الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
Democratic and Popular Republic of Algeria
Ministère de l'Enseignement Superieur et de la Recherche Scientifique
Ministry of Higher Education and Scientific Research
وزارة التعليم العالي و البحث العلمـي
École Nationale Supérieure Vétérinaire. Rabie Bouchama
Higher National Veterinary School. Rabie Bouchama
المدرسـة الوطنيـة العليـا للبيطـرة

N° d'ordre : 049

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie
Filière : Sciences vétérinaires

Mémoire de fin d'études

Pour l'obtention du **diplôme de Docteur Vétérinaire**

THÈME

Prévalence de *Giardia duodenalis* chez les carnivores domestiques dans la région d'Alger

Présenté par :
Mlle LOUIFI Lydia Mlle SADAOUI Doudja

Soutenu publiquement, le 8 juillet 2024 devant le jury :

M KHELEF Djamel	Professeur (ENSV)	Président
M BAROUDI Djamel	Professeur (ENSV)	Promoteur
Mme BAAZIZI Ratiba	MCA(ENSV)	Examinatrice

Année universitaire 2023-2024

Remerciement

Au terme de ce travail nous tenons à remercier ALLAH qui nous a donné la force, le courage et la patience pour réaliser ce modeste travail.

À l'issue de ce travail, nous tenons à exprimer notre profonde gratitude à toutes les personnes qui ont, de près ou de loin, contribué à sa réalisation.

Nous adressons nos sincères remerciements à Pr.BAROUDI Djamel pour avoir accepté de nous encadrer dans cette étude. Sa bienveillance, son soutien et ses encouragements constants ont été inestimables tout au long de ce projet.

On adresse nos profonds remerciements aux membres de jury, Pr.KHELEF Djamel et Dr. BAAZIZI Ratiba qui nous feront l'honneur d'examiner et évaluer notre travail.

Un grand merci aux enseignants de l'École Nationale Supérieure Vétérinaire d'Alger, dont les savoirs et la passion partagés au cours de ces cinq années ont été d'une grande inspiration

À M. Saadi Ahmed de laboratoire de parasitologie clinique.

En fin, un remerciement particulier, pour la société Vet Continental (Virbac) d'avoir met à notre disposition le kit du diagnostic Giardia speed

Dédicace

À ma mère, pilier de force et source d'inspiration, celle qui a toujours sacrifier pour me voir réussir, dont le soutien inconditionnel et les encouragements constants ont illuminé chaque étape de ce parcours.

À la mémoire de mon père, dont la sagesse et les valeurs demeurent gravées en moi, guidant mes pas avec bienveillance et détermination. J'aurais tant aimé que tu sois à mes côtés ce jour, que ton âme repose en paix mon ange.

À mon frère Mohamed, compagnon de vie et confident, dont la présence aimante et le soutien indéfectible ont été des rayons de lumière dans les moments difficiles.

À mes grands-parents et mes tantes Akila et Atika, pour leur amour sincère, leur soutien chaleureux et leur présence réconfortante.

À toute ma famille.

Au professeur BAROUDI Djamel, mon promoteur, pour sa guidance éclairée, son soutien précieux et son expertise qui ont été essentiels à la réussite de ce travail

À Dr. KADDADA Hanadi, responsable de qualité chez Carrefour, pour ses précieux conseils, son encadrement expert et son soutien.

À toute l'équipe Hb Vet, notamment Dr BOUATOURRA Ryma, Dr HEMMA Ibtissem et Dr DJEMMAA Dounia pour leur collaboration précieuse, leur expertise partagée, leur encouragements et leur esprit d'équipe qui ont largement contribué à la concrétisation de ce projet.

À ma binôme et chère amie, Doudja, avec qui j'ai partagée cinq années d'amitié précieuse, d'amour et de de soutien.

A toutes mes amies : Nesrine B , Nour , Doudja , Rania , Abir , Marwa , Sara , Nesrine D , Maroua , Dounia, Nihad , Amina .

