



Institut des Sciences
Vétérinaires- Blida



Université Saad
Dahlab-Blida 1-

Projet de fin d'études en vue de l'obtention du
Diplôme de Docteur Vétérinaire.

**L'intérêt de la coprologie dans le diagnostic des maladies
parasitaires chez le chien.**

Présenté par

AOUICHA NOUR EL HOUDA

7 Juillet 2025

Devant le jury :

Président(e) : OUAKLI. N.	MCA	Université Blida 1
Examineur : LAGHOUATI. A.	MCB	Université Blida 1
Promoteur : SAIDI. A.	MCA	Université Blida 1

Année : 2024/2025

Remerciements

À l'aube de l'achèvement de notre parcours universitaire, nos pensées se tournent avant tout vers Dieu le Tout-Puissant. C'est par Sa grâce infinie que ce chemin a pu être parcouru. Sans Lui, rien de tout cela n'aurait pu voir le jour.

À Monsieur le Directeur de l'Institut Veterinaire , je vous adresse mes plus profonds remerciements pour votre engagement à faire de cet institut un phare d'excellence, et pour m'avoir aidé à mener à bien cette recherche experimentale.

À ma promotrice, dont la patience, la rigueur scientifique et la générosité intellectuelle m'ont profondément marqué, je vous remercie énormément. Votre accompagnement bienveillant, et votre foi en mon potentiel ont transformé ce défi en une expérience enrichissante et formatrice.

Je souhaite également exprimer mon gratitude au Président ainsi qu'aux membres du jury pour leur participation et le temps précieux qu'ils ont consacré à l'évaluation de notre travail.

J'exprime ma profonde reconnaissance aux responsables de l'établissement qui m'ont accueilli pour la réalisation de la partie expérimentale.

Je souhaite exprimer mes profonde gratitude et mes sincères remerciements à l'ensemble de mes enseignants, dont la contribution a été déterminante dans mon parcours universitaire et à ceux qui ont contribué de près ou de loin à l'élaboration de ce mémoire.

J'adresse également mes sincères remerciements à tous les docteur qui ont contribué à mon éducation dr Cherif, dr Aziz , dr yasmine , dr anwar, dr Badre eddine, dr fairouz, dr asma, dr bou kaker et qu'ils n'ont pas hésité de me fournir de suffisamment d'informations durant toutes ces années et à toutes les vétérinaire qui mon accepter au stage dans leur cabinet vétérinaires.

Dédicaces

Au terme de cette aventure académique, mon cœur déborde de gratitude envers celles et ceux qui ont illuminé ce chemin exigeant par leur soutien, leur expertise et leur bienveillance. Ces mots, bien qu'insuffisants pour exprimer l'ampleur de ma reconnaissance, se veulent un hommage sincère à tous ceux qui ont contribué à la réalisation de ce mémoire.

je dédie ce modeste travail à ceux qui je n'arriverais jamais à leur exprimer mon amour sincère :

À mon honorable famille, mon bien le plus précieux et la raison de mon bonheur et de mon succès.

À mon père bien-aimé, qui m'a appris que la volonté rend l'impossible possible et que la patience est la clé de tout ce qui est bon. Tu as toujours été mon modèle et je récolte aujourd'hui les fruits de ton soutien, de tes encouragements et de tes sacrifices.

À ma chère maman, mon cœur et ma force. Je suis fier d'être la fille d'une grande femme comme toi, t'as été une étreinte chaleureuse, une suppliante sincère et une motivatrice infatigable. Combien tu es restée debout pour moi, et combien tu as prié pour moi, alors je remercie Dieu d'avoir atteint ce jour pour te le dédier avant tout le monde.

À mes chers frères et sœurs, vous êtes un compagnon irremplaçable et un véritable soutien dans tous les moments de fatigue et d'effort. Vous n'avez jamais lésiné sur votre soutien, vos conseils ou vos prières, alors merci du fond du cœur.

A tous ceux qui m'ont soutenus de près ou de loins .

A tous ceux que j'avais pas cité mais qui occupent une place précieuse dans mon cœur.

Merci pour tout.

NOUR EL HOUDA

Résumé

Cette étude a été réalisée dans la wilaya d'Alger, plus précisément dans deux localités : Cheraga et Staouali de mi-Avril à mi-Juin 2025, elle a porté sur 62 chiens dont : 8 chiens provenant des cliniques vétérinaires et 54 chiens vivant au sein d'un élevage canin, incluant des chiots âgés moins d'un an, des adultes de 1 à 6 ans, et des seniors de plus de 6 ans. Les échantillons de matière fécales ont été analysés au laboratoire de parasitologie de l'Institut Vétérinaire de l'Université Blida 1.

L'objectif de cette étude est de mettre en évidence l'intérêt de la coprologie dans le diagnostic des maladies parasitaire chez le chien par l'identification des différentes espèces de parasites digestifs et d'évaluer leur prévalence. Les résultats ont révélé un taux global d'infestation de 58%. Les prévalences classées par ordre décroissant montrent que les *strongyloide stercoralis* étaient les plus fréquemment détectées avec un taux d'infestation de 53%, suivis de *Toxocara canis* (11%), *Toxoscaris leonina* (8%), *Ankylostoma caninum* (8%), *Tænia* (6%), *Isospora canis* (1%). Le taux d'infestation était plus élevé chez les chiens mâles (71 %) que chiens femelles (54%). Cependant, les chiens de plus de 6 ans étaient plus infestés que ceux âgés de 1 à 6 ans et les chiots de moins d'un an avec les taux respectifs (73 % vs 59,5 % vs 54,5%).

D'autre part nos résultat montre que la prévalence de multi-parasitisme est plus élevée que celle mono-parasitisme (35,4 % contre 22,5%). Le taux d'infestations des chiens en milieu urbain est plus élevé que celui des chiens vivant en élevages avec une prévalence de 63.6% contre 59%.

Mots clés : Endoparasites, technique de flottaison, prévalences, Alger, coprologie.

ملخص

جريت هذه الدراسة في ولاية الجزائر، وتحديدًا في منطقتي الشارقة والسطاوالي، من منتصف أبريل إلى منتصف يونيو 2025. وشملت 62 كلبًا، منها 8 كلاب من عيادات بيطرية و54 كلبًا تعيش في مركز لتربية الكلاب. وشملت هذه الكلاب جراءً أقل من عام، وكلابًا بالغة تتراوح أعمارها بين سنة وست سنوات، وكلابًا كبيرة السن فوق ست سنوات. حُللت عينات البراز في مختبر علم الطفيليات التابع للمعهد البيطري بجامعة البليدة 1. تهدف هذه الدراسة إلى إبراز أهمية علم البراز في تشخيص الأمراض الطفيلية لدى الكلاب من خلال تحديد أنواع مختلفة من طفيليات الجهاز الهضمي وتقييم انتشارها. وقد أظهرت النتائج معدل إصابة إجماليًا بلغ 58%. تظهر معدلات الانتشار المرتبة تنازليًا كانت الأكثر اكتشافًا بمعدل إصابة بلغ 53%، تليها الكلاب *strongyloide stercoralis* أن الكلاب من فصيلة ، وكانت نسبة الإصابة أعلى في الكلاب الذكور (71%) من الكلاب الإناث (11%) *Toxocara canis* من فصيلة (54%). ومع ذلك، كانت الكلاب التي تزيد أعمارها عن ست سنوات أكثر إصابة من تلك التي تتراوح أعمارها بين سنة وست سنوات والجراء التي تقل أعمارها عن سنة واحدة، بمعدلات متفاوتة (73% مقابل 59.5% مقابل 54.5%).

علاوة على ذلك، تُظهر نتائجنا أن معدل انتشار الطفيليات المتعددة أعلى من معدل انتشار الطفيليات الأحادية (35.4% مقابل 22.5%). معدل الإصابة في الكلاب الحضرية أعلى منه في الكلاب التي تعيش في منشآت التربية، حيث بلغ 63.6% مقابل 59%

الكلمات المفتاحية: الطفيليات الداخلية، تقنية التعويم، معدل الانتشار، الجزائر، علم البراز

Abstract

This study was conducted in the province of Algiers, specifically in two locations: Chéraga and Staouali, from mid-April to mid-June 2025. It involved 62 dogs, including 8 dogs from veterinary clinics and 54 dogs living in a dog breeding facility. These included puppies less than one year old, adults aged 1 to 6 years, and seniors over 6 years old. Fecal samples were analyzed in the parasitology laboratory of the Veterinary Institute of Blida 1 University.

The objective of this study is to highlight the value of coprology in the diagnosis of parasitic diseases in dogs by identifying different species of digestive parasites and assessing their prevalence. The results revealed an overall infestation rate of 58%. The prevalences ranked in descending order show that *strongyloide stercoralis* were the most frequently detected with an infestation rate of 53%, followed by *Toxocara canis* (11%), *Toxoscaris*. Infestation rate was higher in male dogs (71%) than female dogs (54%). However, dogs over 6 years old were more infested than those aged 1 to 6 years and puppies under 1 year old, with the respective rates (73% vs. 59.5% vs. 54.5%).

Furthermore, our results show that the prevalence of multiparasitism is higher than that of monoparasitism (35.4% vs. 22.5%). The infestation rate in urban dogs is higher than that in dogs living in breeding facilities, with a prevalence of 63.6% vs. 59%.

Keywords: Endoparasites, flotation technique, prevalence, Algiers, coprology

TABLE DES MATIERES

Introduction :	1
I. La coprologie :	4
I.I. Définition de la coprologie :	4
I.II. Utilisation de la coprologie en médecine vétérinaire :	4
I.III. Méthodes de prélèvements des échantillons fécaux :	5
I.IV. Les différentes techniques coprologiques utilisées en médecine vétérinaire :	5
1. Technique de flottaison :	5
1.1. Méthode :	6
2. Technique de sédimentation :	7
2.1. Méthode :	7
V. Technique d'identification du parasite et de coloration :	8
1. Méthodes de détection et d'identification des larves :	8
1.1. L'examen coprologique macroscopique :	8
1.2. Méthodes de Baermann :	9
1.2.1. Méthode :	9
1.3. La coproculture :	10
2. Technique de coloration :	10
2.1. Coloration au Lugol :	10
2.1.1. Méthode :	11
2.2. Coloration de Bailanger :	11
2.3. Coloration de Ziehl-Nielsen modifiée :	11
2.3.1. Méthode :	11
VI. Avantages et inconvénients de la coprologie :	11
1. Les avantages de la coprologie :	11
2. Les inconvénients de la coprologie :	12
I. Les principaux parasites intestinaux courant chez le chien :	15
Généralité :	15
1. Nématodes :	15
2. Cestode :	15
Autres parasites :	16
II.I. Etude des Nématodoses :	16

1.1. Etude des ascarides :	17
1.1.2. Morphologie :	17
1.1.3. Cycle évolutif :	18
2. Etudes des Ankylostomatidoses :	19
2.1. Etudes des Ankylostomes :	20
2.1.2. Morphologie :	20
2.1.3. Cycle évolutif :	21
3. Etude de La strongyloïdose :	21
3.1. Etude de <i>Strongyloïdes Stercoralis</i> :	21
3.1.2. Morphologie :	22
3.1.3. Cycle évolutif :	22
4. Etude des Trichuroses :	23
4.1. Etude de <i>Trichuris vulpis</i> :	23
4.1.2. Morphologie :	23
4.1.3. Le cycle parasitaire :	24
II.II. Etude des Cestodoses :	25
1. Etude du téniasis :	25
1.1. <i>Dipylidium caninum</i> :	25
1.1.1. Morphologie :	25
1.2. Genre Echinococcus :	26
1.2.1. Morphologie :	26
1.2.2. Le cycle de parasite :	27
1.3. Genre Tænia :	27
1.3.1. Morphologie :	28
II.III. Etude des Protozoose :	29
1. Etude des Giardiose :	29
1.2. Cycle évolutif :	29
2. Etude de la cryptosporidiose canine :	31
2.1. Cryptospridium spp :	31
2.1.1. Morphologie :	31
2.1.2. Cycle évolutif :	31
3. Etude des Coccidioses :	32

3.1. Etude des Isospora :	32
3.1.1. Morphologie :	32
3.1.2. Le cycle évolutif :	32
3.2. <i>Neospora caninum</i> :	33
3.2.1. Morphologie :	33
3.2.2. Cycle évolutif :	34
3.3. <i>Hammondia spp</i>:	34
3.3.1. Morphologie :	34
3.3.2. Le cycle évolutif :	35
3.4. <i>SARCOCYSTIS SPP</i> :	35
3.4.1. Morphologie :	35
3.4.2. Cycle évolutif :	36
I. Introduction :	38
2. Description de la Zone d'étude :	38
3. L'échantillonnage :	40
4. Méthode de flottaison :	41
4.1. Examen macroscopique :	41
5. Matériels :	41
II. Résultats :	45
1. Résultats des analyses fécales par flottaison sur des chiens errants et domestiques :	45
1.1. Les différents parasites identifiés des échantillons collectés :	45
2. Etude des taux de prévalence :	47
2.1 La prévalence globale du parasitisme :	47
2.2 Taux d'infestation des différentes espèces parasitaires identifiées :	47
2.3.2. Selon la race :	49
2.3.3. Selon l'âge :	50
2.3.4. Prévalence selon le type de parasitisme (mono-parasitisme et multi-parasitisme) :	50
2.3.5. Prévalence des chiens parasités en fonction des lieux de prélèvements :	51
IV. Discussion :	52
V. Conclusion :	56
VI. Recommandations :	57
VII. Perspectives :	57
Références :	58

Liste des figures

Figure01: Méthode de flottaison (P Marco Genchi & Dr Simone Magnino, 2021).	6
Figure 02: Méthode de sédimentation (P Marco Genchi & Dr Simone Magnino, 2021).	8
Figure 03:Méthode de baerman (P Marco Genchi & Dr Simone Magnino, 2021).	10
Figure 04: Œuf de <i>Toxocara canis</i> (Frédéric Beugnet, 2008).	18
Figure 05: Œuf de <i>Toxascaris leonina</i> (BATHIARD T., 2004).	18
Figure 06: cycle de développement de <i>Toxocara canis</i> (Guillot, 2013).	19
Figure 07 : Œuf d' <i>Ankylostoma caninum</i> (P Marco Genchi & Dr Simone Magnino, 2021).	21
Figure 08: Œuf embryonné de <i>Strongyloides Stercoralis</i> retrouvé dans les matières fécales (ESCCAP, 2013).	22
Figure 09: Œuf de <i>Trichuris vulpis</i> (DEGUILHEM, 2015).	24
Figure 10: Cycle de <i>Trichuris vulpis</i> . (ESCCAP F. , 2016).	24
Figure 11: Capsule ovifère de <i>Dipylidium caninum</i> (Frédéric Beugnet, 2008).	26
Figure 12: <i>Echinococcus granulosus</i> adulte (ESCCAP F. , 2016)	27
Figure 13 : <i>Taenia multiceps</i> adulte (M.A. Taylor, 2015).	28
Figure 14 : kyste de <i>Giardia</i> (M.A. Taylor, 2015).	29
Figure 15: Cycle de développement de <i>giardia duodenalis</i> (Anne M. Zajac, Veterinary Clinical Parasitology, 2021).	30
Figure 16: Œuf de <i>cryptospridium. canis</i> (DE OLIVEIRA).	31
Figure 17: Kyste d' <i>Isospora canis</i> (HEBERT, 2010).	32
Figure 18: Cycle de développement d' <i>Isospora</i> (Vandekerckhove, 2020).	33
Figure 19: Oocyste de <i>Neospora caninum</i> dans les matières fécales d'un chien (Gondim, 2006).	34
Figure 20: Des oocystes sporulés de <i>Hammondia hammondi</i> (HEBERT, 2010).	35
Figure 21: Deux sporocystes à quatre sporozoïtes en cours de séparation retrouvés dans les matières fécales (DE OLIVEIRA).	36
Figure 22:Situation géographique de la commune de Cheraga et de Staouali (VIA MICHELIN, 2017)...	39
Figure 23:Chien errant dans un refuge (photo personnelle).	41
Figure 24:Chien en consultation (photo personnelle)	41
Figure 25: protocole de la flottaison (photos personnelles)	44
Figure 26:Oeufs de <i>Toxocara canis</i> (a) et (b) observé au microscope optique (Gx 40) (photos personnelles).	45
Figure 27: <i>Toxoscaris leonina</i> (a) et (b) observé au microscope optique (Gx40) (photo perssonnelle).	45
Figure 28 : <i>Taenia</i> observé au microscope optique (Gx 40) (photos personnelles).	46
Figure 29: <i>Ankylostoma caninum</i> (a) et (b) observé au microscope optique (Gx40) (photos peersonnelle).	46
Figure 30: Larves de <i>Strongyloides stercoralis</i> (a) et (b) observés au microscope optique (Gx 40) (photos personnelle).	46
Figure 31:Oocystes d' <i>Isospora canis</i> observé au microscope optique (Gx 10) (photos personnelles).	47
Figure 32:le taux d'infestation de différents parasites.	48
Figure 33: La prévalence d'infestation en fonction du sexe des chiens examinés.	49
Figure 34:Taux d'infestation en fonction de la race des chiens examinés.	49

Figure 35: Prévalence d'infestation selon le sexe des chiens examinés.....	50
Figure 36: prévalence selon le type de parasitisme.	51
Figure 37: la prévalence des chien parasités en fonction des lieux de prélèvement.....	51

Listes des tableaux

Tableau 1:Données climatique de la région d’Alger de l'année 2025 (3 mois) (Weather Spark).	39
Tableau 2:Prévalence globale de l’infestation parasitaire	47

Listes des abréviations :

A.caninum: *Ancylostoma caninum* .

°C : Degré Celsius.

H. hammondi : *Hammondia hammondi*

G× : Grossissement ×.

L1 : stade larvaire 1.

Max : Maximum.

Min : Minimum.

T : Température.

T. Canis : *Toxocara canis*.

T. leonina : *Toxascaris leonina*.

U. stenocephala : *Ucerania. Stenocephala*

µm : Micromètre.

% : pourcentage.

