media. *Jurnal Sain Peternakan Indonesia*, 16(4), 297-300.
88. NYAMBURA NJUGUNA A., KAGIRA J. M.,MUTURI KARANJA S., NGOTHO M., MUTHARIA L et WANGARI MAINA N., 2017-Prevalence of

Références bibliographique

- Toxoplasma gondii and other gastrointestinal parasites in domestic cats from households in Thika region, Kenya. BioMed Research International, 2017.
89. OKADA N., OOI H. K., et TAIRA K., 2021- Detection of larvae of Toxocara cati and T. tanuki from the muscles of free-ranging layer farm chickens. *Parasitology Research*, 120, 1737-1741.
90. PENNISI M. G., PERSICHETTI M. F., SERRANO L., ALTET L., REALE S., GULOTTA L et SOLANO-GALLEGO L., 2015- Ticks and associated pathogens collected from cats in Sicily and Calabria (Italy). *Parasites and vectors*, 8(1), 1-5.
91. PHOOSANGWALTHONG P., LUONG N. H., WONGWIGKAN J., KAMYINGKIRD K., PHASUK J., PATTANATANANG K., et INPANKAEW T., 2022-Toxocara canis and Toxocara cati in Stray Dogs and Cats in Bangkok, Thailand: Molecular Prevalence and Risk Factors. *Parasitologia*, 2(2), 88-94.
92. QADIR M.S., HSSEIN Y.T., KARIM S.T., RASHEED M.K., PALANI Z.M., MOHAMMED A.B et KARIM A.K., 2022-Prevalence of *Giardia lamblia* among children in Sulaimani City, Iraq, 14827-14834.
93. RABBANI I. A. R., MARETA F. J., HASTUTIEK P., LASTUTI N. D. R., SARDJANA I., SUKMANADI M et SUWANTI L. T., 2020- Zoonotic and other gastrointestinal parasites in cats in Lumajang, East Java, Indonesia. *Infectious disease reports*, 12(s1), 8747.
94. RABBANI I. A., MARETA F. J., KUSNOTO., HASTUTIEK P., LASTUTI N. D. R., MUFASIRIN., SUHARSONO., SARDJANA I. K. W., SUKMANADI M., et SUWANTI L.T., 2020- Zoonotic and other gastrointestinal parasites in cats in Lumajang, East Java, Indonesia. *infectious disease reports* 12(suppl1), 8747.
95. RACHMAWATI K., KOESDARTO S., HAMID I. S., PERMATASARI D. A., 2022- Identification of Ectoparasites and Gastrointestinal Tract Endoparasites in stray cats at traditional Market of Bojonegoro city, *Journal of Parasite Science*, vol 6, 49.
96. RAJI A., MAGAJI A., BELLO M., LAWAL M., MAMUDA A et YAHAYA M. S., 2013-Prevalence of gastrointestinal parasites of stray cats: a case study of two hospitals in Sokoto Metropolis, Sokoto, Nigeria. *J Bacteriol Parasitol*, 4(175), 2.
97. RAMOS N. V., SILVA M.L., BARRETO M. S., BARROS L.A., ALMEIDA F.M., 2020- Endoparasites of household and shelter cats in the city of Rio de Janeiro, Brazil. *Brazilian journal of veterinary parasitology*, 29(1), 15.