Lydia

Dédicace

Je dédie ce travail à mes parents, ma chère maman Nacima, ma chère grande mère Akila, à mes sœurs que j'aime Aya et Yasmine qui m'a soutenue et qui m'a supporté pendant mes hauts et bas, ma tante Lamia, mon petit frère Ziad ainsi qu'à toute ma famille.

À mes chers amis, Rania, Abir, Marwa, Maroua, Nesrine, Sara, Dounia, Nesrine B, Nour, Wassim et Hachem, qui ont partagé avec moi ces années universitaires mémorables.

A professeur BAROUDI Djamel, mon promoteur, pour sa guidance éclairée, son soutien précieux et son expertise qui ont été essentiels à la réussite de ce travail

À tout le personnel de l'ENSV, que je respecte profondément et qui m'a aidé tout au long de ces années.

A mes sœurs de cœur Lyna, Hadil et Manel qui sont loin de mes yeux mais près du cœur et qui m'ont toujours encouragé à avancer.

A ma chère binôme et amie Lydia qui été la pendant mes hauts et mes bas et qui m'a facilité la réalisation de ce modeste travail.

À la petite Doudja, gardienne de ses rêves, je veux te dire combien je suis fière de tout ce que tu as pu réaliser, de tous les hauts et les bas que tu as traversé seule. Ton cœur d'enfant n'a jamais cessé de croire, et aujourd'hui, tes accomplissements brillent comme des étoiles dans la nuit.

Doudja

Déclaration sur l'honneur

Je soussigne, LOUIFI Lydia ; SADAOUI Doudja, déclare être pleinement conscient que le plagiat de documents ou d'une partie d'un document publiés sous toute forme de support, y compris Internet, constitue une violation des droits d'auteur ainsi qu'une fraude caractérisée.

En conséquence je m'engage à citer toutes les sources que j'ai utilisées pour écrire ce mémoire.

Signature

Résumé
La giardiose, une protozoose digestive fréquente chez les carnivores domestiques, est souvent asymptomatique mais peut causer de la diarrhée, surtout chez les jeunes animaux. Cette étude évalue la prévalence de Giardia duodenalis chez les carnivores domestiques dans la région d'Alger.
Entre octobre 2023 et juin 2024, 60 échantillons fécaux (30 de chiens et 30 de chats) ont été collectés et analysés par microscopie et par le test Virbac 'Speed Giardia Test'. Les résultats montrent une prévalence de 70% chez les chats (21 sur 30 échantillons) et de 46% chez les chiens (14 sur 30 échantillons).
Des facteurs de risque tels que l'âge, le mode de vie, le statut sanitaire, l'alimentation et la vermifugation influencent la prévalence du parasite. L'étude souligne l'importance de sensibiliser les propriétaires d'animaux de compagnie et les professionnels de la santé animale aux mesures de prévention et de contrôle de cette infection parasitaire.

Mots clés: Prévalence ; *Giardia duodenalis* ; chiens ; chats ; Alger

Abstract
Giardiasis, a common digestive protozoan infection in domestic carnivores, is often asymptomatic but can cause diarrhea, especially in young animals. This study aims to assess the prevalence of Giardia duodenalis infection in domestic carnivores in the Algiers region.
From October 2023 to June 2024, 60 fecal samples (30 from dogs and 30 from cats) were collected and analyzed using microscopy and the Virbac 'Speed Giardia Test'. The results show a prevalence of 70% in cats (21 out of 30 samples) and 46% in dogs (14 out of 30 samples).
Risk factors such as age, lifestyle (indoor or outdoor), health status, diet, and deworming influence the prevalence of the parasite. The study emphasizes the importance of raising awareness among pet owners and animal health professionals about preventive and control measures for this parasitic infection.

Keywords: Prevalence; *Giardia duodenalis*; dogs; cats; Algiers.