Introduction :

Un parasite est un organisme qui se nourrit et se développe aux dépens d'un autre être vivant. Le degré de parasitisme reflète le degré de préjudices commis à l'hôte, allant de la symbiose à la mort de l'hôte. Le parasitisme est le mode de vie le plus répandu dans le monde vivant. Il peut être durable ou se produire à certains stades du développement du parasite (larvaire ou adulte). Il assure la survie individuelle et la pérennité du parasite, qui trouve chez son hôte nourriture, protection et possibilité de reproduction. (Jean Bussiéras, Parasitologie vétérinaire, 1995)

Les parasites intestinaux peuvent provoquer une morbidité et une mortalité importantes chez les chiens et comprennent des espèces de nématodes, de cestodes, de trématodes et de protozoaires (Chermette, 1995) .

Ils vivent à l'intérieur d'un organisme vivant (hôte). Ils sont fréquents chez les chiens surtout chez les jeunes. Ils peuvent envahir différentes parties de l'organisme de l'animal, notamment le tube digestif, les intestins, le cœur, les poumons, les voies urinaires ..., ils existent différentes catégories d'endoparasites pouvant être regroupées en fonction de l'organisme envahi. (Chermette, 1995)

Les parasitoses intestinales sont endémiques à travers le monde et constituent un véritable problème dans la médecine vétérinaire. Leur pouvoir pathogène est très variable, allant du simple portage asymptomatique à des tableaux symptomatiques graves, voire mortels. Parmi les méthodes les plus courantes dans le diagnostic des parasites intestinaux est la coprologie. Cette méthode consiste à analyser les excréments des animaux et joue un rôle crucial dans leur identification (Michael E. Taylor, 2016)

Les parasites intestinaux affectent principalement les jeunes chiens, les animaux mal nourris ou immunodéprimés, mais peuvent aussi toucher des adultes en bonne santé. Parmi les parasites les plus courants, on trouve : Ascaris, Ankylostomes, Trichiures, T nia.

Les helminthes intestinaux chez les carnivores tirent leur nom soit de la période de séjour obligatoire de leur cycle biologique passé dans le système digestif de l'animal, soit des lésions anatomo-pathologiques qu'ils provoquent au niveau intestinal. Les helminthoses intestinales chroniques s'accompagnent fréquemment de troubles nutritionnels, pouvant inclure une malnutrition protéine-énergétique, une anémie ferriprive et d'une carence en vitamine A. (mwadianvita, 2021).

L'objectif de notre travail est de démontrer l'intérêt de la coprologie dans le diagnostic des maladies parasitaires chez le chien, en mettant en évidence son efficacité, ses techniques, et son impact sur la prise en charge des animaux.

Chapitre 1

I. La coprologie :

I.I. Définition de la coprologie :

La coprologie est l'examen parasitologique qualitatif et quantitatif des excréments qui consiste le plus souvent, à examiner les matières fécales sur le plan macroscopique (examen direct des selles) et microscopique (avec ou sans enrichissement) (Guitton, Les ascaridioses des carnivores domestiques, 1993) dans le but de la gestion de la santé animale, la détection des troubles digestifs, et l'identification des infections parasitaires par la présence des parasites intestinaux en différents stades dans les selles (œufs, kyste, segments ovigères, larves et parasites adultes) et extra-intestinaux (œufs de douves des voies biliaires voire du poumon après déglutition œufs de schistosomes) pour lesquels les selles constituent le véhicule de dissémination dans le milieu extérieur (des Cordeliers, 2013).

I.II. Utilisation de la coprologie en médecine vétérinaire :

La coprologie est un diagnostic très utile dans plusieurs situations :

1. Utilisée afin d'établir un diagnostic de certitude et le suivi des animaux traités. (Frédéric Beugnet, 2008).
2. Pour le diagnostic d'un grand nombre de parasites intestinaux et certaines maladies digestives ou cardiorespiratoires et pour détecter les parasites pathogènes chez l'animal atteint. (Charles M.HENDRIX, 2019).
3. Le dépistage des porteurs asymptomatiques et confirmer une suspicion de parasitose (Charles M.HENDRIX, 2019)
4. Le contrôle du statut parasitaire d'un arrivant au sein d'une collectivité. (Frédéric Beugnet, 2008).
5. Lors d'échec thérapeutique : cette technique permet de mettre en évidence de manière relativement précoce la présence d'une résistance aux antiparasitaires. (BEUGNET F., 2004)
6. La coprologie permet d'évaluer l'efficacité des traitements antiparasitaires (Geurden et al., Parasite, 2019).

I.III. Méthodes de prélèvements des échantillons fécaux :

Pour réaliser l'analyse coprologique, les selles doivent être récoltées directement par un thermomètre pour un meilleur résultat des analyses (limitation des faux positifs) ou indirectement par la récolte des matières fécales dès leur émission (la couche supérieure des matières fécales) cette méthode peut être préjudiciable à la qualité du prélèvement. (Frédéric Beugnet, 2008).

L'échantillon doit être contenu dans un récipient en plastique ou en verre, hermétiquement fermé identifiée par le nom de l'animal, l'âge, la race, le poids et si c'est nécessaire le nom du propriétaire et le conservateur utilisée (éthanol, formol, réfrigération). Il est préférable de récolter directement les matières fécales vu l'influence du milieu extérieur sur ces dernières qui se contaminent rapidement par des nématodes libres, les acariens...présents sur le sol, ce qui risque de fausser les résultats. Il est crucial d'examiner les échantillons le plus rapidement possible. Un délai trop long et les conditions climatiques pourraient altérer et modifier les éléments parasites (sporulation des kystes, embryonnement des œufs...).

Les selles fraîches sont analysées immédiatement ou conservées au réfrigérateur à 4°C pendant 4 à 7 jours ou dans l'éthanol à 96° ou du formol à 10% afin de fixer l'échantillon et inactiver l'évolution des parasites et des autres organismes infectieux, Les selles ne doivent pas être congelées risque de fausser les résultats. (Frédéric Beugnet, 2008).

Plusieurs facteurs influencent les résultats de l'examen fécal : la taille de l'échantillon (idéalement 5 grammes), l'âge de l'animal, les conditions de conservation, avec le délai de conservation. Ensuite, l'expérience du personnel pour identifier les structures influence fortement le résultat de l'analyse. (BEUGNET F., 2004).

I.IV. Les différentes techniques coprologiques utilisées en médecine vétérinaire :

1. Technique de flottaison :

La technique permet de séparer les éléments parasites des débris organiques les plus grossiers, en utilisant une solution de flottation à haute densité spécifique. Les oocystes, les kystes, avec une densité spécifique inférieure à la solution de flottation, remonteront au sommet de la suspension. Les solutions de flottation les plus utilisées sont la solution de sulfate de zinc et le chlorure de sodium. (P Marco Genchi & Dr Simone Magnino, 2021).

1.1. Méthode :

1. Ajouter environ 5 g de selles à 10 ml de formol à 5–10%, bien mélanger et laisser reposer pendant au moins 30 minutes.
2. Filtrer la suspension à une double couche de gaze et la verser dans un tube à essai restant à environ 1 cm sous le rebord.
3. Centrifuger pendant 3 minutes à 1500 *g* et jeter le surnageant.
4. Remettre en suspension les sédiments dans une solution saline avec une pipette, puis répéter l'étape 3 de centrifugation.
5. Remettre en suspension les sédiments dans 10 ml de solution de flottation avec une pipette et centrifuger pendant 5 minutes à 800–1000 *g*.
6. Retirez le tube de la centrifugeuse et ajoutez des gouttes de solution de flottation jusqu'à la formation du ménisque.
7. récoltez la partie supérieure du ménisque en plaçant une Lamelle dessus après environ 10 minutes, puis placez-la face vers le bas sur une lame et examinez à l'aide d'un microscope. (P Marco Genchi & Dr Simone Magnino, 2021). La figure ci -dessous montre la méthode de flottaison.

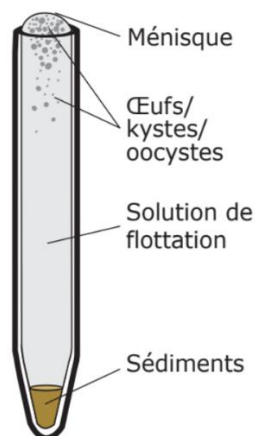


Figure01: Méthode de flottaison (P Marco Genchi & Dr Simone Magnino, 2021).

L'utilisation d'un liquide de densité supérieure aux œufs de parasites permet de remonter les œufs vers la surface et d'entraîner les débris vers le fond. Plus le liquide est dense, meilleure est la sensibilité pour détecter des œufs. (Beugnet et al, 2000).

- ✓ Toutes les solutions (Beugnet et al, 2021) de flottaison de même densité ne permettent pas d'obtenir des résultats identiques pour un élément parasitaire donné, même si la technique ne change pas. (Beugnet et al, 2021).

- ✓ Une solution de flottaison peut être plus ou moins performante pour la détection d'un élément parasitaire donné selon la technique employée
- ✓ Les résultats obtenus avec une solution de flottaison pour un élément parasitaire et une technique donnée varient selon la méthode de conservation des selles (par ex., selles fraîches, conservées dans du formol, SAF ou autres fixateurs). (Beugnet et al, 2021) . .

2. Technique de sédimentation :

Cette technique permet la récupération de tous les kystes et oocystes protozoaires, des helminthes et des larves présents dans l'échantillon des matières fécales ; il est recommandé comme étant facile à réaliser et le moins sujet aux erreurs techniques, permettant de récupérer la plus large gamme d'éléments parasites. L'échantillon peut être des selles fraîches ou fixées. La préparation contient plus de débris que celle obtenue par la flottation et d'autres techniques. Cette technique n'est pas recommandée pour les œufs de *Fasciola spp.* Et les larves de *Strongyloides stercoralis*. (P Marco Genchi & Dr Simone Magnino, 2021).

2.1. Méthode :

1. Diluez 10 grammes de fèces dans 100 ml d'eau et les placez dans un bécher ou un autre récipient.
 2. Filtrez au travers d'une double couche de compresses ou de gaze ou d'une passoire à thé le mélange d'eau et de fèces, Il est conseillé d'utiliser un récipient conique de 250 ml ou un bécher de 500 ml (hauteur = 12 cm) pour récupérer le filtrat.
 3. Éliminez le surnageant après avoir laissé le mélange reposer pendant 20–30 minutes à 1 heure, Ajoutez de l'eau pour rétablir le niveau initial, le sédiment est remis en suspension avant d'attendre à nouveau 20-30 minutes. Le surnageant est alors éliminé, puis le sédiment est retiré et déposé dans une boîte de Pétri pour être examiné.
 4. Quelques gouttes du mélange restant peuvent également être déposées entre lame et lamelle et examinées au microscope optique. (P Marco Genchi & Dr Simone Magnino, 2021).
- La figure ci-dessous (figure 2) montre la méthode de sédimentation.

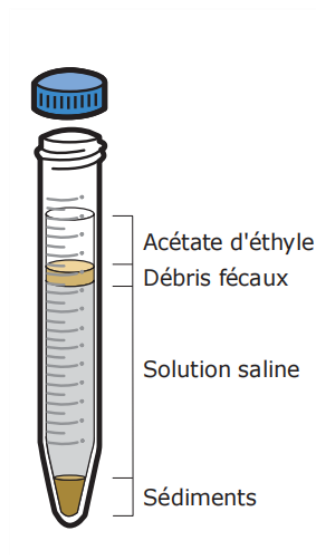


Figure 02: Méthode de sédimentation (P Marco Genchi & Dr Simone Magnino, 2021).

V. Technique d'identification du parasite et de coloration :

1. Méthodes de détection et d'identification des larves :

1.1. L'examen coprologique macroscopique :

Elle est pratiquée systématiquement avant tout examen microscopique de matière fécales. Cette méthode vise à détecter dans ces dernier, les formes parasitaires visibles à l'œil nu, notamment les stades adultes de certains helminthes comme les Strongles, les Ascarides ou les Trichures, les segments ovigères d'helminthes tels que *Tænia*, *Dypilidium*. Elle comprend :

- ✓ La consistance : molle, aqueuse (lors de cryptosporidiose, Giardiose ou Coccidiose), normale, dure.
- ✓ L'odeur : fétide, aigre.
- ✓ La couleur : permet la mise en évidence d'une stéatorrhée ou de méléna.
- ✓ Présence du mucus : permet l'identification d'une inflammation des parties distale de tube digestif.
- ✓ Présence de débris alimentaires : Brins d'herbe, paille...
- ✓ Présence des parasites ou élément parasitaires macroscopique. (Beugnet et al, 2021).

Après l'inspection macroscopique, les fèces sont observées au microscope optique. Il peut s'agir d'un examen qualitatif, visant à démontrer la présence ou l'absence d'un élément parasitaire particulier (œufs, larves, kystes, oocystes), ou quantitatif en vue de dénombrer les œufs dans les fèces. (Beugnet et al, 2021).

1.2. Méthodes de Baermann :

Cette technique permet la concentration et la détection de larves de *Strongyloides spp*, et les trophozoïtes de *Balantidium spp* dans les selles. L'appareil se compose d'un entonnoir en verre (de 14 cm de diamètre) équipé d'un tube en caoutchouc souple de 10 cm, serré à une extrémité avec une pince, seulement les selles fraîches non fixées et non réfrigérées qui peuvent être traitées. (P Marco Genchi & Dr Simone Magnino, 2021).

1.2.1. Méthode :

1. Homogénéiser l'échantillon de selles ; si les selles sont très dures, ajoutez quelques ml de solution saline.
2. Collectez environ 10 g de selles et les placez à l'intérieur de deux couches de gaze. Placer un disque de papier filtre sur la gaze en cas de selles diarrhéiques. Assurez que la gaze reste suspendue à l'intérieur de l'entonnoir à l'aide d'un bâtonnet, ou en le plaçant dans une passoire à thé en acier.
3. Remplissez l'entonnoir presque à ras bord avec une solution saline.
4. Placée une source lumineuse sous l'appareil Baerman à fin d'améliorer la migration des larves.
5. Desserrer le collier à l'extrémité du tube et transférer 10 ml de sédiments dans un tube conique, après 2 à 3 heures.
6. Centrifuger le tube à 500 g pendant 10 minutes, puis jeter le surnageant.
8. Mettre quelques gouttes de sédiment avec une pipette sur une lame.
9. Ajouter une goutte de solution de Lugol afin de colorer et immobiliser les larves, avant l'examen microscopique de la lame.
10. Examiner au microscope optique. (P Marco Genchi & Dr Simone Magnino, 2021).

La figure ci-dessous exprime Méthode de Baerman.

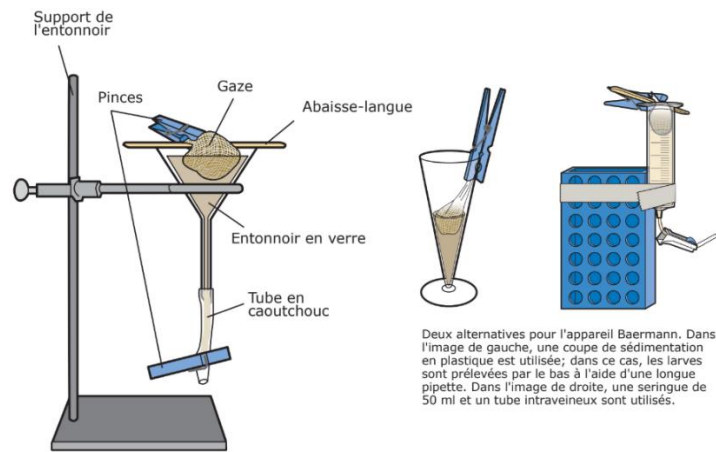


Figure 03:Méthode de baerman (P Marco Genchi & Dr Simone Magnino, 2021).

1.3. La coproculture :

C'est une méthode coprologique qui permet l'incubation et l'évolution des différents stades dans les matières fécales dans le but de leur identification, suivre le cycle parasitaire, ou pour la préparation des vaccins. Elles sont utilisées dans les cas de :

- ❖ Nématodes stongyloidea : obtention des larves L1 et L3.
- ❖ Nématode ascaride : obtention des œufs larvés.
- ❖ Des coccidies.
- ❖ Obtention d'oocyste sporulés (Euzéby J. , 2008).

En revanche l'interprétation nécessite une certaine expérience, et la mobilité des larves complique la diagnose. De plus sa réalisation est longue : les résultats sont obtenus en 8 à 10 jours. Le prélèvement doit provenir d'un crottin non contaminé, frais ou réfrigéré. (BEUGNET F., 2004).

2. Technique de coloration :

2.1. Coloration au Lugol :

Le diagnostic est réalisé par examen direct ou après enrichissement par flottation. (Nedelec, memobio, 2009). Cette coloration donne une bonne coloration des kystes de protozoaires ; elle colore la chromatine des noyaux en couleur foncée. Elle est utile quand les formes végétatives de protozoaires sont détruites. La flore iodophile du colon apparaît en brun, l'amidon mal digéré est coloré en bleu. (Morjan, 2010).

2.1.1. Méthode :

1. Réaliser un examen direct classique (une goutte d'eau sur une lame + un fragment des selles) ou utiliser le culot de centrifugation d'une technique de concentration.
2. Rajouter une goutte de Lugol (iode 1g, iodure de potassium 2g, eau distillée qsp 1000mL)
On observe par un microscope à objectif x10 puis à objectif x40. (Nedelec, memobio, 2009).

2.2. Coloration de Bailanger :

La coloration est similaire à celle de Lugol, le seul changement est dans le type de colorant (2g de cristal violet ,0.05g de fushine basique ,20ml d'alcool à 95% ,10ml de phénol, 100ml d'eau) (BEUGNET F., 2004).

2.3. Coloration de Ziehl-Nielsen modifiée :

Cette coloration est mise en évidence afin d'observer les oocystes de cryptosporidies colorés en rose sur font vert. (Nedelec, MemoBio, 2009) .