Références bibliographique

98. REBIH N., BOUTAIBA S., ABUALCHAMAT G., SOUTTOU K., HAKEM A et ALNAHHAS S., 2020-Molecular and epidemiological characterization of *Giardia intestinalis* assemblages detected in Djelfa, Algeria, *Journal of parasitic disease*, 44, 281-288.
99. RODRÍGUEZ-PONCE E., GONZÁLEZ J. F., DE FELIPE M. C., HERNÁNDEZ J. N et RADUAN J., JABER J., 2016- Epidemiological survey of zoonotic helminths in feral cats in Gran Canaria island (Macaronesian archipelago-Spain). *Acta Parasitologica*, 61(3), 443-450.
100. SALEH M, N., ALLEN K. E., LINEBERRY M. W., LITTLE S. E et REICHARD M. V., 2021-Ticks infesting dogs and cats in North America: biology, geographic distribution, and pathogen transmission, *Veterinary parasitology*, 294, 109392.
101. SANGKANU S., PAUL A. K., CHUPROM J., MITSUWAN W., BOONHOK R., DE LOURDES PEREIRA M et NISSAPATORN V., 2022- Conserved candida antigens and nanoparticles to develop vaccine against *Giardia intestinalis*, *Vaccines*, 11(1), 96
102. SCHUSTER R. K., THOMAS K., SIVAKUMAR S et O'Donovan O'DONOVAN D., 2009-The parasite fauna of stray domestic cats (*Felis catus*) in Dubai, United Arab Emirates. *Parasitology research*, 105, 125-134.
103. SOWEMIMO O. A., 2012- Prevalence and intensity of gastrointestinal parasites of domestic cats in Ode-Irele and Oyo communities, Southwest Nigeria. *J Parasitol Vector Biol*, 4(1), 7-13.
104. SPADA E., PROVERBIO D., DELLA PEPA A., DOMENICHINI G., BAGNAGATTI DE GIORGI G., TRALDI G et FERRO E., 2013-Prevalence of faecal-borne parasites in colony stray cats in northern Italy. *Journal of feline medicine and surgery*, 15(8), 672-677.
105. SYLLA I., KONE M., TOURE A., KOFFI M. G., et KOUKOUGNON D., 2022-Identification des tiques parasites chez les bovins a Daloa (Centre-Ouest De La Cote D'ivoire). *Agronomie Africaine*, 34(1), 45-56
106. TAGHIPOUR A., KHAZAEI S., GHODSIAN S., SHAJARIZADEH M., OLFATIFAR M., FOROUTAN M., ... et KARANIS P., 2021- Global prevalence of *Cryptosporidium* spp. in cats: a systematic review and meta-analysis. *Research in Veterinary Science*, 137, 77-85.

Références bibliographique

107. THAPA S.,ZHANG Y et ALLEN M.S.,2019-Bacterial microbiomes of *Ixodes scapularis* ticks collected from Massachusetts and Texas,USA.*BMC microbiology*,19,1-12.
108. TULI M., LI H., LI S., ZHA I J., WU Y., HUANG W., FENG Y., CHEN., YUAN D.,2022 – Molecular detection of a novel Ancylostoma sp. By whole mt DNA sequence from pangolin *Manis javanica*. *Parasites & vectors*,15(1),7.
109. URSACHE A. L. GYÖRKE A., MIRCEAN V., DUMITRACHE M. O., CODEA A. R., et COZMA V., 2021Toxocara cati and other parasitic enteropathogens: more commonly found in owned cats with gastrointestinal signs than in clinically healthy ones. *Pathogens*, 10(2), 198.
110. VARELA-STOKES A.,GODDARD J.,EDWARDS K.T.,HARRIS A.,MORARU G.,GIRAO F., CHENNEY E.,2009-Highlights of tick borne disease research at Mississippi State university.*Volume 54 April-July 2009* Number 2,54(2)131
111. VEYNA-SALAZAR N.P.,CANTÓ-ALARCÓN G.J.,OLVERA-RAMIREZ A.M.,RUIZ-LÓPEZ F.J.,BERNAL-REYNAGA R.,BÁRCENAS-REYES I et DURAN-AGULLA M.,2023-Occurrence of *Giardia duodenalis* in cats from Queretaro and the risk to public health,*Animals*,13(6),1098.
112. VIRTÁ M., HUITU O., HEIKKINEN J., HOLMALA K., et JOKELAINEN P., 2022- High Toxocara cati prevalence in wild, free-ranging Eurasian lynx (*Lynx lynx*) in Finland, 1999–2015. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, 17, 205-210.
113. WIERZBOWSKA I. A., KORNAŚ S., PIONTEK A. M et ROLA K., 2020- The prevalence of endoparasites of free ranging cats (*Felis catus*) from urban habitats in Southern Poland. *Animals*, 10(4), 748.
114. WIERZBOWSKA I. A., KORNAS S., PIONTEK A. M et ROLA K., 2020- The Prevalence of Endoparasites of Free Ranging Cats (*Felis catus*) from Urban Habitats in Southern Poland, *Animals: an open access journal from MDPI*,10(4),748.
115. WOLF M. J., WATKINS H. R et SCHWAN W. R., 2022-*Ixodes scapularis*:vectors to an increasing diversity of human pathogens in the upper Midwest. *WMJ: official publication of the State Medical Society of Wisconsin*, 119(1), 16.