الملخص

داء الجيارديات، وهو عدوى طفيليات معوية شائعة بين الحيوانات الأليفة من آكلات اللحوم، غالبًا ما يكون بدون أعراض لكنه يمكن أن يسبب الإسهال، خاصةً عند الحيوانات الصغيرة. تهدف هذه الدراسة إلى تقييم انتشار الإصابة بـ جيارديا دوديناليس بين الحيوانات الأليفة من آكلات اللحوم في منطقة الجزائر العاصمة.

في الفترة من أكتوبر 2023 إلى يونيو 2024، تم جمع 60 عينة برازية 30 من الكلاب و30 من القطط وتحليلها باستخدام المجهر واختبار سبيد جياردیا من فيرباك. أظهرت النتائج انتشار بنسبة 70% بين القطط 21 من أصل 30 عينة و46% بين الكلاب 14 من أصل 30 عينة.

تؤثر عوامل الخطر مثل العمر، نمط الحياة داخلي أو خارجي، الحالة الصحية، النظام الغذائي، وعمليات التخلص من الديدان على انتشار الطفيلي. تؤكد الدراسة على أهمية زيادة الوعي بين مالكي الحيوانات الأليفة والمحترفين في مجال صحة الحيوان حول تدابير الوقاية والسيطرة على هذه العدوى الطفيلية

الكلمات المفتاحية الانتشار؛ جيارديا دوديناليس؛ الكلاب؛ القطط؛ الجزائر العاصمة.

Sommaire

INTRODUCTION 1

CHAPITRE I : ETUDE DE PARASITE 3

I.1 Historique 3

I.2 Morphologie 4

I.2.1 Forme végétative (trophozoïte) 4

I.2.2 Forme kystique 4

I.3 Taxonomie 5

I.4 Espèces et assemblages du parasite 6

I.5 Biologie 7

I.5.1 Nutrition et métabolisme 7

I.5.2 Reproduction du parasite 8

I.5.3 Moyens de défense 8

I.5.3.1 Les VSP (variant-specific surface proteins) 8

I.5.3.2 Métabolisme 9

I.6 Cycle évolutif du parasite 9

I.7 Résistance 10

II. CHAPITRE II: GENERALITES SUR LES CARNIVORES DOMESTIQUES 12

II.1 Le chat 12

II.1.1 Mode de vie de chat 12

II.1.2 Alimentation 12

II.1.3 Particularités anatomique du tube digestif 13

II.2 Le chien 14

II.2.1 Mode de vie 14

II.2.2 Alimentation 15

II.2.3 Particularités anatomiques du tube digestif du chien 16

III. CHAPITRE III : LA GIARDIOSE CHEZ LES CARNIVORES DOMESTIQUES 18

III.1 Epidémiologie.....18
III.1.1 Prévalence.....18
III.1.2 Source de parasite.....18
III.1.3 Mode de transmission.....19

III.2 Facteurs de réceptivité et de sensibilité.....19
III.2.1 Facteurs intrinsèque.....19
III.2.2 Facteurs extrinsèques.....19

III.3 Manifestations cliniques.....20

III.4 Lésions observables.....20

III.5 Physiopathologie et pathogénie.....21

III.6 Réponse immunitaire de l'hôte.....22
III.6.1 Mécanisme à médiation humorale.....22
III.6.2 Mécanismes à médiation cellulaire.....23

III.7 Diagnostic.....23
III.7.1 Epidémio-clinique.....23
III.7.2 Examen microscopique des selles.....23
III.7.2.1 L'examen direct des selles à l'état frais.....23
III.7.2.2 Techniques de concentration.....24
III.7.2.2.1 Sédimentation.....24
III.7.2.2.2 Flottaison.....24
III.7.3 Techniques immunologiques.....25
III.7.3.1 Immunofluorescence direct (IFA).....25
III.7.3.2 TEST d'ELISA (enzyme-linked immunosorebent assay).....26
III.7.3.3 Immunochromatographie.....27
III.7.4 Diagnostic moléculaire (PCR).....27
III.7.5 Diagnostic différentiel.....27