2.3.1. Méthode :

1. Étaler une petite quantité de fèces sur une lame.
2. Sécher à l'air libre.
3. Fixer au méthanol pendant 5 minutes.
4. Flamber rapidement le verso de lame avec un bec bunsen ou une autre flamme.
5. Colorer dans un bain de fuchsine phéniquée⁶² pendant 5 minutes.
6. Rincer à l'eau de robinet.
7. Appliquer des gouttes d'acide sulfurique à 5% pendant 20 secondes à 1 min.
8. Rincer la lame à l'eau du robinet.
9. Colorer pendant 10 minutes dans du bleu de méthylène à 3 p. 1 000.
10. Rincer sous l'eau de robinet et sécher à l'air libre.
11. Observer la lame sous microscope à objectif x100 et à l'huile à immersion. (Gharbi., 2020)

VI. Avantages et inconvénients de la coprologie :

1. Les avantages de la coprologie :

1. 1. Non-invasivité, indolore et facilité de collecte : La coprologie est une méthode non invasive, ne nécessitant ni sédation ni intervention invasive juste un simple prélèvement de selles

contrairement à des méthodes comme les biopsies ou prises de sang ce qui réduit le stress et elle est adapté aux chiens de tout âge. (Bowman, 2021).

- 1.2. Détection d'une large gamme de parasites : elle permet l'identification des œufs ,des larves ou des kystes de parasites interne (vers ronds ,vers plats ,protozoaires) fréquents chez les chiens, même en absence de symptômes évidents (Zajac & Conboy, 2021).
- 1.3. Suivi de l'efficacité des traitements antiparasitaires : Une analyse post-traitement confirme l'élimination des parasites, évitant les risques de résistance (ESCCAP, 2022).
- 1.4. Accessibilité et coût raisonnable : En comparant à des techniques comme la PCR ou la sérologie, la coprologie reste abordable et largement disponible en clinique vétérinaire (Foreyt, 2013).
- 1.5. Prévention des zoonoses : Certains parasites canins, comme *Toxocara canis*, sont transmissibles à l'homme. La coprologie permet une détection précoce, réduisant les risques pour la santé publique. (ESCCAP, 2013).
- 1.6. Surveillance régulière : Chez les chiots ou les chiens vivant en collectivité (chenils, refuges), la coprologie est essentielle pour un dépistage systématique. (ESCCAP, 2013).

2. Les inconvénients de la coprologie :

- 2.1. Sensibilité et spécificité limitées de la méthode : La coprologie peut manquer de spécificité pour certains diagnostics, entraînant des faux négatifs ou faux positifs, ce qui peut compliquer l'interprétation des résultats :
 - a. Faux négatifs : le cycle de reproduction des parasites peut conduire à des faux négatifs si l'échantillon est prélevé en dehors des phases d'excrétion (Soulsby, 1982). Certains parasites, comme *Giardia duodenalis*, peut être excrété de manière intermittente, rendant leur détection difficile lors d'une seule analyse. Plusieurs échantillons sur des jours consécutifs sont souvent nécessaires (Michael W. Dryden, 2006). De plus l'intestin n'est pas la voie d'élimination de certains parasites (le cas du kyste hydatique).
 - b. Faux positifs : La présence de matériel non pathogène (pollen ou spores fongiques) peut être confondue avec des œufs de parasites, nécessitant une expertise pour éviter des erreurs d'interprétation. (Anne M. Zajac, Veterinary Clinical Parasitology, 2021)

- c. Limites pour certaines pathologies : La coprologie est moins efficace pour diagnostiquer des maladies non parasitaires les infections virales ou des lésions structurelles : les ulcères gastriques, les obstructions intestinales ou les tumeurs, nécessitant des méthodes complémentaires (échographie, biopsie, imagerie ou endoscopie). (Anne M. Zajac, Veterinary Clinical Parasitology, 2021).

2.2. Difficultés liées à la collecte et à la conservation des échantillons :

La collecte et la conservation des échantillons peuvent poser des problèmes pratiques, affectant la qualité des résultats. (Michael D. Willard, 2012).

- a. Variabilité des échantillons : La composition des selles varie selon l'alimentation, l'hydratation ou le moment de la collecte, ce qui peut altérer les résultats (concentration d'œufs parasites). (Anne M. Zajac, Veterinary Clinical Parasitology, 2021).
- b. Contamination externe : Les échantillons peuvent être contaminés par des éléments extérieurs (terre, litière), et des parasites libres (nématodes du sol, acariens), faussant les résultats (Taylor et al., 2007).
- c. Conservation : Les selles doivent être analysées rapidement dans les 48 à 72h ou conservées dans des conditions spécifiques (réfrigération, fixateurs). Un délai prolongé ou une mauvaise conservation peut dégrader les parasites ou les marqueurs biologiques. (Bowman, 2021) .

Chapitre 2

I. Les principaux parasites intestinaux courant chez le chien :

Généralité :

1. Nématodes :

Incluent plusieurs espèces affectant les animaux :

1.1. Les ascaris (*Toxocara canis* et *Toxascaris leonina*) :

Peuvent atteindre 20 cm de long. Ces parasites se transmettent de la chienne à ses chiots ou par l'ingestion d'œufs, et s'installent dans l'intestin. Ils entraînent des problèmes digestifs tels que : un ventre ballonné, des diarrhées, des vomissements et dans les cas graves d'infestation massive, des perforations intestinales potentiellement fatales. Ce sont des parasites en forme de spaghettis.

1.2. Les ankylostomes (*Ankylostoma caninum*) :

Un autre type de ver rond, des parasites rouges mesurant entre 1 et 2 cm. Ils colonisent l'intestin grêle, provoquant des diarrhées sanglantes, une anémie importante et divers troubles digestifs. Leur transmission peut se faire par pénétration des larves à travers la peau, et ils sont également transmissibles à l'homme.

1.3. Les trichures :

Ce sont de petits vers fins qui se logent dans le gros intestin et se nourrissent du sang de l'animal provoquant de l'anémie, ainsi que des diarrhées hémorragiques.

- *Strongyloides stercoralis* : Il peut provoquer des symptômes similaires à ceux des ankylostomes, des diarrhées, des vomissements et une déshydratation.
- *Dirofilaria immitis* (filariose) : Ce parasite provoque des maladies cardiaques, il peut également affecter les intestins.

2. Cestode :

Parmi les vers plats, appelés cestodes, deux espèces principales affectent les chiens.

2.1. Le Dipylidium :

Connu sous le nom de *Dipylidium caninum* ou plus simplement "Ténia" ou "ver solitaire" est le principal ver plat du chien. Sa taille varie de quelques centimètres à plus d'un mètre. Il vit

dans l'intestin grêle et sera évacués dans les selles, ou accrochés autour de l'anus. L'infestation se fait par l'ingestion de puces ou de poux infectés. Les signes visibles incluent des démangeaisons autour de l'anus, des vomissements et parfois la présence de segments du ver dans les selles.

2.2. Echinocoque :

Est un autre cestode, beaucoup plus petit (quelques millimètres), mais bien plus redoutable. Il est à l'origine de l'échinococcose, une maladie grave provoquant la formation de kystes dans divers organes. Contrairement au ténia, il ne cause pas de symptômes évidents chez le chien. Le chien peut être contaminé par l'ingestion d'œufs présents dans les matières fécales ou en consommant des abats d'animaux parasités, comme ceux de moutons ou de petits rongeurs. Bien que moins fréquent, ce ver représente un danger significatif.

Autres parasites :

a. Les coccidies, les giardias :

Ce sont des protozoaires infectant l'intestin. Le chiot et le chien se contaminent en ingérant ces parasites présents dans l'environnement. Cela provoque souvent des diarrhées et une perte de poids, surtout chez les chiots, bien qu'une infection par la giardia puisse parfois passer inaperçue sans symptômes visibles (asymptomatique).

b. Les filaires :

Également appelées vers du cœur, sont à l'origine de la dirofilariose et sont transmis par les piqûres de moustiques. Ces parasites passent dans le sang et se développent dans le ventricule droit du cœur ainsi que dans l'artère pulmonaire, où ils peuvent entraîner des difficultés respiratoires avec une insuffisance cardiaque (Identifier et éliminer les parasitoses du chien.)

II.I. Etude des Nématodoses :

1. Les ascaridioses :

Les ascaridioses sont des helminthoses banales affectant les jeunes chiens, causées par la migration et l'installation dans l'intestin grêle de ***Toxocara canis*** et ***Toxascaris leonina***. Ces vers ronds entraînent divers problèmes, tels qu'un retard de croissance, un syndrome entérique (diarrhées et des vomissements), un pelage terne, un abattement et d'autres complications. L'importance de ces helminthoses repose sur leur fréquence des infestations,

leur épidémiologie spécifique et la sévérité des symptômes qu'elles engendrent. De plus, ce parasite peut accidentellement infecter l'homme, provoquant des syndromes désagréables (larva migrans). (Guitton, 1993).

1.1. Etude des ascarides :

1.1.1. Position systématique de *Toxocara canis* :

- ✓ **Embranchement** : Nématelminthes,
- ✓ **Classe** : Nematoda,
- ✓ **Sous-classe** : Secernentea,
- ✓ **Ordre** : Ascaridida,
- ✓ **Famille** : des Toxocaridae,
- ✓ **Genre** : *Toxocara*,
- ✓ **Espèce** : *Toxocara canis* (CHARLOT, 2007).

1.1.2. Morphologie :

1.1.2.1. *Toxocara canis* :

La longueur des ascarides adulte peut varier de 3 à 18cm lorsqu'ils sont éliminés dans les fèces, ils sont généralement fortement enroulés, sont de couleur blanchâtre. Les ascaris des chiots sont responsables de vomissements, diarrhées, constipation et d'autres signes cliniques non spécifiques. L'accumulation des vers adultes peut provoquer une obstruction intestinale. (Charles M.HENDRIX, 2019).

Les œufs : ne sont pas embryonnés, ils sont sphériques et fortement pigmentés au centre, ils sont entourés d'une paroi externe rugueuse comportant des excavations, ils sont de diamètre de 75 à 90 µm. tandis que les larves sont épaisses >18 µm de diamètre. (Charles M.HENDRIX, 2019).

La période pré patente est de : 21 à 35j (Charles M.HENDRIX, 2019). La figure ci-dessous exprime un oocyste de *Toxocara canis*.

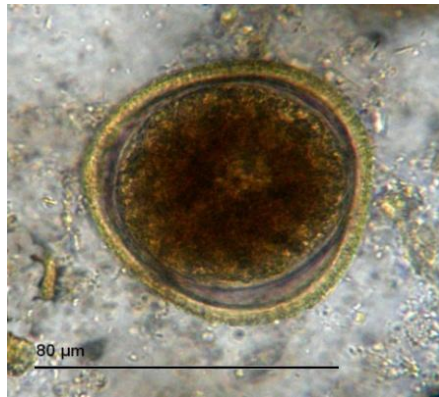


Figure 04: Œuf de *Toxocara canis* (Frédéric Beugnet, 2008).

1.1.2.2. *Toxascaris leonina* :

C'est un ver qui mesure 10 cm (femelles) et 7cm (males) de longueur avec 2mm de diamètre et adopte souvent une position courbée ou étroitement spiralée comme un ressort, de couleur rosé à blanchâtre. (TRIKI-YAMANI, 2016)

Hôtes possibles : chien et chat domestiques et sauvages. (TRIKI-YAMANI, 2016)

Les œufs sont sphériques à ovoïdes et mesurent 85μm x 75μm qui possèdent une paroi externe lisse et une portion centrale hyaline. La période pré patente est de 74j. (Charles M.HENDRIX, 2019).

La figure ci-dessous montre l'œuf de *Toxascaris leonina*.

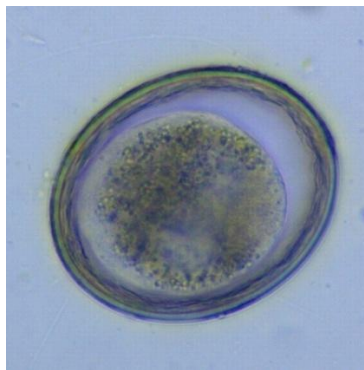


Figure 05: Œuf de *Toxascaris leonina* (BATHIARD T., 2004)

1.1.3. Cycle évolutif :

Le cycle de *Toxocara canis* est complexe. Au départ, des milliers d'œufs sont rejetés dans les selles du chien contaminé. Ces œufs s'embryonnent et deviennent infestants en trois à quatre semaines, si les conditions environnementales sont satisfaites (peu exigeantes, car les œufs sont

assez résistants, et peuvent demeurer infestants plusieurs années). Ils sont ensuite ingérés par un mammifère comme le chien ou l'homme (via des légumes contaminés par exemple). Les larves sont libérées dans l'intestin, et peuvent traverser la paroi intestinale pour atteindre la circulation sanguine. (Triki-Yamani, 2005)

Chez le chien, elles atteignent le foie, le cœur, puis les poumons via les artères pulmonaires. Elles remontent ensuite jusqu'à la trachée, où elles seront dégluties et évoluent en adulte en retournant dans l'intestin. Cela dure cinq semaines. Le passage jusqu'à la trachée ne se réalise que chez le chiot.) (Triki-Yamani, 2005)

Chez les chiens adultes, elles s'enkystent dans de nombreux organes en passant par le système sanguin, et finissent par mourir chez les mâles. Chez les femelles, les larves restent infestantes longtemps : lorsqu'une femelle est gravide, les sécrétions hormonales stimulent l'activité des larves qui vont terminer leur cycle dans l'intestin ou parasiter les embryons de chiots. Ceux-ci sont donc contaminés dès la naissance, et la parasitose est entretenue par l'allaitement des chiots, par passage des dans le lait maternel (Thomas Schnieder). La figure ci-dessous montre le cycle de développement de *Toxocara canis*.

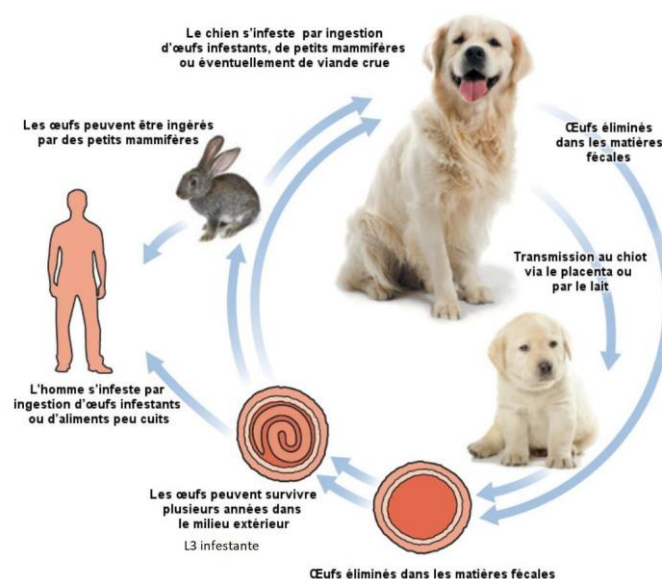


Figure 06: cycle de développement de *Toxocara canis* (Guillot, 2013).

2. Etudes des Ankylostomatidoses :

Les ankylostomatidoses sont des infections parasitaires (des helminthoses) provoquées par la pénétration transcutanée, la migration dans l'organisme et, principalement, l'installation dans

l'intestin grêle de nématodes des genres *Ankylostoma* et *Uncinaria*, chez les carnivores domestiques qui se traduisent par un mauvais état général, un amaigrissement, de l'anémie, parfois une épistaxis, de troubles digestifs (diarrhée), cutanés et respiratoires. (Gevrey, 1993).

2.1. Etudes des Ankylostomes :

Deux genres de parasites majeurs du chien :

- ✓ ***Ankylostoma caninum*.**
- ✓ ***Uncinaria stenocephala*.**

Ces vers, sont fréquents dans les collectivités canines, notamment dans les zones humides, provoquent des plaies hémorragique par la destruction avec leur dent la muqueuse intestinales avec ce que l'on nomme « l'anémie des meutes ». Les chiots, les chiens sous-alimentés ou déficients en protéines et vitamines, ainsi que les femelles en gestation, sont particulièrement vulnérables à cette infection parasitaire. (BEUGNET F., 2004).

2.1.1. Position systématique de *Ankylostoma caninum* :

- ✓ **Embranchement** : Némathelminthes,
- ✓ **Classe** : Nématoda.
- ✓ **Ordre** : Strongylida.
- ✓ **Super famille** : Strongyloidea.
- ✓ **Famille** : Ankylostomidae.
- ✓ **Genre** : *Ankylostoma*.
- ✓ **Espèce** : *Ankylostoma caninum*.(BUSSIERAS J., 1995).

2.1.2. Morphologie :

L'adulte d'*Ankylostoma caninum* : Il mesure 10 à 16 mm à l'âge adulte, sa couleur est blanche à rouge s'il s'est nourri. Il se différencie de *U. stenocephala* par sa partie antérieure qui possède une capsule buccale pourvue de crochets qui lui permettent de se fixer à la muqueuse de l'intestin grêle tandis que des lames tranchantes sont retrouvées dans le cas des uncinaires qui eux ne sont pas hématophages. Les uncinaires mesurent 5 à 12 mm à l'âge adulte et vivent attachés à la muqueuse de l'intestin grêle. (BEUGNET F., 2004).

L'œuf : L'œuf d'*Ankylostoma caninum* est ovoïde ou ellipsoïde ils sont entourés d'une paroi fine et contient une morula à 8 ou 16 cellules lorsqu'ils sont éliminé dans les selles. Ils mesurent

56 à 75 μm x 34 à 47 μm (Charles M.HENDRIX, 2019). La figure ci-dessous montre œuf d'*Ankylostoma caninum*.



Figure 07 : Œuf d'*Ankylostoma caninum* (P Marco Genchi & Dr Simone Magnino, 2021).

2.1.3. Cycle évolutif :

Les vers adultes se localisent dans l'intestin grêle où ils pondent des œufs qui sont ensuite excrétés dans les selles. Des larves sortent des œufs et se développent dans l'environnement en larves L3 infectieuses. Ces larves sont ensuite ingérées et se développent en 2 à 3 semaines pour former des vers adultes. Les ankylostomes, notamment *Ancylostoma spp* et les larves, peuvent aussi pénétrer dans la peau et migrer vers les intestins. Il est très improbable que cet itinéraire infectieux joue un grand rôle dans le cycle de vie d'*U. stenocephala*. Les bébés animaux qui tètent peuvent être infectés par *A. caninum* par l'intermédiaire de larves se trouvant dans le lait maternel. (ESCCAP, 2016).