Références bibliographique

116. WU Y. L., HU S. F., ZHANG X. L., WANG H. M., PAN H. Y., LIU G. H., et DENG Y. P., 2023-Complete bacterial profile and potential pathogens of cat fleas *Ctenocephalides felis*. *Acta Tropica*, 106923.
117. XIE Y., LI H., WANG C., LI Y., LIU Y., MENG X et YANG G., 2019-Characterization of the complete mitochondrial genome sequence of the dog roundworm *Toxascaris leonina* (Nematoda, Ascarididae) from China. *Mitochondrial DNA Part B*, 4(2), 3517-3519.
118. XUE L.M., CHAI J.B., GUO Y.N., ZHANG L.P et LI L., 2014-Further studies on *Toxascaris leonina* (Linstow, 1902) (Ascarididae: Ascaridida: Ascarididae) from *Felis lynx* (Linnaeus) and *Panthera leo* (Linnaeus) (Carnivora: Felidae). *Acta Parasitologica*, 60(1), 146-153.
119. YAGOOB G et YAGHUOB F., 2014- Prevalence of gastrointestinal parasites of domestic cats and its zoonotic importance in Tabriz city, Iran. *CIB Tech J Zool*, 3(3), 87-92.
120. YAGOOB G., et MOHAMMAD H., 2015-Prevalence of *Toxocara cati* in pet cats by fecal examination in Tabriz city, Iran. *Cibtech J Zool*, 4(1), 1-5.
121. YANG Y et LIANG H., 2015-Prevalence and risk factors of intestinal parasites in cats from China. *BioMed Research International*, 1-5
122. YEVSSTAFIEVA V., KASIANENKO O., NEGREBA J., KYRYCHKO B., LEVYTSKA V et HAVRYK K., 2023- Ovicidal effectiveness of Hermeceid-VS disinfectant against *Trichuris* spp. Nematode eggs isolated from cattle. *Scientific Messenger of LNU of Veterinary Medicine and Biotechnologies. Series: Veterinary Sciences*, 25(110), 110-115.
123. YOUSSEFI M., HOSEINI S., ZAHERI B., TABAR I M A., 2010 – First report *Ancylostoma tubaeforme* in Persian Leopard (*Panthera pardus saxicolor*). *Iranian Journal of parasitology*, 5(1), 61–63.
124. ZAJAC A. M., CONBOY G. A., LITTLE S. E et REICHARD M. V., 2021- *Veterinary clinical parasitology*. John Wiley et Sons, 1348.
125. ZHUANG E., YUE FJ., CHEN YT et Li HL., 2022-First report of the prevalence and molecular identification of *Cryptosporidium* spp. In mithun (*Bos frontalis*) in Yunnan Province, *southwestern China*, 1-9.
126. ZIEGLER M.A et MACPHERSON C.N., 2019-*Toxacara* and its species. *CABI Reviews*, 1-27.

Références bibliographique

Site web

127. Anonyme 01: (<http://Fr.db-city.com>.)
128. Anonyme02: (<https://www.infoclimat.com>.)
129. Anonyme03: ([http://d.maps](http://d.maps.com) .com.)

Annexes



Annexe N°-1-

Fiche d'enquet sur les parasites gastro-intestinaux et les ectoparasites du chat dans la région de Djelfa

N° de prelevement (chat)	Date de prelevement	Site (station)	Rural ou urban (station)	Age	Sexe	Mode de Vie du chat	Etat de santé du chat	Nature des feces (Diarhee ou non)	Utilisation préalable des antiparasitaire	Localisation des parasites externes	Nombre des parasites externes collectés	endoparasites
Ch1												
Ch2												
Ch3												
Ch4												
Ch5												
Ch6												
Ch7												
Ch8												
Ch9												
Ch10												
Ch11												
Ch12												
Ch13												
Ch14												
Ch15												
Ch16												
Ch17												
Ch18												
Ch19												
Ch20												
Ch21												
Ch22												
Ch23												
Ch24												
Ch25												