III.8 Traitement.....28

III.9 Prophylaxie 29

III.10 Risque zoonotique 30

I. OBJECTIF 32

II. DESCRIPTION DE LA REGION D'ALGER : 32

III. DÉROULEMENT DE L'ÉTUDE 33

III.1 Récolte des échantillons 33

III.2 Au niveau du laboratoire de parasitologie 34

III.2.1 Examen microscopique a l'état frais 34

III.2.1.1 Matériel 34

III.2.1.2 Méthode 35

III.2.2 Test rapide Speed giardia de Virbac 36

III.2.2.1 Principe 36

III.2.2.2 Matériel utilisé pour le test rapide 36

III.2.2.3 Méthode 37

III.2.2.4 Lecture 38

III.2.3 La méthode de Richie (formol-éther) 38

III.2.3.1 Matériel 39

III.2.3.2 Méthode 41

III.2.3.2.1 Avantages 42

III.2.3.2.2 Inconvénients 42

III.3 Analyses statistiques 45

III.4 Résultats et disscussion 46

III.4.1 Résultats 46

III.4.1.1 Le test rapide 46

III.4.1.2 La technique de Richie 46

III.4.1.3 Résultats de la prévalence de *Giardia duodenalis* chez les chats et les chiens 47

III.4.1.4 Résultats de la prévalence de *Giardia duodenalis* chez les chats et les chiens selon l'origine de prélèvement et le lieu de vie de l'animal 48

III.4.1.5 Résultats de la prévalence de *Giardia duodenalis* chez les chats et les chiens en fonction de l'âge 48
V.1.3.1 Résultats de la prévalence de Giardia duodenalis chez les chats et les chiens en…… .....……49
III.4.1.6 Résultats de la prévalence de *Giardia duodenalis* chez les chats et les chiens en fonction du statut clinique de l'animal.....50
III.4.1.7 Résultats de la prévalence de *Giardia duodenalis* chez les chats et les chiens en fonction de la consistance des matières fécales.....52
III.4.1.8 Résultats de la prévalence de *Giardia duodenalis* chez les chats en fonction de leur statut de vermifugation.....52
III.4.1.9 Résultats de la prévalence de *Giardia duodenalis* chez les chats et les chiens en fonction de la saison 53
III.4.2 Discussion.....54
III.4.2.1 Prévalence globale.....54
III.4.2.2 Prévalence de *Giardia duodenalis* chez les chats et les chiens selon l'origine de prélèvement et le lieu de vie de l'animal 54
III.4.2.3 Prévalence selon l'âge 55
III.4.2.4 Prévalence de *Giardia duodenalis* en fonction du sexe 56
III.4.2.5 Prévalence de *Giardia duodenalis* chez les chats et les chiens en fonction du statut clinique 56
III.4.2.6 Prévalence de *Giardia duodenalis* chez les chats et les chiens en fonction de la consistance des matières fécales.....57
III.4.2.7 Prévalence de *Giardia duodenalis* chez les chats en fonction de leur statut de vermifugation 57
III.4.2.8 Prévalence selon la saison.....58

CONCLUSION 62

Liste des abréviations

ADN : Acide désoxyribonucléique

G : Giardia

µm : Micromètre

VSP : variant-specific surface proteins

% : Pourcent

°C : degré Celsius

ELISA : Enzymes-linked immunosobent assay

IFA : Indirect Fluorescent Antibody

PCR : Polymérase chain reaction

IgG : Immunoglobuline G

IgA : Immunoglobuline A

CD4+ : cluster of differentiation 4

CD8+ : cluster of differentiation 8

GSA 65 : Giardia lamblia-specific antigen

β : Bêta

PIF : péritonite infectieuse féline

FDA : US food and drug administration

Mg : milligramme

Kg : kilogramme

UE : Union européen

ESCCAP : « European Scientific Counsel Companion Animal Parasites »