3. Etude de La strongyloïdose :

La strongyloïdose est une infection intestinale par le parasite *strongyloides Stercoralis*. Généralement seul le nématode femelle est présent dans la muqueuse intestinale du chien provoquant une diarrhée sévère. (ESCCAP, 2013).

3.1. Etude de *Strongyloïdes Stercoralis*:

3.1.1. Position systématique :

- ✓ **Embranchement** : Nématelminthes,
- ✓ **Classe** : Nématoda,

- ✓ **Sous-classe** : Secernentea,
- ✓ **Ordre** : Rhabditida,
- ✓ **Sous-ordre** : Strongyloidea,
- ✓ **Famille** : des Strongyloidae,
- ✓ **Genre** : *Strongyloides*
- ✓ **Espèce** : *Strongyloides Stercoralis*. (TRAVERSL., 2012).

3.1.2. Morphologie :

Adultes : Dans les deux sexes, la capsule buccale est piriforme et fortement chitinisée portant une paire de lames tranchantes ventrales, une dent dorso-médiane proéminente et deux lames dorsales. Le mâle mesure 7 à 9 mm de long dont sa bourse caudale copulatrice constitue de spicules copulateurs qui se terminent à leur extrémité distale par un petit harpon. La femelle mesure de 9 à 11 mm de long, l'extrémité postérieure est pointue. (Rahman, 2016).

Œuf : Mesure 50 à 55 µm de diamètre est exceptionnellement retrouvé dans les selles. Il possède les mêmes caractéristiques que celle d'Ankylostome. (Charles M.HENDRIX, 2019).

Larves : Larve rhabditoïde mesure 275 µm de long sur 15 µm de diamètre, est caractérisée par : un double renflement œsophagien, un stylet buccal court, une extrémité postérieure peu effilée. (Charles M.HENDRIX, 2019). La figure ci-dessous montre œuf embryonné de *Strongyloides Stercoralis*.



Figure 08: Œuf embryonné de *Strongyloides Stercoralis* retrouvé dans les matières fécales (ESCCAP, 2013).

3.1.3. Cycle évolutif :

Le parasite possède une étape libre et une étape parasitaire. La femelle localisée dans l'intestin grêle de l'hôte, pond des œufs dans la lumière intestinale. Dans certaines conditions, les larves peuvent migrer et être retrouvées dans divers organes de l'organisme. (Villeneuve, 2014) .Les œufs se développent en larves et sont rejetés dans les fèces. Dans un environnement approprié les larves se développent en

larves filiforme infectieuses ou qui se développent en adulte. La reproduction sexuée a lieu chez les adultes vivant en dehors de l'hôte, dans le milieu extérieur. (Dhaliwal & Juyal, 2013)

Les femelles pondent des œufs qui se développent très rapidement : ils éclosent et peuvent même atteindre le stade infectieux avant que les matières fécales soit expulsés. La période pré patente : 1-2 semaines et la période patente : très longue en raison des (3 à 15 mois chez les chiens infectés expérimentalement) (Villeneuve, 2014).

4. Etude des Trichuroses :

Les trichuroses : sont des helminthoses provoquées par le développement de *Trichuris vulpis*, dans la partie terminale du tube digestif du chien. Les infestations massives entraînent l'apparition de troubles digestifs accompagné d'un état anémique. La maladie se manifeste par une diarrhée sanguine, fétide et mucoïde, ainsi qu'une perte de poids et une faiblesse. (ESCCAP., 2016).

4.1. Etude de *Trichuris vulpis* :

4.1.1. Position systématique :

- ✓ **Embranchement** : Nématelminthes,
- ✓ **Classe** : Nematoda,
- ✓ **Ordre** : Trichinellida,
- ✓ **Famille** : Trichuridae,
- ✓ **Genre** : *Trichuris*.
- ✓ **Espèce** : *Trichuris vulpis*. (BUSSIERAS J., 1995)

4.1.2. Morphologie :

Les trichures tirent leur nom de l'extrémité antérieure fine et filamenteuse du parasite adulte qu'il le poursuit par une extrémité postérieure épaisse. L'extrémité fine de trichure était considérée autre fois comme la queue de parasite. Les œufs ont une forme spécifique ; ils ont une paroi épaisse, jaune brun et symétrique avec des bouchons polaires bien marqués aux deux extrémités. Les œufs ne sont pas embryonnés lorsqu'ils sont éliminés dans les selles ils mesurent 70 à 89 µm x 37 à 40 µm (Charles M.HENDRIX, 2019). Ces œufs du fait de leur paroi épaisse, ils sont très résistants aux conditions expérimentales : le froid.... Ils peuvent donc survivre dans le

sol, des mois voire plusieurs années. Dans les conditions favorables de température, d'humidité et d'oxygénation. (BEUGNET F., 2004). La figure ci-dessous montre œuf de *Trichuris vulpis*.



Figure 09: Œuf de *Trichuris vulpis* (DEGUILHEM, 2015).

4.1.3. Le cycle parasitaire :

Œufs passent dans les fèces, se développent en stade infestant en 3 semaines environ. Le chien qui est l'hôte définitif, s'infeste en ingérant les œufs larvés. Ces œufs éclosent au niveau duodénal sous l'action des sucs gastrique et pancréatique. Les larves ainsi libérées pénètrent alors dans la muqueuse intestinale où elles achèvent leur maturation. Elles y séjournent de 2 à 10 jours, puis gagnent la surface de la muqueuse caecale et colique. Là, elles subissent des mues et deviennent des vers matures. Les adultes, solidement fixés dans la muqueuse intestinale par leur extrémité antérieure, se nourrissent de sang et de liquides tissulaires. (PELTRY G., 2013). La figure ci-dessous montre Cycle de *Trichuris vulpis*.

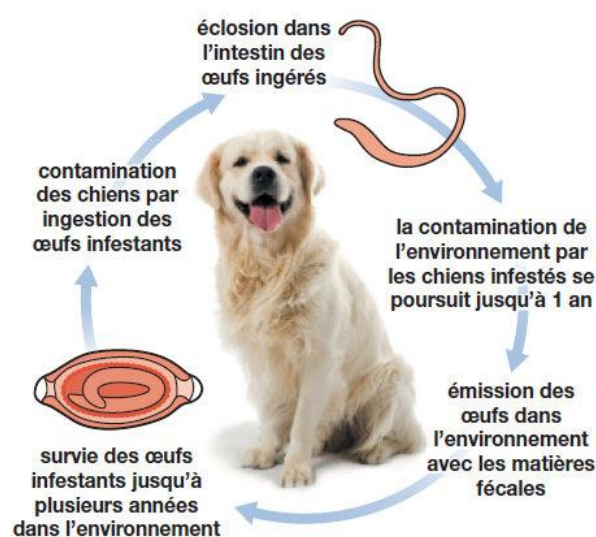


Figure 10: Cycle de *Trichuris vulpis*. (ESCCAP F. , 2016).

II.II. Etude des Cestodoses :

1. Etude du téniasis :

Il s'agit de parasitoses, plus précisément d'helminthoses digestifs, provoqués par le développement de cestodes adultes les ténias dans l'intestin grêle dans les élevages canins. Ils ont souvent une répartition cosmopolite. On peut les classer comme suit :

- a. Très fréquent : *Dipylidium caninum*.
- b. Peu fréquent : *Echinococcus granulosus*.
- c. Rare : *Echinococcus multilocularis*. (BEUGNET F., 2004).

1.1. *Dipylidium caninum* :

1.1.1. Morphologie :

Le cestode adulte : mesure 50 cm de longueur, son scolex est armé, formé d'un rostellum saillant couvert de crochet recourbés vers l'arrière ressemblant à des épines rose. Ce dernier est mis en évidence parce qu'il contient des proglottis gravides terminaux dans les fèces, le pelage ou les endroits où se cache l'animal, ces proglottis ressemblent à des grains de courge, les proglottis gravides contiennent des milliers de capsules ovigères chacune contenant entre 20 et 30 embryons hexacanthés, ils se déshydratent souvent dans le milieu extérieur. Lorsqu'ils perdent leur humidité, ils se ratatinent pour ressembler à des grains de riz non cuit. (Charles M.HENDRIX, 2019).

Les œufs : sont subsphériques, mesurent 30 à 45 µm de longueur et 20 à 30 µm de largeur. Ils contiennent un embryon hexacanthé muni de 6 crochets. Leur enveloppe est unique, épaisse avec des stries concentriques marron-orangé. Il n'y a pas de membrane vitelline ni de capsule ovifère. Ces œufs sont très résistants dans le milieu extérieur jusqu'à un an grâce à leur paroi épaisse. On ne peut pas distinguer morphologiquement les œufs de *Tænia spp* avec ceux d'*Echinococcus spp*. (TAYLOR M., 2007). La figure ci-dessous montre Capsule ovifère de *Dipylidium caninum*.

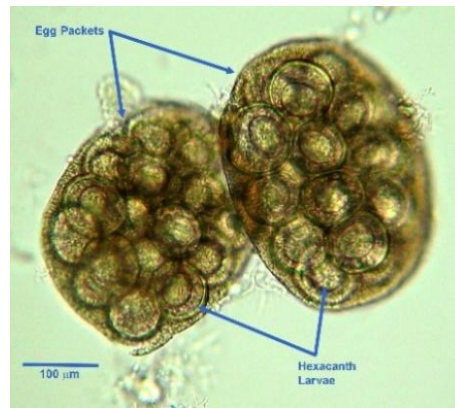


Figure 11: Capsule ovifère de *Dipylidium caninum* (Frédéric Beugnet, 2008).

1.1.2. Le cycle évolutif :

Le cycle est hétéroxène et fait intervenir les puces comme hôte Intermédiaire. La larve de cestode est un cystécercocoe qui 'observe dans la puce son HI. Les larves de puces s'infestent en ingérant l'embryon hecacanthe qui se développe en une larve cysticercoide en dans le corps de puce adulte. Le chien s'infeste en ingérant les puces adultes parasité par les cystécercocoes qu'elle se développera en un tænia adulte dans son intestin grêle .si l'homme (ex : enfant) avale une puce contenant le cysticércoide ce dernier se développera dans son intestin grêle en un adulte. Ce parasite est donc responsable d'une zoonose. (Charles M.HENDRIX, 2019).

Les larves de *Dipylidium caninum* sont alors ingérées avec une puce adulte et évolueront sans migration dans l'intestin grêle de l'hôte définitif. On obtiendra un parasite adulte en environ 3 semaines (durée qui peut être réduite dans des conditions de développement optimales), période à laquelle des symptômes pourront apparaitre. (Frédéric Beugnet, 2004).

1.2. Genre Echinococcus :

Echinococcus granulosus, est un très petit ténia dont l'adulte parasite l'intestin grêle du chien (asymptomatique) et la forme larvaire (ou hydatide) peut se développer chez l'homme ce sont des parasites importants à cause du risque zoonotique extrême qu'ils impliquent. (ESCCAP, 2013).

1.2.1. Morphologie :

L'adulte est un cestode minuscule ne mesurent que 1.2 à 1.7 mm de long il est formé d'un scolex suivi de 3 proglottis seulement : un immature, un mature, et un gravid.

Les œufs : sont ovoïdes mesurant 32 à 36 µm 25 à 30 µm et contiennent un seul embryon hexacanthé, ils ressemblent beaucoup par leur aspect à ceux de *Taenia* spp et multiceps et sont limités par une coque épaisse à l'intérieur de laquelle se trouve l'embryon muni de 6 crochets larvaires provisoires. Les larves : sont des kystes hydatiques ou hydatide qui sont visibles dans les hôtes intermédiaires réceptifs. (Charles M.HENDRIX, 2019).

Le kyste hydatique : est entouré d'une paroi épaisse, portant sur sa face interne une fine membrane germinative ou proligère .de large capsules proligères contenant des protoscolex « bourgeonnent » à partir de cette membrane germinative. Lorsque le chien ingère le kyste hydatique contenant les capsules bourgeonnantes et les protoscolex, chaque protoscolex se développe en un ténia adulte. (Charles M.HENDRIX, 2019). La figure ci-dessous montre *Echinococcus granulosus* adulte.



Figure 12: *Echinococcus granulosus* adulte (ESCCAP F. , 2016)

1.2.2. Le cycle de parasite :

Ces œufs sont très résistants et pour évoluer, ils doivent être avalés par un mouton ou d'autres bovidés. Parvenu dans l'estomac, l'embryon est libéré, il traverse, grâce à ces crochets, la paroi du tube digestif (début de l'intestin grêle), passe dans le sang (système veineux portal) et arrive au foie où il forme l'hydatide, à l'intérieur de laquelle la larve continue à se multiplier. C'est en mangeant les abats abandonnés sur place que les moutons parasités par le chien s'infestent et entretiennent cette parasitose d'autant plus facilement que, même massivement parasité, c'est toujours un porteur sain. (JACQUEMIN., 1987).

1.3. Genre *Taenia* :

Taenia multiceps est un parasite de l'intestin grêle des canidés. (ESCCAP F. , 2016).

1.3.1. Morphologie :

L'adulte mesure entre 40 et 100 cm de long. Il possède un scolex avec un rostellum ayant une double rangée de crochets. S'ils sont suffisamment nombreux, ces ténias adultes peuvent obstruer l'intestin. (Charles M.HENDRIX, 2019).

Les œufs de *T. multiceps* mesurent 29 à 37 µm de diamètre, ils renferment un seul embryon hexacanthé, ils ressemblent beaucoup à ceux des *multiceps spp* et *Echinococcus*.

La larve est un cœnure qui peut atteindre 5 cm, c'est une grande vésicule unique contenant plusieurs scolex invaginés fixés à sa paroi intérieure. Ils sont observés dans les tissus des hôtes intermédiaires réceptifs (le mouton ou le lapin). Chaque cœnure ingéré par le chien donne plusieurs ténias adultes, un par scolex invaginé. (Charles M.HENDRIX, 2019). La figure ci-dessous montre *Tænia multiceps* adulte.



Figure 13 : *Tænia multiceps* adulte (M.A. Taylor, 2015).

1.3.2. Le cycle parasitaire :

Le cycle de *Tænia spp* est hétéroxène et débute par l'excrétion des segments ovigères avec ou sans les matières fécales. Dans l'environnement les segments se lisent libérant des milliers d'œufs. Les œufs qui sont très résistants et peuvent survivre jusqu'à un an dans le milieu extérieur, Ils sont consommés par un hôte intermédiaire qui sera lui-même mangé par un chien qui ingère alors des cysticerques ou des cœnures. Ces éléments sont digérés ce qui libère les invaginations céphaliques qui donneront les scolex des futurs adultes. Un cysticerque ne donnera qu'un adulte alors qu'un cœnure produit plusieurs dizaines d'adultes. La période prépa est très variable en fonction de l'espèce de cestode. (BEUGNET F., 2004).

II.III. Etude des Protozoose :

1. Etude des Giardiose :

La giardiose canine est une parasitose digestive due à un protozoaire flagellé, *Giardia duodenalis*. Elle affecte de nombreuses espèces de mammifères dont l'homme et le chien. Il est souvent à l'origine de diarrhées aiguës, ou chroniques, mais se révèle parfois asymptomatique ce qui le rend difficile à mettre en évidence, et à éradiquer, notamment chez les chiens vivant en collectivité (ESCCAP., 2013)

1.1. Morphologie :

Le stade trophozoïte mobile a une forme de poire aplatie dorso ventralement .il possède quatre paires de flagelles. Le trophozoïte mesure 9 à 21 μm x 5 à 15 μm . Sa partie antérieure contient deux noyaux et un disque adhésif saillant : cela peut le faire ressembler, pour celui qui l'observe à une paire de yeux. Le kyste mature de *Giardia spp* a un aspect ovoïde mesurant 8-15 x 7-10 μm . Il présente une paroi réfringente et quatre noyaux. Les kystes immatures qui sont des formes mobiles récemment enkystées ne contiennent que deux noyaux. (Charles M.HENDRIX, 2019). La figure ci-dessous montre kyste de giardia.

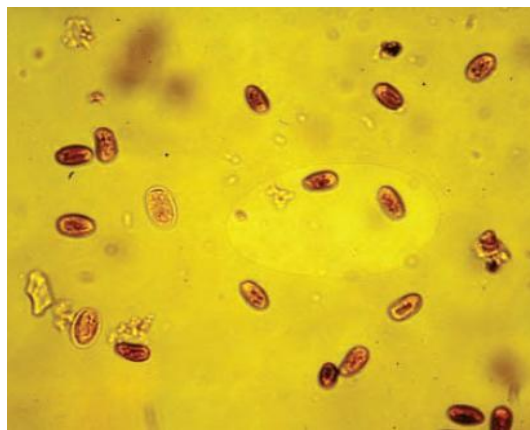


Figure 14 : kyste de *Giardia* (M.A. Taylor, 2015).

1.2. Cycle évolutif :

Le cycle évolutif du parasite est **direct** et relativement **simple**, impliquant deux formes parasitaires distinctes : Le **kyste** qui est la forme de résistance et d'infestation, capable de survivre dans les selles ou dans l'eau contaminée, et Le **trophozoïte** qui est la forme végétative, responsable de la colonisation intestinale. (HERZOG, 2022).

L'infection débute lorsque l'hôte ingère un kyste, principalement par l'eau souillée, plus rarement via des aliments contaminés ou par contact oro-fécal. Une fois dans l'estomac, sous l'effet du pH gastrique, le **dékystement** s'opère, libérant des trophozoïtes flagellés. Ces derniers migrent vers le duodénum, où ils prolifèrent activement par division binaire longitudinale. Les trophozoïtes évoluent librement dans le contenu intestinal (chyle) et se fixent à la bordure en brosse des entérocytes grâce à leur **disque ventral adhésif**. En progressant vers le côlon, les trophozoïtes, stimulés par les conditions locales (notamment les sels biliaires), s'enkystent en sécrétant une **paroi kystique épaisse**. Ils forment ainsi des **kystes quadri nucléés**, matures et infectieux, qui sont ensuite excrétés dans les selles. Ces kystes, une fois dans le milieu extérieur, assurent la **transmission à un nouvel hôte**, complétant ainsi le cycle parasitaire. (ESCCAP., 2013). La figure ci-dessous montre cycle de développement de *giardia duodenalis*.