المساهمة في دراسة طفيليات الجهاز الهضمي والطفيليات الخارجية للقطط بمنطقة الجلفة

ملخص:

أجريت هذه الدراسة لتقدير معدلات انتشار الطفيليات المعدية المعوية والطفيليات الخارجية الرئيسية التي تصيب القطط بمنطقة الجلفة خلال فترة أربعة أشهر (فبراير إلى مايو 2023). تم جمع 150 عينة براز من ثلاث مناطق وتم تحليلها عن طريق الفحص المجهرى باستخدام الفحص المباشر وتقنية التعويم وصبغ زيل نيلسن المعدل. تم التعرف على الطفيليات الخارجية عن طريق الفحص المجهرى للصفات المورفولوجية. أظهرت دراستنا معدل انتشار إجمالي للطفيليات المعدية المعوية والطفيليات الخارجية بنسبة 40% و 18% على التوالي. تم التعرف على 6 أنواع من الطفيليات المعدية المعوية، بما في ذلك (*Isospora* spp. (26.66%)، *Toxascaris leonina* (6.66%)، *Toxocara cati* (5.33%)، الأنكلستوما الأنبوبية الشكل (0.66%) و المشعرة النياية (0.66%) *Cryptosporidium* spp (2%)، تم التعرف على الطفيليات الخارجية على أنها نوع القراد *Rhipicephalus sanguineus sensu lato* (16.66%) وأنواع البراغيث *Ctenocephalides canis* (1.33%).

الكلمات المفتاحية: انتشار، طفيليات الجهاز الهضمي، الطفيليات الخارجية، القطط، الجلفة

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

Abstract

The present study was carried out to estimate the prevalence rates of main gastrointestinal parasites and ectoparasites infesting cats in the Djelfa region during a period of four months (February to May 2023). 150 fecal samples were collected from three localities, which were analyzed by microscopic examination using direct examination, flotation technique and modified Ziehl Neelsen staining. Ectoparasites were identified by microscopic examination of morphological characters. Our study showed an overall prevalence of gastrointestinal parasites and ectoparasites of 40% and 18%, respectively. 6 species of gastrointestinal parasites have been identified, including *Isospora* spp. (26.66%), *Toxascaris leonina* (6.66%), *Toxocara cati* (5.33%), *Cryptosporidium* spp. (2%), *Ancylostoma tubaeformae* (0.66%) and *Trichuris* spp. (0.66%). Ectoparasites were identified as the tick species *Rhipicephalus sanguineus* sensu lato (16.66%) and the flea species *Ctenocephalides canis* (1.33%).

Keywords: Prevalence, gastrointestinal parasites, ectoparasites, cats, Djelfa

Contribution à l'étude des parasites gastro-intestinaux et ectoparasites infestant le chat dans la région de Djelfa

Résumé

La présente étude a été menée pour l'estimation des taux de la prévalence des principaux parasites gastro-intestinaux et ectoparasites infestant le chat dans la région de Djelfa durant une période de quatre mois (février à Mai 2023). 150 échantillons de fèces ont été prélevés dans trois localités et analysés par un examen microscopique en utilisant l'examen direct, la technique de flottaison et la coloration de Ziehl Neelsen modifiée. Les ectoparasites ont été identifiés par l'examen microscopique des caractères morphologiques. Notre étude a montré une prévalence globale des parasites gastro-intestinaux et ectoparasites de 40 % et 18 %, respectivement. 6 espèces des parasites gastro-intestinaux ont été identifiées, incluant *Isoospora* spp. (26.66%), *Toxascaris leonina* (6.66%), *Toxocara cati* (5.33%), *Cryptosporidium* spp. (2%), *Ancylostoma tubaeformae* (0.66%) et *Trichuris* spp. (0.66%). Les ectoparasites ont été identifiés comme l'espèce de tique *Rhipicephalus sanguineus* sensu lato (16.66%) et l'espèce de puce *Ctenocephalides canis* (1.33%).

Mots-clés : Prévalence, parasites gastro-intestinaux, ectoparasites, chats, Djelfa