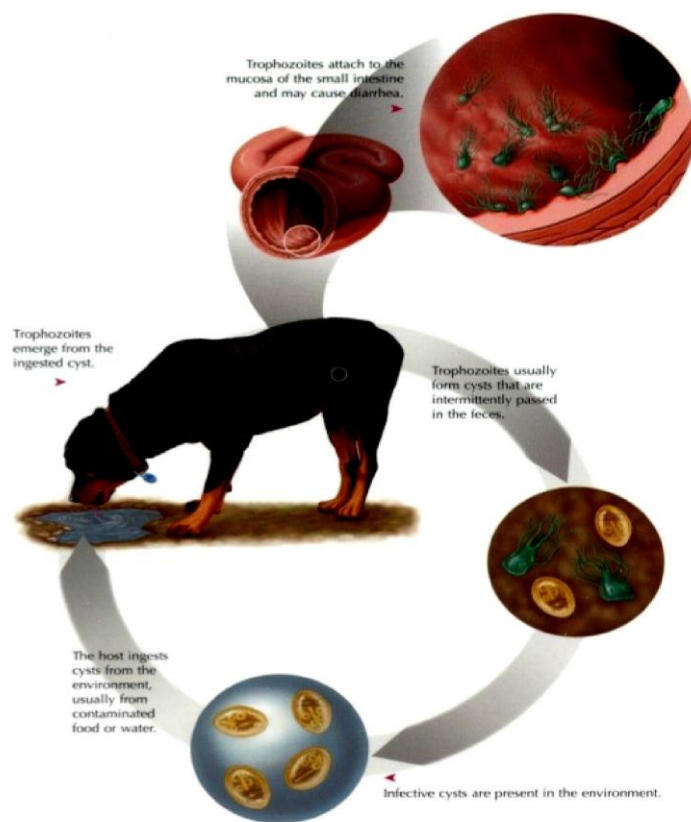


Figure 15: Cycle de développement de *giardia duodenalis* (Anne M. Zajac, Veterinary Clinical Parasitology, 2021)

1. Etude de la cryptosporidiose canine :

La cryptosporidiose canine est une protozoose due au développement dans l'intestin, de coccidies du genre *cryptosporidium*. *canis*. Elle est souvent asymptomatique ou bénigne, mais elle peut être grave chez les chiens immunodéprimés (Euzéby J. , 2008).

2.1. *Cryptosporidium* spp :

2.1.1. Morphologie :

Les oocystes : possèdent une forme ovoïde. Leur diamètre varie entre 4 et 8 µm selon les espèces. Chaque oocyste contient quatre sporozoïtes nus sans sporocyste, et présente un corps résiduel granuleux central très réfringent. Leur paroi est composée de deux couches, interne et externe, bien distinctes (DE OLIVEIRA). La figure ci-dessous montre œuf de *cryptosporidium*. *canis*.

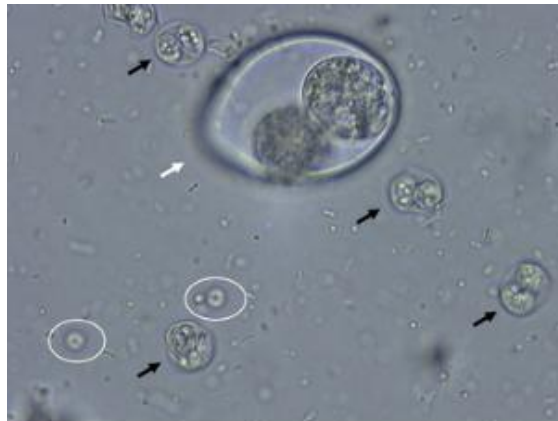


Figure 16: Œuf de *cryptosporidium*. *canis* (DE OLIVEIRA).

2.1.2. Cycle évolutif :

L'infection par les cryptosporidies débute par l'ingestion d'oocystes présents dans l'environnement puis par l'invasion de l'épithélium de l'intestin grêle par les sporozoïtes libérés qui entament alors leur multiplication intracellulaire. La réplication endogène s'achève par la production des stades sexués qui fusionnent. L'oocyste ainsi formé sporule dans l'intestin et est donc éliminé sous forme infectante dans les fèces. L'auto-infection par des oocystes lysés avant l'excrétion est fréquente et peut aboutir à la libération d'un très grand nombre d'oocystes en très peu de temps. La période pré patente est de 2 à 14 jours. L'excrétion dure de 25 à 80 j.

Les oocystes de *cryptosporidium* sont immédiatement infectants quand ils sont excrétés avec les fèces. La contamination oro-fécale est donc fréquente. Les oocystes ne sédimentent pas

facilement dans l'eau ; ils sont donc souvent transportés par l'eau et le parasite peut rester infectant dans l'environnement pendant plusieurs mois. (ESCCAP, Lutte contre les protozoaires intestinaux du chien et du chat, 2015).

3. Etude des Coccidioses :

Les coccidioses sont des protozooses infectieuses touchant l'intestin et dues à des coccidies spécifiques du chien sont *Isospora canis*, *Hammondia heydorni*, *Neospora caninum*.

3.1. Etude des Isospora :

Les *Isospora* provoquent chez les jeunes des entérites souvent aiguë, parfois des diarrhées hémorragiques. Les parasites colonisent les entérocytes et/ou les cellules de la lamina propria de l'iléum, du cæcum et du colon. (DE OLIVEIRA).

3.1.1. Morphologie :

L'oocyste mesure 34 - 42 µm x 27 - 33 µm, de forme sphérique ou ovoïde et présente deux sporocystes renfermant chacun quatre sporozoïtes. La paroi comprend deux couches, elle est transparente le plus souvent avec des contours très réguliers (Taylor, 2010). La figure ci-dessous montre Kyste d'*Isospora canis*.

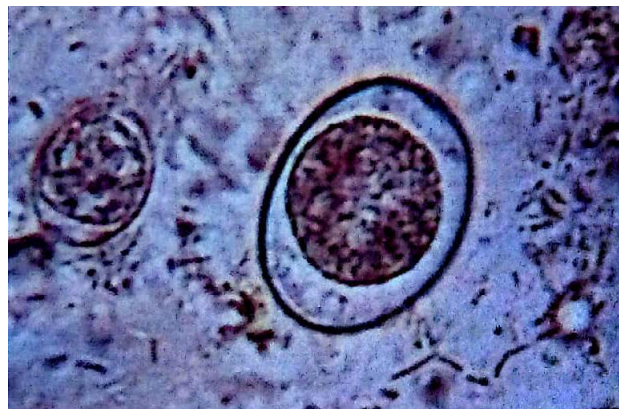


Figure 17: Kyste d'*Isospora canis* (HEBERT, 2010).

3.1.2. Le cycle évolutif :

Le cycle de développement est monoxène mais peut mettre en jeu un hôte paraténique comme un rongeur. L'infection est de type oro-fécal par ingestion d'oocystes sporulés. La multiplication des stades intestinaux concerne les cellules épithéliales de l'intestin grêle et du gros intestin. Au terme d'une période pré patente de 6 à 11 jours, les oocystes sont éliminés dans les fèces et achèvent leur évolution en stade infectant (oocystes sporulés) dans l'environnement,

généralement en quelques jours. Différents animaux dont les rongeurs et les ruminants peuvent être hôtes paraténiques après ingestion d'oocystes. Ils hébergent des stades quiescents (hypnozoïtes (KYSTES) dans leurs organes après ingestion. La période pré patente est légèrement plus courte. La période d'excrétion est variable, mais la plupart des animaux excrètent des oocystes pendant 5 à 10 jours. (ESCCAP, 2013). La figure ci-dessous montre cycle de développement d'*Isospora*.

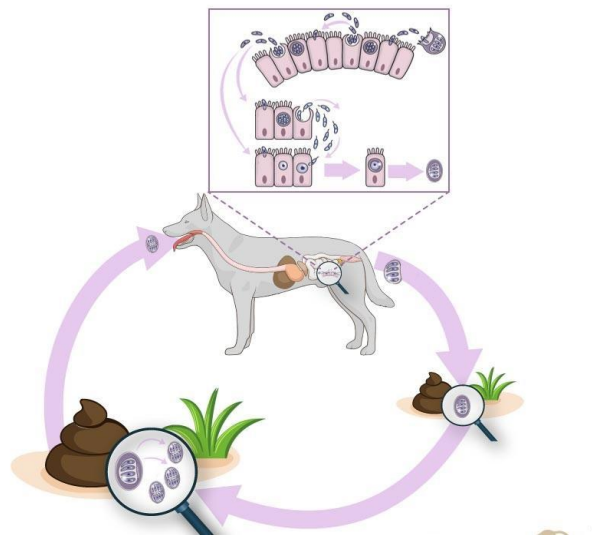


Figure 18: Cycle de développement d'*Isospora* (Vandekerckhove, 2020).

3.2. *Neospora caninum* :

C'est l'agent responsable de néosporose. C'est un protozoaire coccidien formant des kystes qui appartient à la famille des Sarcocystidae qui est responsable de divers signes neuromusculaires tel que l'ataxie, la paralysie ascendante et d'autres signes nerveux cliniques, des trouble dermatologiques, pulmonaires, myocardiques et reproductifs. (Gondim, 2006).

3.2.1. Morphologie :

Les oocystes excrétés dans les fèces ont une forme subsphérique, mesurent environ 12 à 15 μm de longueur et 10 à 12 μm de largeur. (Charles M.HENDRIX, 2019). La figure montre oocyste de *Neospora caninum* dans les matières fécales d'un chien.



Figure 19: Oocyste de *Neospora caninum* dans les matières fécales d'un chien (Gondim, 2006).

3.2.2. Cycle évolutif :

Le chien est décrit à la fois comme hôte définitif et intermédiaire. Il se contamine principalement en ingérant des kystes tissulaires renfermant des bradyzoïtes, présents dans les organes d'hôtes intermédiaires infectés, le plus souvent des bovins. Dans le cadre d'une infection naturelle, la période pré patente varie de 5 à 9 jours, tandis que la période patente s'étend généralement de 11 à 20 jours. Les oocystes excrétés dans l'environnement ne deviennent infectieux pour les hôtes intermédiaires qu'après une période de sporulation de 1 à 3 jours. Chez les vaches gestantes, une infection chronique peut entraîner la transmission transplacentaire du parasite au fœtus. Ce mode de transmission peut survenir de manière répétée au cours de plusieurs gestations. (DE OLIVEIRA).

Après ingestion des oocystes, les sporozoïtes s'exkystent dans l'intestin et diffusent localement vers les nœuds lymphatiques mésentériques puis vers les organes, sous la forme de tachyzoïtes, empruntant la voie lymphatique et veineuse. C'est vraisemblablement après cela que Les foyers de nécrose se développent. La nécrose est causée par la croissance intracellulaire des tachyzoïtes démontrée (Dubey J. p.-M., 2007).

3.3. *Hammondia* spp:

Sont des coccidies formant des kystes. Appartient à la sous famille de Toxoplasmatinae.. Ces coccidies n'ont pas de potentiel zoonotique, et n'engendre pas des signes cliniques, elle est mise en évidence pour le diagnostic différentiel avec la *Neospora*. (ESCCAP, 2013).

3.3.1. Morphologie :

Les oocystes d'*Hammondia* sont pas distinguables en termes de morphologie avec les oocystes d'*Isospora* (subsphérique, coque fine et mince, contenant une seule cellule claire)

sauf par leur taille qu'elle est généralement plus petite pour les oocystes d'*Hammondia* (11-15 x 10-14 µm). *Hammondia heydorni* correspond à *Neospora caninum*. (ESCCAP, 2013). La figure ci-dessous montre des oocystes sporulés de *Hammondia hammondi*.

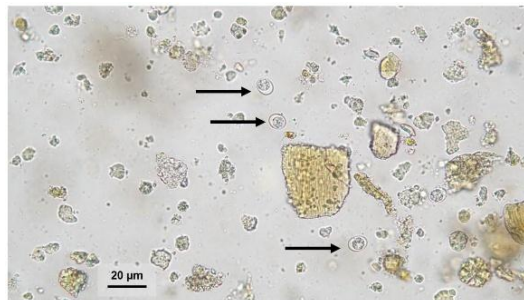


Figure 20: Des oocystes sporulés de *Hammondia hammondi* (HEBERT, 2010).

3.3.2. Le cycle évolutif :

Le cycle évolutif d'*Hammondia* est similaire à celui des autres coccidies formant des kystes tissulaires. Le chien est l'hôte définitif du parasite et contractent l'infection après ingestion de kystes présents dans les tissus des proies infectées telles que des rongeurs ou des ruminants. Ils rejettent des oocystes après une période pré patente de 5 à 13 jours (*H. hammondi*), respectivement 7 à 17 jours (*H. heydorni*). La période d'excrétion varie mais n'excède pas vingt jours. La sporulation des oocystes se déroule dans l'environnement. Suite à l'ingestion de ces oocystes sporulés, des kystes tissulaires se développent dans les muscles, le système nerveux central des hôtes intermédiaires. (ESCCAP, 2013).

3.4. Sarcocystis spp :

3.4.1. Morphologie :

Les oocystes de *Sarcocystis* mesurent 8-12 x 16-20 µm. Leur coque est fine et lisse. Ils ont une forme allongée avec les pôles arrondis, avec une paroi fragile. Il contient 2 sporocystes chacun contenant 4 sporozoïtes. En cours de séparation formant une « haltère ». (ESCCAP, 2013). La figure ci-dessous montre 2 sporocystes à 4 sporozoïtes en cours de séparation retrouvés dans les selles.



Figure 21: Deux sporocystes à quatre sporozoïtes en cours de séparation retrouvés dans les matières fécales (DE OLIVEIRA).

3.4.2. Cycle évolutif :

Le chien s'infecte par ingestion de viandes crues contenant des kystes tissulaires. Le développement sexué a lieu dans l'épithélium intestinal de l'hôte définitif, ce qui aboutit à la formation d'un oocyste qui sporule avant excrétion. La paroi de l'oocyste se rompt, le plus souvent, pendant le transit intestinal de sorte que des sporocystes directement infectants peuvent être observés dans les fèces. La période pré patente est de 8 à 33 jours chez le chien. La période patente est longue (plusieurs mois). Les sporocystes sont très résistants (plusieurs années dans l'environnement). Lorsqu'ils sont ingérés par l'hôte intermédiaire, ils évoluent en kystes tissulaires éxentéraux. (ESCCAP, 2013).

La partie expérimentale

I. Introduction :

La coprologie est une méthode diagnostique essentielle en médecine vétérinaire pour détecter les infections parasitaires intestinales chez le chien, telles que celles causées par *Toxocara canis*, *Ancylostoma caninum*, *Giardia duodenalis*, *Neospora caninum*, *Dypilidium caninum*, *Strongyloides stercoralis*, *toxascaris leonina*, *Tænia spp.*

Cette partie vise à évaluer l'efficacité et l'intérêt de la coprologie dans le diagnostic des maladies parasitaires chez les chiens domestiques et errants vivants en collectivité en utilisant une technique de laboratoire précise (la flottaison).

L'objectif est de déterminer la prévalence des parasites intestinaux. Cette étude détaille les matériaux utilisés, la méthode et les résultats obtenus et leur discussion.

1. Objectif :

La présente étude vise à déterminer les différents parasites intestinaux chez les chiens et à l'estimation de leurs prévalences dans les deux régions de la Wilaya d'Alger ; Cheraga et Staouali.

2. Description de la Zone d'étude :

La wilaya d'Alger est située dans le nord du pays sur le côté méditerranéen. Notre étude a été réalisée durant la période de mi-avril à mi-juin 2025 dans deux localités incluant la ville de Cheraga et de Staouali.

- ✓ Cheraga est située dans la région ouest de la capitale algérienne, à environ 15 km du centre d'Alger. La commune est délimitée par plusieurs communes, notamment : À l'ouest : la commune de Staouali, Au sud : la commune de Ouled Fayet, À l'est : la commune de Dely Brahim, Au nord : Ain Benian.
- ✓ Staouali est également située dans la périphérie ouest d'Alger. Elle est limitée par les communes suivantes : Au nord : sidi Fredj, À l'ouest : Ziralda, Au sud : Souidania, À l'est : Cheraga. La figure ci-dessous montre la carte géographique d'Alger.



Figure 22: Situation géographique de la commune de Cheraga et de Staouali (VIA MICHELIN, 2017)

2.1. Caractéristiques climatiques de la région d'étude :

Le climat de la région d'étude qui comporte Cheraga est de type méditerranéen avec des hivers relativement doux et des étés chauds et secs. Tandis que Le climat de Staouali est également de type méditerranéen, mais avec des températures légèrement plus fraîches que Cheraga en raison de son altitude plus élevée. Les étés sont chauds, mais les températures nocturnes restent plus fraîches. Les hivers sont modérés, avec quelques journées plus froides. (Weather Spark, 2017).

2.2. Donnée climatique de l'année 2025 de la wilaya d'Alger :

Les données climatiques de la région d'Alger (température moyenne, maximales et minimale en °C) sont indiquées dans le tableau ci-dessous.

Tableau 1: Données climatique de la région d'Alger de l'année 2025 (3 mois) (Weather Spark).

Mois	Moy T (°C) Max	Moy T (°C) Min	Moy T (°C)
Avril	20	14	9
Mai	22	17	12
Juin	26	21	16

3. L'échantillonnage :

Cette étude est basée sur la collecte et l'analyse coprologique des échantillons prélevés dans la région d'Alger notamment à Cheraga et Staouali de mi-Avril à mi-Juin. Ces échantillons proviennent de 62 chiens dont : 8 chiens issues de cliniques vétérinaires, présentant ou non des symptômes gastro-intestinaux (diarrhée, vomissements, perte de poids), et 54 chiens vivant en collectivité au sein d'une association et d'élevage canin, incluant des chiots (âgés < 1 ans), des adultes (1 à 6 ans), et des seniors (> 6 ans), afin d'une diversité d'âge, de race, et de mode de vie.

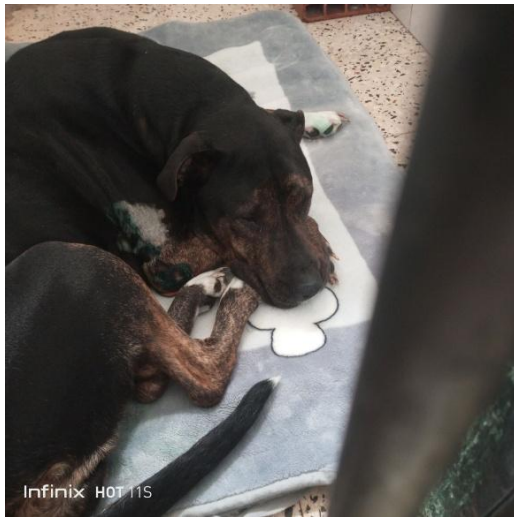
Les chiens ayant reçu un traitement antiparasitaire ou souffrant de pathologies graves non liées aux parasites intestinaux ont été exclus de cette étude afin d'éviter les faux négatifs.

La diversité de la population étudiée permet d'évaluer la prévalence des parasites dans différents contextes que ce soit chez les chiens domestiques, ou les chiens croisés et de refléter les variations épidémiologiques.

Chaque animal a fait l'objet d'un seul prélèvement de matière fécale identifier au préalable par l'âge, la race, le poids de l'animal, avec une fiche d'information pour noter l'ensemble des données citer ci-dessus. Chaque échantillon (minimum 5 g) a été collecté immédiatement après la défécation afin d'éviter toute contamination en prélevant la partie supérieure de la matière fécale tout en veillant à obtenir une quantité suffisante dans des contenants stériles hermétiquement fermé fournis par l'équipe de recherche de laboratoire en utilisant des gants stériles

Les échantillons ont été réfrigérés à 4°C dans des boites hermétiquement fermé et analyser dans un délai de 48 à 72 heures après la collecte. D'autres échantillons ont été conserver dans un fixateur d'éthanol à 96 %.

- 3.1. Genre des individus : la répartition se fait entre mâles et femelles.
- 3.2. Race des individus : Les chiens de l'étude appartiennent à 6 races sont les chiens errants (53/62), le Berger allemand (5/62), Malinois (2/62), chiens croisé (1/62), Pitbull (1/62), Staff (1/62)
- 3.3. Saisons des prélèvements : La récolte d'échantillon a eu lieu de mi-Avril à mi-juin.
- 3.4.** Milieu de prélèvement : sur deux catégories : Urbaine (11/62) et élevage (51/62). Les figures ci-dessous montre des chiens de race et d'élevage.



**Figure 24:Chien en consultation
(photo personnelle)**



**Figure 23:Chien croisé errant dans un
refuge (photo personnelle)**

4. Méthode de flottaison :

4.1. Examen macroscopique :

Elle est pratiquée avant tout examen microscopique de matière fécales par inspection visuelle afin de :

- ✓ Détecter des parasites ou élément parasitaires macroscopique vers adultes, des larves, des segments ovigères.
- ✓ Déterminer la consistance : molle, aqueuse, normale et dure, du sang , l'odeur : fétide, aigre, la couleur, la présence de débris alimentaires et la présence ou absence d'une diarrhée

4.2. Examen microscopique :

Chaque prélèvement a été analysé par la technique de flottation pour la mise en évidence des les œufs ou kystes de parasites (*Toxocara canis*, *Ancylostoma caninum*, *Strongylöides stercoralis*, *toxascaris leonina*, *Taenia spp*

5. Matériels :

- Gants de protection.
- Masque et blouse de laboratoire.
- Des échantillons de selles frais collectés dans des contenants stériles.
- Étiquettes et marqueur indélébile.
- Des petits béchers gradués.
- Pince fine.

- Spatule de laboratoire.
- Balance de précision.
- Filtre ou passoire fine et gaze.
- Lame porte-objet et lamelle.
- Microscope optique.
- Solution de flottaison : l'étude a été réalisée par une Solution saturée de chlorure de sodium NaCl de densité de 1,2 g/ml, Solution de sulfate de zinc ZnSO_4 de densité de 1,18 g/ml et la Solution de saline préparer dans le laboratoire.
- Sac poubelle à déchets biologiques. Les figures ci-dessous montre tous les matériels utilisés.

6. Principe :

1. Mélangez 5 g de selles avec 10 ml de solution saline (parfois sulfate de zinc de densité 1,18 g/ml ou chlorure de sodium) jusqu'à l'obtention d'une solution de flottaison.
2. Filtrez le mélange à travers une passoire à thé munis d'une gaze pour éliminer les débris.
3. Versez dans un petit bécher contenant 40ml d'une solution saline le liquide de flottation
4. Placez une lamelle prudemment en évitant l'apparition des bulles d'air.
5. Laissez reposer pendant au moins 20 minutes, retirer la lamelle, la placer sur une lame porte-objet, bien identifier
6. Observé au microscope optique. Si on laisse la lame reposer trop longtemps, elle risque de se cristalliser.



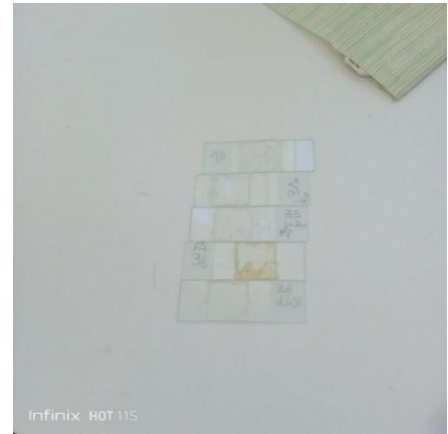
(1)



(2)



(3)



(4)



(5)



(6)



(7)



(8)

Figure 25: protocole de la flottaison (photos personnelles)

II. Résultats :

Cette étude a permis de mettre en évidence les différents parasites retrouvés dans les échantillons à travers les analyses coprologiques par la méthode de flottaison et leur prévalence, en tenant compte des facteurs de risque tels que la race, le sexe, et le type de parasite et le milieu de prélèvement. Les histogrammes réalisés illustrent des variations significatives dans les taux d'infestation, confirmant l'importance de la coprologie comme outil de diagnostic clé.

1. Résultats des analyses fécales par flottaison sur des chiens errants et domestiques :

1.1. Les différents parasites identifiés des échantillons collectés :

1.1.1. *Toxocara canis* :

La forme est ronde avec une coque épaisses rugueuses et alvéolées, contenu brun foncé à noire non segmenté remplissant toute la coque.

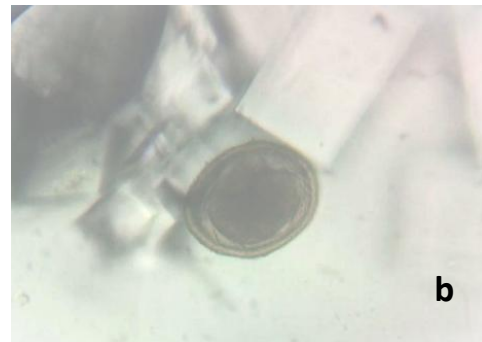
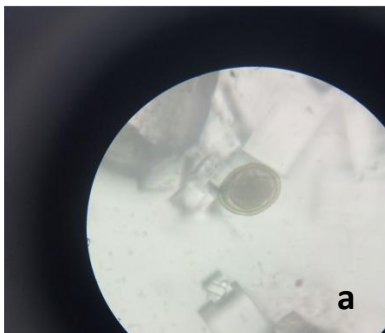


Figure 26: Oeufs de *Toxocara canis* (a) et (b) observé au microscope optique (Gx 40) (photos personnelles).

1.1.2. *Toxoscaris leonina*:

Forme sphérique et légèrement ovoïde à coque épaisse et lisse et à contenu brun jaunâtre granuleux.



Figure 27: *Toxoscaris leonina* (a) et (b) observé au microscope optique (Gx40) (photo personnelle).

1.1.3. *Taenia* :

Forme ronde, entourés d'une paroi à double coque épaisse et striée, entre les deux coques se trouve un espace rempli de granulations.



Figure 28 : *Taenia* observé au microscope optique (Gx 40) (photos personnelles).

1.1.4. *Ankylostoma caninum*:

Une forme ovoïde et régulière avec une paroi fine et lisse et un contenu segmenté de 2 à 8 blastomères.

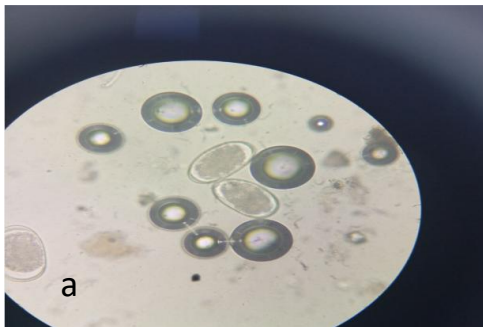


Figure 29: *Ankylostoma caninum* (a) et (b) observé au microscope optique (Gx40) (photos personnelles).

1.1.5. *Strongyloides stercoralis* : Paroi fine a contour net présentant une forme vermiforme



Figure 30: Larves de *Strongyloides stercoralis* (a) et (b) observés au microscope optique (Gx 40) (photos personnelle).

1.1.6. *Isospora canis*:

Forme sphérique légèrement ovale, a paroi double et fine à contenu clair contenant 1 à 2 sporocystes

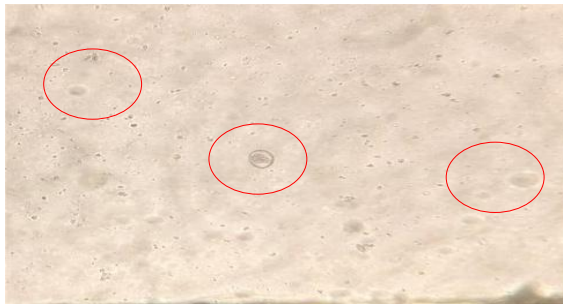


Figure 31:Oocystes d' *Isospora canis* observé au microscope optique (Gx 10) (photos personnelles).

2. Etude des taux de prévalence :

2.1 La prévalence globale du parasitisme :

Parmi les 62 chiens 36 chiens ont été infectés avec une prévalence élevée de 58 %, tandis que les chiens non infecté (26/62) 42%. Le tableau ci-dessous montre la prévalence globale d'infestation parasitaire.

Tableau 2:Prévalence globale de l'infestation parasitaire

Chien	Chien infesté	Chien non infesté
Nombre de cas	36	26
Prévalence%	58%	42%

2.2 Taux d'infestation des différentes espèces parasitaires identifiées :

Après l'analyse coprologique des 62 échantillons : 6 parasites ont été identifiés avec des prévalence différente, le figure 32 montre le taux de la prévalence de parasitisme de différentes espèces.

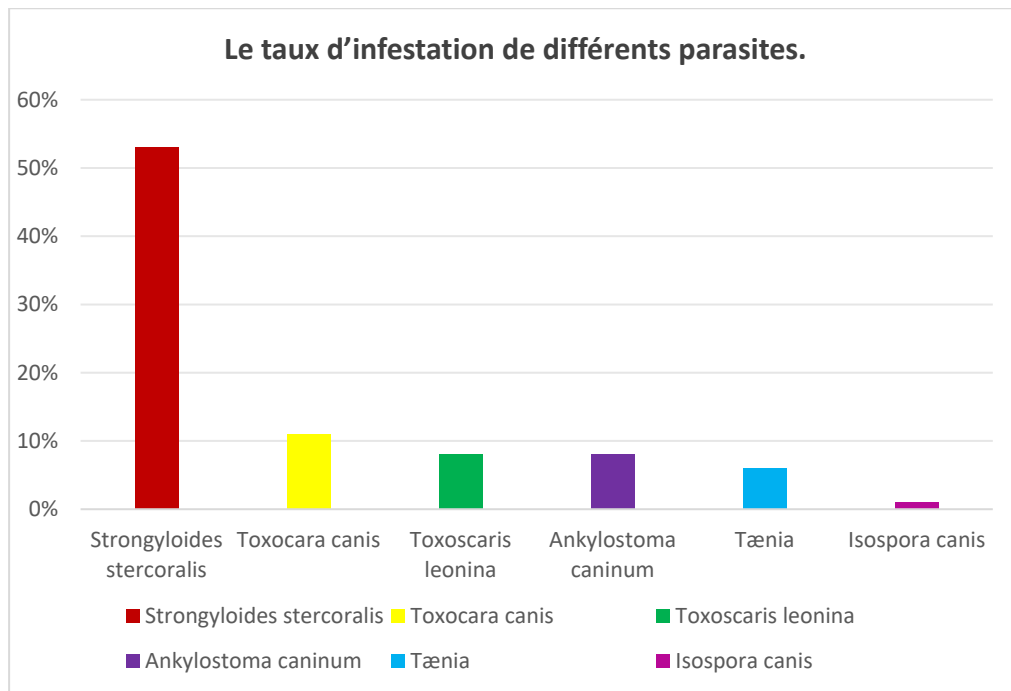


Figure 32:le taux d'infestation de différents parasites.

La prévalence la plus élevée est observée pour *Strongyloides stercoralis* 53%, ce qui en fait le parasite le plus fréquent dans ces échantillons, tandis que les autres parasites montrent des prévalences beaucoup plus faibles : *Toxocara canis* 11%, *Ankylostoma caninum* 8%, *Toxoscaris leonina* 8 %, *Tænia* 6 % et *Isospora canis* qu'elle est de prévalence trop faible de 1 %.

2.3. Prévalence en fonction des facteurs de risque :

2.3.1. Selon le sexe : la figure 33 montre La prévalence d'infestation en fonction du sexe des chiens examinés.

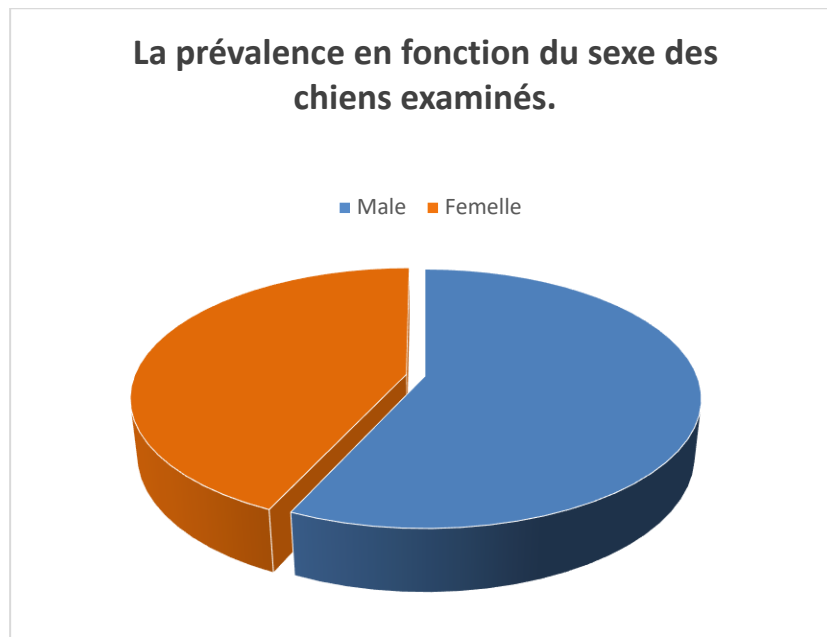


Figure 33: La prévalence d'infestation en fonction du sexe des chiens examinés.

Les mâles présentent une prévalence plus élevée atteignant 71% comparativement aux femelles qui ont une prévalence de 54%.

2.3.2. Selon la race :

L'étude a analysé la présence de 6 races de chiens différentes : Chien croisé domestique, Chien croisé errant, Berger allemand, Malinois, Pitbull, et Staff, à prévalences divergentes. La figure 34 montre le taux d'infestation parasitaires en fonction de la race des chiens examinés.

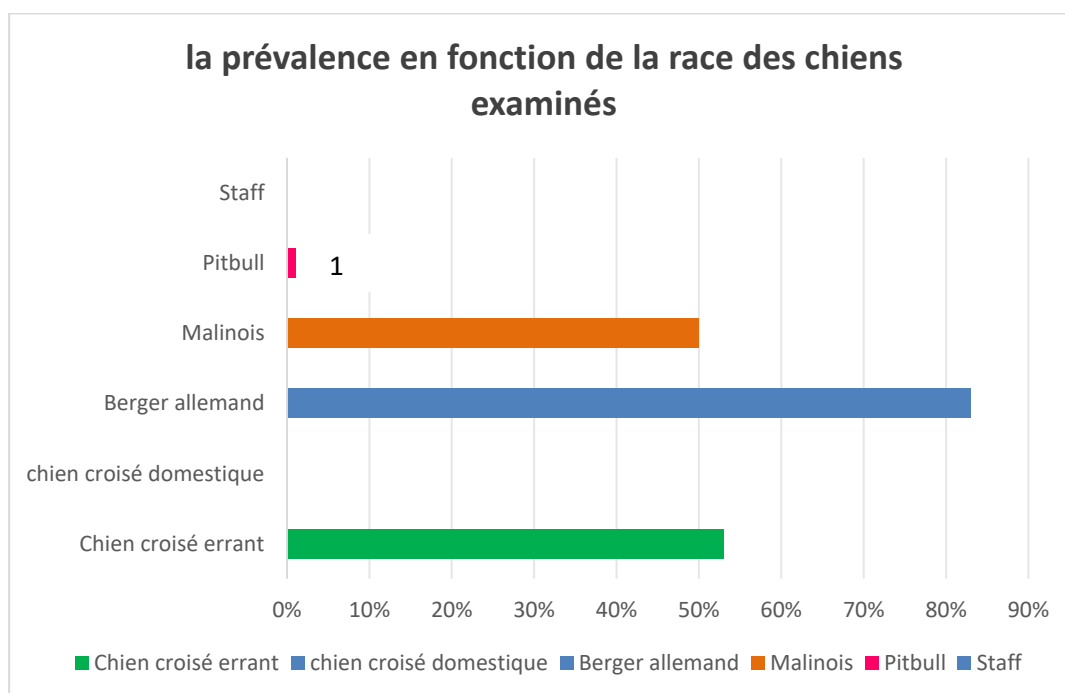


Figure 34: Taux d'infestation en fonction de la race des chiens examinés.

Les bergers allemands et les chiens croisé errant ont montré la prévalence la plus élevée avec respectivement 83% et 53 % respectivement, le Malinois affiche 50 % tandis que le Pitbull ne présente que 1%. En revanche les Chiens croisé domestique et le Staff ont un taux de 0% ce qui indique une absence totale d'infestation.

2.3.3. Selon l'âge :

La figure 35 montre le taux d'infestation en fonction de l'âge des chiens examinés.

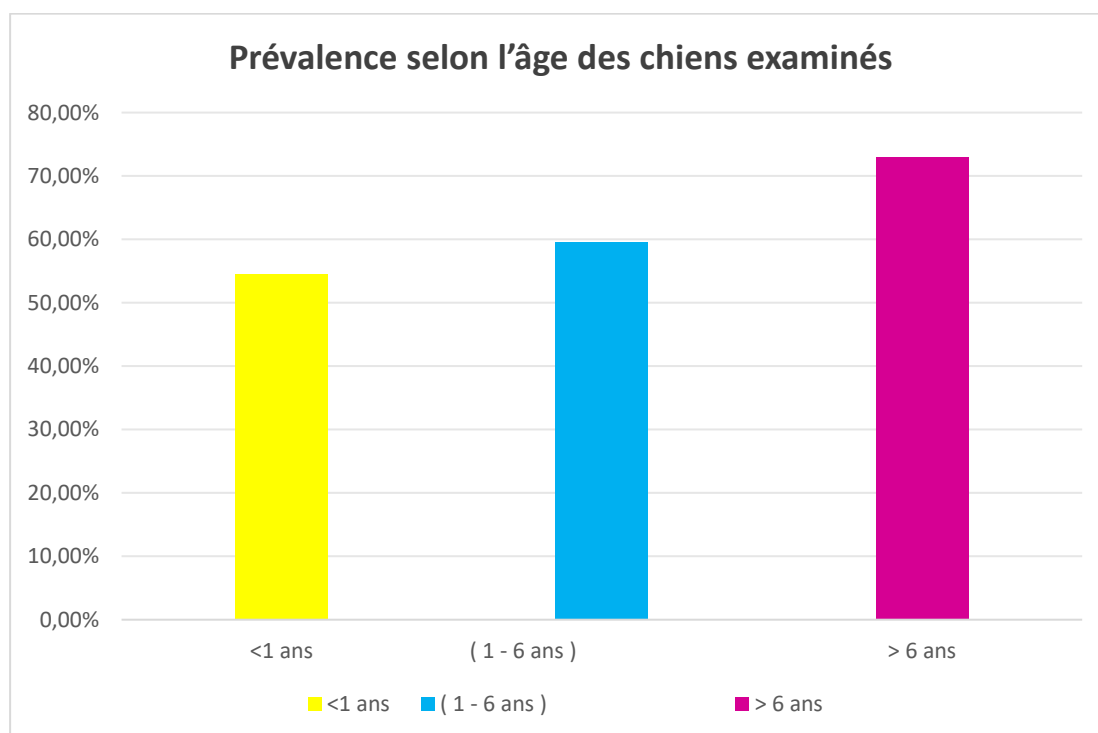


Figure 35: Prévalence d'infestation selon le sexe des chiens examinés

Les chiens >6 ans sont les plus infestés 73%, tandis que chiens de moins d'un an ont une prévalence de 54,5% et les chiens de 1 à 6 ans ont une prévalence de 59,5 %.

2.3.4. Prévalence selon le type de parasitisme (mono-parasitisme et multi-parasitisme :

La figure 36 montre la prévalence d'infestation parasitaire selon le type de parasitisme mono-parasitisme ; un seul parasite dans l'échantillon et multi-parasitisme ; plusieurs parasites dans l'échantillon.

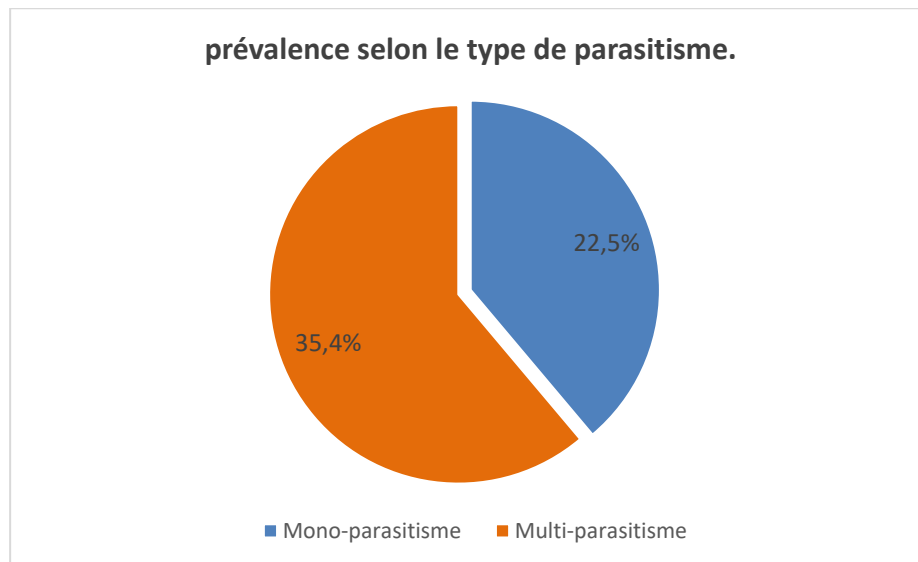


Figure 36: prévalence selon le type de parasitisme.

La prévalence de multi-parasitisme (plusieurs parasites dans un échantillon) 35,4 % et plus élevée par rapport au mono-parasitisme (un seul parasite dans l'échantillon) 22,5%.

2.3.5. Prévalence des chiens parasités en fonction des lieux de prélèvements :

Les échantillons ont été prélevés dans des élevages ainsi que dans des milieux urbains. La figure 37 montre la prévalence des chiens parasités en fonction des lieux de prélèvements.

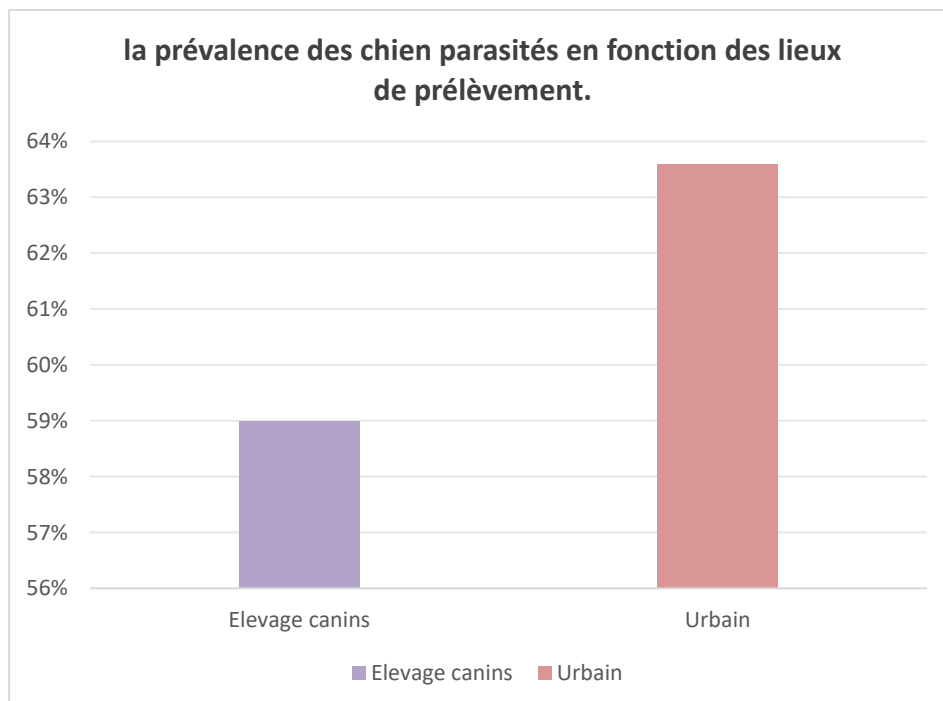


Figure 37: la prévalence des chien parasités en fonction des lieux de prélèvement

La prévalence des chiens parasités vivant dans les milieux urbains est plus élevée 63.6% par rapport à ceux vivant dans les élevages 59%.

IV. Discussion :

Le chien, en tant une espèce étroitement liée à l'Homme, occupe une place importante dans la vie quotidienne, Néanmoins, sa cohabitation étroite avec les humains et les autres animaux domestiques peut présenter de nombreux inconvénients, notamment sur le plan sanitaire.

Les chiens peuvent héberger dans leur tube digestif une variété des parasites intestinaux, certains responsables de zoonoses mineures ; l'ankylostomose, la toxocarose, et d'autres impliqués dans des zoonoses majeures telles que l'hydatidose. La prévalence de ces parasitoses chez le chien a fait l'objet de nombreuses études épidémiologiques à travers le monde. Toutefois, les résultats obtenus sont très variables d'un pays à l'autre, voire d'une région à une autre. L'hétérogénéité des résultats obtenus s'explique en grande partie par les facteurs climatiques et environnementaux différents nécessaire à la biologie des parasites qui influencent fortement le cycle de vie et la survie des agents parasitaires (SORIANO, 2010).

Dans les régions du monde où les conditions environnementales et climatiques favorisent la survie et la transmission des parasites notamment en présence d'un climat chaud et humide, les taux d'infestation parasitaire chez les chiens atteignent souvent des niveaux élevés. À l'inverse, les études menées dans des zones urbaines disposant d'infrastructures sanitaires efficaces et d'un meilleur encadrement vétérinaire révèlent des prévalences nettement plus faibles, souvent inférieures à 20 %. (SORIANO, 2010).

1. La prévalence globale de parasitisme digestif :

Dans la présente étude, le taux global de parasitisme intestinal observé chez les chiens dans la région d'Alger plus précisément à Cheraga et Staouali, s'élève à 58 %. Ce taux est similaire à celui enregistré par (ZEBIRI ET AL , 2010) dans la région d'Alger 62.7%, ainsi qu'à celui de (Ayşe Karakuş, 2019) dans la région de Van, en Türkiye 65 %.

2. Taux d'infestation des différentes espèces parasitaires identifiées :

Dans la présente étude, le taux d'infestations des différents parasites intestinaux dans la région d'Alger, constaté chez les chiens :

- *Isospora canis* a été enregistré avec un taux d'infestation de 1%. Ce résultat est faible par rapport à celle enregistrée dans Nord-Est du Gabon où le taux est de 10,1 % (Thomas NORMAND., 2005), ainsi qu'à celui de (Bridger et Whitney, 2009) qui ont observé une prévalence est de 8,8 %, Il est également plus bas que le taux de 4,90% (ZEBIRI, 2010).

- *T. leonina* a été détecté chez 8 % des chiens examinés. Ce taux est inférieur à celui rapporté par (Ayşe Karakuş, 2019) en région de Van, en Türkiye où la prévalence était de 16.13%. Cependant, comme le souligne (ROSTAMI A., 2020) la prévalence de ce parasite varie considérablement selon les régions du monde

- La prévalence d'*Ankylostoma caninum* est de 8 %. Ce taux est plus élevée que celui rapporté par (SULIEMAN Y., 2020) qui a enregistré une prévalence de 0.8% ,ainsi que par (BEUGNET, 2000) dans la région parisienne, où la prévalence était de 2.1% , il est également supérieur à celui observé par (Ayşe Karakuş, 2019) région de Van, en Türkiye où la prévalence était de 5,64 % .En revanche, ce taux est nettement inférieur à celui rapporté (MATALLAH, 2018) dans les régions de Guelma et El Kala où la prévalence était de 71% , ainsi qu'à celui de (Thomas NORMAND., 2005) qui a enregistré une prévalence de 35%. Il est également plus faible que les résultats de (EGUIA-AGUILAR P., 2005) au Mexique avec une prévalence de 62% et de (ZEBIRI, 2010) à Alger 29,41%.

- *T. canis* a été enregistré avec un taux d'infestation de 11 %. Ce résultat est inférieur à ceux rapporté par plusieurs études : 19.72 % dans la région d'Alger (TOLBA, 2019) , 17,4 % dans la région parisienne (BEUGNET, 2000) , 59% (Thomas NORMAND., 2005), 21 % (Minnaar.W.N., 2002) , 18,3% (Ayşe Karakuş, 2019) et 36,27% dans la région d'Alger (ZEBIRI, 2010) 36,27% .En revanche il est similaire aux taux de 12,90 % observé dans une autre étude (Ayşe Karakuş, 2019).

- La prévalence de *Tænia spp* augmente à 6 %, un taux supérieur à celui observé par (Ayşe Karakuş, 2019) dans la région de Van, en Türkiye 4,84 %, mais inférieur à ceux rapporté par (Thomas NORMAND., 2005) 8.6%, et de (Minnaar.W.N., 2002) 33%.

-La prévalence de *Strongyloides stercoralis* est de 53 % plus élevée par rapport à celle de (BEUGNET, 2000) dans le Bassin du Fleuve Sénégal ; dont la prévalence est de 0,8%.

3. Prévalence globale en fonction des facteurs de risque :

3.1 Selon le sexe :

-Le sexe des individus influence la prévalence de parasites digestifs par le changement de stades physiologiques de la femelle : œstrus, gestation, allaitement (BEUGNET F, 2004).

- Notre étude a montré que la prévalence des parasites chez les male (71 %) est plus élevée que celle des femelle (54 %). Ce constat diffère des résultats de (BELEM, 2004) en région de Burkina

Faso ou les femelles présentaient une prévalence plus élevée 75 % contre les males 60.98 %. En revanche, contre 54,6 % chez le mâle.

3.2 Selon l'âge :

Les données préliminaires sur la prévalence des parasites selon les classes d'âge montrent que les jeunes de moins de 1 ans (54,5%) sont moins infestés par rapport aux adultes (59,5 %). Ce constat diffère des résultats de (BEUGNET, 2000) en région parisienne où les jeunes ont montré une prévalence de 56.5% contre seulement 15.7 % chez les adultes. Nos résultats sont en contradiction avec les observations de (ROSTAMI A., 2020) qui ont rapporté une prévalence d'infestation plus élevée ($P < 0,001$) chez les jeunes chiens (< 1 an) que chez les chiens plus âgés.

3.3 Selon la race :

Les Bergers allemands ont montré le taux de prévalence le plus élevée 83%, comparé aux chiens croisés errants 53 % et le Malinois à 50 %, Pitbull : 1 % tandis que les Chiens croisés domestique, et le Staff n'ont montré aucune infestation. Cette étude présente des similitudes avec (EGUIA-AGUILAR P., 2005) au Mexique où les berger allemand 95 % et les chiens sauvages de 32 %. Cependant, elle diffère de celle de (ROSTAMI A., 2020) qui a révélé une prévalence d'infestation significativement plus élevée chez les chiens croisés par rapport aux chiens domestiques ($P < 0,001$).

3.4 En fonction des lieux de prélèvements :

- Dans notre étude, les chiens vivant en milieu urbain ont plus de risque d'être parasités que les chiens vivant dans les élevages (63,6% contre 59 % respectivement), ce constat est en accord avec les résultats de (Thomas NORMAND., 2005) qui a observé que 98% des chiens vivant librement dans le village et de 76 % d'eux vivants en forêt étaient parasités. Cependant, nos résultats diffèrent de ceux de (ROSTAMI A., 2020) qui ont rapporté une prévalence d'infestation plus élevée chez les chiens vivant en milieu rural par rapport à ceux en milieu urbains ($P < 0,001$). De même ils divergent également des conclusions (BEUGNET F, 2004) selon lesquelles les chiens vivant en milieu urbain ont une prévalence de parasitose de 5 à 20 %, soit une valeur inférieure à celle des chiens en milieu rural.

3.5. La prévalence globale de l'infestation parasitaire selon le type de parasitisme :

Dans notre étude, nous avons aussi évalué la prévalence globale de l'infestation parasitaire en du type de parasitisme (le mono-parasitisme et le multi-parasitisme). Les infestations à multi-parasitisme regroupant deux espèces parasitaires ou plus ont été les plus fréquemment

observées représentant 35,4 % des cas chez 25 chiens. Cependant, le mono-parasitisme bien que présent, est moins important avec une prévalence de 22,5 % principalement associé au parasite *strongyloides stercoralis*. Ces résultats se diffèrent considérablement de ceux des études précédemment publiées de (Ramirez-Barrios, 2004) et de (Bridger, 2009).

V. Conclusion :

L'étude coprologique menée sur des échantillons de chiens a permis de mettre en évidence l'importance de cette méthode dans le diagnostic des maladies parasitaires chez les chiens qu'a permis d'identifier plusieurs espèces parasitaires, reflétant une diversité notable des agents parasitaires présents dans la population étudiée.

La prévalence globale observée confirme une large distribution des parasites intestinaux chez les chiens : *strongyloides stercoralis* (prévalence de 53 %), *Toxocara canis* (11 %), *Toxascaris leonina* (8 %), *Ancylostoma caninum* (8 %), *Taenia spp* (6 %) et *Isospora canis* (1 %), soulignant ainsi le rôle fondamental de la coprologie dans la détection des parasitoses intestinales.

L'analyse des résultats en fonction de différents facteurs de risque notamment la race, l'âge, le sexe, le lieu de prélèvement, ainsi que le type du parasitisme (mono-parasitisme ou poly-parasitisme) a permis de mieux comprendre les déterminants épidémiologiques liés à ces infestations. De plus, la distinction entre mono-parasitisme et poly-parasitisme a révélé que les infestations multiples aggravant potentiellement l'état de santé des animaux et complexifiant leur prise en charge thérapeutique.

Les chiens croisés errants et croisés domestiques représentent une source majeure de contamination parasitaire pour l'Homme en raison de l'absence de mesures de contrôle sanitaire, et de leurs conditions de vie difficile qui peuvent représenter un réservoir important de parasites. Ces constats soulignent l'importance de la coprologie comme un outil de diagnostic essentiel, à la fois simple, accessible et efficace, permettant une détection précoce des parasitoses et une meilleure compréhension de leur distribution épidémiologique. Ces résultats appellent à renforcer les pratiques de dépistage régulier et à sensibiliser les propriétaires d'animaux aux mesures d'hygiène et de vermifugation, pour une meilleure santé animale et une réduction des risques zoonotiques.

En conclusion, la coprologie se révèle être une méthode de choix dans le diagnostic des parasitoses intestinales chez les chiens, en raison de sa simplicité, de son faible coût, et de sa fiabilité. Elle joue un rôle crucial non seulement dans la santé animale, mais également dans la prévention des zoonoses.

VI. Recommandations :

- ✓ Promouvoir l'utilisation systématique de l'examen coprologique dans les cliniques vétérinaires pour le dépistage régulier des parasites intestinaux.
- ✓ Encourager l'intégration de la coprologie dans les bilans de santé des chiens, notamment chez les chiots et les populations à risque.
- ✓ Recommander des examens coprologiques réguliers (au moins deux fois par an) chez les chiens domestiques, et plus fréquemment pour les chiens vivant en collectivité (élevages).
- ✓ Mettre en place une surveillance continue de la prévalence des parasites dans les différentes régions, en tenant compte des facteurs de risque : race, sexe, âge, habitat.
- ✓ Recommander des protocoles de vermifugation en fonction des résultats coprologiques.
- ✓ Évaluer la résistance à certains vermifuges en comparant les résultats coprologiques avant et après traitement.
- ✓ Sensibiliser les propriétaires de chiens à l'importance de la coprologie et des pratiques d'hygiène pour prévenir les infections parasitaires.

VII. Perspectives

- ✓ Réaliser des études de suivi sur plusieurs saisons ou années afin d'explorer l'évolution de la prévalence parasitaire en fonction du climat, des saisons ou des changements environnementaux.
- ✓ Combiner les analyses coprologiques avec des techniques complémentaires (PCR, sérologie) pour une identification plus précise, notamment dans les cas de co-infestations ou d'oocystes morphologiquement similaires.
- ✓ Renforcer la formation des vétérinaires et des techniciens en parasitologie afin d'améliorer l'identification et la gestion des parasites.
- ✓ Encourager la recherche sur les parasites zoonotiques pour mieux évaluer les risques pour la santé humaine et pour optimiser les stratégies de prévention.

Références

- Anne M. Zajac, G. A. (2021). *Veterinary Clinical Parasitology*. Wiley-Blackwell.
- Ayşe Karakuş, V. D. (2019). Prevalence of Gastrointestinal Helminths in Stray Dogs in Van Province. *Turkish Journal of Veterinary Research*, 28-32.
- Beugnet et al. (2021). Abrégé de Parasitologie clinique du chien et du chat.
- BATHIARD T., V. F. (consulté le 22/01/2018). *Fiche Toxascaris leonina*.
- BELEM, A. M. (2004). Note sur les parasites sanguicoles et gastro-intestinaux des chiens domestiques de la ville de Ouagadougou Burkina Faso. *Note on blood and gastro-intestinal parasites of dogs from the city of* *Note on blood and gastro-intestinal parasites of dogs from the city of*.
- Beugnet et al. (2000). Enquête sur le parasitisme digestif des chiens et des chats de particuliers de la région parisienne. *Rev. Méd Vét* 151(5), 443–446.
- BEUGNET F, B. G. (2004). Abrégé de Parasitologie clinique des carnivores domestiques. *Parasitoses digestives* Kalianxis.
- BEUGNET F., B. G. (2004). *Abrégé de parasitologie clinique des carnivores domestiques*. France: Kalianxis, Auxon.
- BEUGNET F., B. G. (2004). *Abrégé de parasitologie clinique des carnivores domestiques*. France: Kalianxis, Auxon.
- BEUGNET F., B. G. (2004). *Abrégé de Parasitologie Clinique des Carnivores Domestiques*. AUXON, Kalianxis.
- BEUGNET F., B. G. (2004). *Abrégé de parasitologie clinique des carnivores domestiques*. Kalianxis, Auxon, France.
- BEUGNET F., B. G. (s.d.). *Abrégé de Parasitologie Clinique des Carnivores Domestiques*. AUXON, Kalianxis.
- BEUGNET, F. G. (2000). Survey of dogs and cats gastro-intestinal parasites in Paris region. *Revue de Médecine Vétérinaire*, 151(5).
- BEUGNET, F. G. (2000). Survey of dogs and cats gastro-intestinal parasites in Paris region. . *Revue de Médecine Vétérinaire*, 151(5), 443-446.
- Blagburn, S. E. (2016). Diagnosis and treatment of parasitic infections in dogs. *Veterinary Clinics: Small Animal Practice*, 1001–1016.
- Bowman, D. D. (2009). *Georgis' Parasitology for Veterinarians*. St. Louis, Missouri, USA: anders Elsevier.
- Bowman, D. D. (2014). *Georgis' Parasitology for Veterinarians*. Elsevier Saunders.
- Bridger, W. e. (2009). Parasites gastro-intestinaux chez les chiens de l'île Saint-Pierre, au large de la côte sud de Terre-Neuve.
- BUSSIERAS J., C. R. (1995). *Parasitologie Vétérinaire - Helminthologie*. . Service de Parasitologie Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort.

Cassier et al.1998; Pasqualet et Nations, 2007 ; Humbert et al. ,2017. (s.d.).

Charles M.HENDRIX, E. R. (2019). *PARASITOLOGIE CLINIQUE VETERINAIRE* . 23 rue de l'école de médecine 75006 paris, France: éditions Maloine.

CHARLOT. (2007). *Transmission des ascarides de carnivores domestiques à l'Homme* :. Toulouse (Haute-Garonne): Vét. École Nationale Vétérinaire d'Alfort, n°05.

Chermette, J. B. (1995). *Abrégé de parasitologie vétérinaire. Fascicule III, Helminthologie vétérinaire*. Maisons-Alfort, France: Service de parasitologie, École nationale vétérinaire d'Alfort.

DE OLIVEIRA, R. (s.d.). La gestion du parasitisme digestif en Élevage canin. *Thèse Pour le Doctorat : vétérinaire. La faculté de médecine de CRETEIL*, 105.

DEGUILHEM, C. (2015). Les Techniques de coprologie chez les carnivores domestiques et les. *évaluation du kit URANOTEST COPRO®*.

des Cordeliers, C. H. (2013). *La coproscopie chez le Chien et le Chat*. Récupéré sur <https://www.chvcordeliers.com/espace-veterinaires/publications-veterinaires/medecine/coproscopie-chez-le-chien-et-le-chat-%282%29>

Dubey, J. p.-M. (2007). *Epidemiology and Control of Neosporosus and Neospora caninum .clinical Microbiology*.

EGUIA-AGUILAR P., C.-R. A.-M. (2005). Ecological analysis and description of the intestinal helminths present in dogs in Mexico City. *Vet Parasitol.*, 46-139.

ESCCAP. (2013, MARS). Traitement et prévention des parasitoses de carnivores domestiques. Consulté le Consulté le Janvier 10, 2020, sur ESCCAP .FR

ESCCAP. (2015). Lutte contre les protozoaires intestinaux du chien et du chat. *Adaptation du Guide de recommandations ESCCAP no. 6 pour la Suisse, janvier 2015*.

ESCCAP. (2016). *LES ANKYLOSTOMES*. Consulté le Consulté le Janvier10, 2020, sur ESCCAP., sur <https://www.esccap.eu/page/ML1+La+lutte+contre+les+vers+chiens+et+du+chat/44/>

ESCCAP. (2022). *Parasitological Diagnosis in Cats, Dogs and Equines*.

ESCCAP. (s.d.). *lutter contre les vers (helminthes) chez les chiens et les chats*. Consulté le Consulté le Janvier 2020, sur ESCCAP Suisse , sur <https://www.esccap.ch/demo/wp-content/uploads/2019/01/ESCCAP>

ESCCAP, F. (s.d.). ESCCAP lutte contre les nÉmatodes et cestodes des carnivores domestiques guide de bonnes pratique Vol.1. Consulté le consultÉ le 25 Mars 2020, sur https://www.esccap.org/uploads/docs/tgqujds5_escapfranceguide4formata4.pdf

ESCCAP. (2013). Traitement et prévention des parasitoses des carnivores domestiques . - *guide 5 : Protozoaires parasites digestifs du chien et du chat*.

ESCCAP. (2016). Trichure Trichuris Vulpis. Consulté le Consulté le 10 Janvier 2020, sur ESCCAP , sur <https://www.esccap.eu/uploads/docs/mvg2ks5z-1.5 Trichure-Trichuris-Vulpis.pdf>

- ESCCAP.(s.d.). (s.d.). *Dipylidium et Ténias*. Consulté le 12 Janvier 2020, sur European Scientific Counsel Companion Animal Parasites, sur <https://www.esccap.fr/vers-parasites-chien-chat/dipylidium-tenias-chien-chat.html>
- Euzéby, J. (2008). *Grand dictionnaire illustré de parasitologie médicale et vétérinaire*. Éditions Maloine, Paris.
- Euzéby, J. (2008). *Grand Dictionnaire Illustré de Parasitologie Médicale et Vétérinaire*. paris:Lavoisier.
- FONTANARROSAMF., V. D. (2006). An epidemiological study of gastrointestinal parasites of dogs from Southern Greater Buenos Aires (Argentina): age, gender, breed, mixed infections, and seasonal and spatial patterns. . *Vet Parasitol*, 95-283.
- Frédéric Beugnet, B. e. (2008). *Atlas de coproscopie*. Kallianxis.
- Frédéric Beugnet, G. B. (2004). Abrégé de parasitologie clinique des carnivores domestiques. *Parasitoses digestives*, 266.
- Gaschen, K. A. (2011). Canine and feline inflammatory bowel disease: diagnosis and management. *Veterinary Medicine International*.
- Gevrey, J. (1993). Ankylostomidoses des carnivores domestiques. *Recueil de Médecine Vétérinaire*, 345–351.
- Gharbi., M. (2020). *AIDE-MÉMOIRE DE PARASITOLOGIE VÉTÉRINAIRE*.
- Gondim, L. F. (2006). *Neospora caninum in wildlife. Trends in Parasitology*.
- Guillot, J. (2013). *Traitement et prévention des parasitoses des carnivores domestiques – Guide 1 : Nématodes et cestodes parasites du chien et du chat*. france: ESCCAP France.
- Guitton, C. (1993). *Les ascaridioses des carnivores domestiques*. Paris, France: Recueil de Médecine Vétérinaire.
- HEBERT, F. B. (2010). Guide pratique de médecine interne des chiens, chats et NAC. 3Ème Édition. *MED'COM.*, 752.
- HERZOG, S. (2022). Etude Épidémiologique de la giardiose en Élevage canin. *essai de traitement au FENBENDAZOLE. Thèse pour le DOCTORAT VÉTÉRINAIRE*.
- Identifier et Éliminer les parasitoses du chien*. (s.d.). Récupéré sur Rustica Animaux: <https://www.rustica.fr/>
- JACQUEMIN., P. J. (1987). *Parasitologie clinique*. 3ème édition.
- Jean Bussiéras, R. C. (1995). *Parasitologie vétérinaire*. École Nationale Vétérinaire d'Alfort.
- Karakuş, A. (2019). *Turkish Journal of Veterinary Research*.
- Little, S. E. (2019). *The Veterinary Parasitology Handbook*. Wiley-Blackwell.
- M.A. Taylor, R. C. (2015). *Veterinary Parasitology, 4^e édition*. Oxford, Royaume-Uni: Wiley Blackwell.

- MATALLAH, F. K. (2018). Gastrointestinal helminth parasites of dogs in rural areas of the north east of Algeria. *Iraqi Journal of Veterinary Sciences*, 93-98.
- Michael D. Willard, D. M. (2012). *Small Animal Clinical Diagnosis by Laboratory Methods*. Elsevier Saunders.
- Michael E. Taylor, R. L. (2016). *Veterinary Parasitology*. Wiley-Blackwell.
- Michael W. Dryden, P. A. (2006). Accurate diagnosis of *Giardia* spp. and proper fecal examination procedures. *Veterinary Therapeutics: Research in Applied Veterinary Medicine*, 4–14.
- Mike A. Taylor, R. C. (2015). *Veterinary Parasitology*. Oxford, Royaume-Uni: Wiley-Blackwell.
- Minnaar.W.N., K. R. (2002). Helminths in dogs from a peri-urban resource-limited community in Free State Province, South Africa. *Vet Parasitol*, 9-343.
- Morjan, A. (2010). Portage parasitaire intestinal et cutané chez les résidents d'un centre social. *Thèse de doctorat en pharmacie., Université mohammed V, Rabat, N°94,, 75.*
- mwadianvita, M. (2021). *Prévalence des parasitoses intestinales chez les enfants de 3 à 12 ans. "cas du camp des assistants"*. Institut supérieur de techniques médicales/Lubumbashi.
- Nedelec, A. (2009). Récupéré sur MemoBio: https://memobio.fr/html/para/pa_te_znm.html
- Nedelec, A. (2009). *memobio*. Récupéré sur https://memobio.fr/html/para/pa_te_lug.html
- P Marco Genchi, M. I., & Dr Simone Magnino. (2021). *Planches pour le diagnostic des parasites intestinaux*. deuxième édition.
- parasitaire., E. n. (2020, janvier 02). *Coproscopie parasitaire*. Récupéré sur [<http://www.vetagrosup.fr/etu/copro>]
- PELTRY G., A. G. (2013). Efficacy of modepside plus toltrazuril oral suspension for dogs (Procox®, Bayer). *against Trichuris vulpis in naturally infected dogs. Parasitol.*
- Rahman, S. M. (2016). Diaporama : Ancylostoma duodenale et Necator americanus - Ver adulte.
- Ramirez-Barrios, G. B.-M.-C. (2004). Prévalence des parasites intestinaux chez les chiens sous soins vétérinaires à Maracaibo, Venezuela. *Parasitologie vétérinaire*, 11-20.
- Robert J. Washabau, V. P. (2013). *Canine and Feline Gastroenterology*. Elsevier Saunders.
- ROSTAMI A., R. S. (2020). Global prevalence estimates of Toxascaris leonina infection in dogs and cats. *Pathogens* 9. 503.
- Weather Spark (2017).: https://www.assistancescolaire.com/enseignant/college/ressources/base-documentaire-en-geographie/un-exemple-de-climat-mediterraneen-alger-algiers_climate#:~:text=Le%20climat%20d'Alger%20est,de%C3%A7%C3%A0%20des%20valeurs%20tropicales%20pures.
- SORIANO, P. N. (2010). A wide diversity of zoonotic intestinal parasites infects urban. *Vet Parasitol*, 5-81.
- Steiner, R. M. (2018). Clinical utility of currently available biomarkers in inflammatory enteropathies of dogs. *Journal of Veterinary Internal Medicine*, 1495–1508.

- Suchodolski, J. S. (2016). Diagnosis and interpretation of intestinal dysbiosis in dogs and cats. *The Veterinary Journal*, 30–37.
- SULIEMAN Y., Z. M. (2020). Prevalence of intestinal helminth parasites of stray dogs in Shendi area, Sudan. *Annals of Parasitology*, 115-118.
- Taylor et al. (2007). *Veterinary Parasitology Third Edition*. Blackwell Publishing.
- TAYLOR M., C. R. (2007). *Veterinary parasitology, 3eme Èd. Wiley Blackwell*. Oxford, UK.
- Taylor, M. C. (2010). *Veterinary Parasitology. 4Ème Èdition*. Wiley blackwell, New Delhi, Inde, 1006.
- Test Rapide Giardia pour chien et chat - CVET*. (s.d.). Récupéré sur Direct vet: <https://www.direct-vet.fr/soins-secours-chien/test-rapide-giardia-pour-chien-et-chat-cvet.html>
- Thomas NORMAND., B. O. (2005). Enquête sur le parasitisme digestif des chiens dans une zone rurale du Gabon. *Bulletin de l'Académie vétérinaire de France*, 59-65.
- Thomas Schnieder, E.-M. L. (s.d.). Larval development of *Toxocara canis* in dogs. *Veterinary Parasitology*, 193–206.
- TOLBA, R. L. (2019). Etude de la prévalence de *toxocara canis* chez le chien dans la région d'Alger. *Thèse de doctorat. École Nationale Supérieure Vétérinaire*.
- Traversa, D. (2012). *Pet roundworms and hookworms: A continuing need for global worming*. Récupéré sur Parasites & Vectors: <https://parasitesandvectors.biomedcentral.com/articles/10.1186/1756-3305-5-91>
- TRAVERSL. (2012). La Strongyloïdose des carnivores domestiques . *étude rétrospective de quinze cas cliniques suivis à l'ENVA. Thèse Méd. Vét.*
- Triki-Yamani. (2005). Parasitoses des animaux domestiques. *Office des Publications Universitaires, Alger, Algérie*, 101-243.
- TRIKI-YAMANI, R. R.-P. (2016). *PRINCIPALES PARASITOISES ANIMALES* . OFFICES DES PUBLICATIONS UNIVERSITAIRE.
- Tvedten, M. D. (2012). *Small Animal Clinical Diagnosis by Laboratory Methods*. Elsevier Saunders.
- Vandekerckhove, G. (2020, janvier 29). *Coccidiose du chien : causes, symptômes, transmission et traitement*. Récupéré sur <https://www.toutoupourlechien.com/coccidiose-chien.html>
- VIA MICHELIN. (2017). Récupéré sur <https://www.viamichelin.fr/>
- Villeneuve, A. (2014, decembre). Les parasites Du chiens. Consulté le Consulté le Janvier 10, 2020, sur Medvet De l'université de montréal , sur <https://www.medvet.umontreal.ca/Servicediagnostic/parasitologie/PDF/parasite/du/chien.pdf>
- Wiberg, E. W. (2012). Exocrine pancreatic insufficiency in dogs. *Veterinary Clinics: Small Animal Practice*, 297–306.
- ZEBIRI, I. N. (2010). Contribution à l'étude de la prévalence des parasites intestinaux chez le chien dans la région d'Alger.