Γ : Gamma

NaCl : Chlorure de sodium

(+) : Positif

(-) : Négatif

GR : Grossissement

kDa : kilodalton

Liste des tableaux

Partie bibliographique

Tableau 01: Taxonomie du genre Giardia ……6

Tableau 02 : les espèces de giardia ……..6

Tableau 03: Différents assemblages génétiques de *Giardia duodenalis*……..**7**

Partie expérimentale

Tableau 04: Résultats de la prévalence de *Giardia duodenalis* chez les chats et les chiens selon la source de prélèvement et le lieu de vie de l'animal……48

Tableau 05 : Variation de la prévalence de Giardia duodenalis en fonction de l'âge chez les chats et les chiens……..…49

Tableau 06 : Variation de la prévalence de *Giardia duodenalis* en fonction du sexe…….50

Tableau 07: La prévalence de *Giardia duodenalis* selon le statu clinique chez les chats…...51

Tableau 08: La prévalence de *Giardia duodenalis* selon le statu clinique chez les chiens……...51-52

Tableau 09: Variation de la prévalence de *Giardia duodenalis* en fonction de la consistance des matières fécales……....53

Tableau10: La prévalence de *Giardia duodenalis* chez les chats en fonction de leur statut de vermifugation……..53

Tableau 11 : Variation de la prévalence de *Giardia duodenalis* en fonction de la saison….54

Liste des figures

Partie bibliographique

Figure 01 : Giardia, forme trophozoïte……4

Figure 02: Trophozoïtes de giardia colorés au Giemsa GRx……4

Figure 03: Giardia, forme kystique……5

Figure 04: Kystes de *Giardia duodenalis.* Barre d'échelle 20 µm…….5

Figure 05: Cycle évolutif de *Giardia intestinalis*……..10

Figure 06: Tractus digestif du chat……14

Figure 07: L'appareil digestif du chien……..17

Figure 08: Pathogénie de *Giardia duodenalis*……..22

Figure 09 : Coproscopie par sédimentation…….24

Figure 10: Coproscopie par flottation…….....25

Partie expérimentale

Figure 11 : Répartition géographique de la Wilaya d'ALGER……..33

Figure 12: Matériel utilisé pour l'examen à l'état frais (photos personnelles) ……34

Figure13 : étapes de l'observation à l'état frais (photos personnelles)..……..35

Figure 14: Kit Speed Giardia du labo Virbac (photos personnelles)…….36

Figure 15 : Utilisation du Kit Speed Giardia de Virbac (photos personnelles)……..38

Figure 16 : appareils utilisés (photos personnelles)……..39

Figure 17 : matériels utilisés au laboratoire (photos personnelles)…….40

Figure 18: solutions et réactifs utilisés (photos personnelles)……41

Figure19 : Les étapes de la technique de Ritchie(photos personnelles)……45

Figure 20 : Lecture de résultats de speed Giardia (photos personnelles)……46

Figure21 : kystes de *Giarrdia.duodenalis* GRX40 (photos personnelles)…….……46

Figure22 : kyste de *Giarrdia.duodenalis* GRX100 (photos personnelles)…….47

Figure 23: prévalence globale de *Giardia duoodenalis* chez les chiens et les chats ……..47

Figure 24 : Variation de la prévalence de *Giardia duodenalis* en fonction du sexe……...50

Figure 25: prévalence de *Giardia duodenalis* chez les chats en fonction de leur statut de vermifugation……..53

INTRODUCTION

La giardiose est une maladie parasitaire causée par un protozoaire flagellé **(ADAM, 2001; UITERWIJK *et al.*, 2019)**. *Giardia duodenalis* (également connu sous le nom de *G.intestinalis*) est le parasite intestinal le plus courant chez les chiens et les chats domestiques **(PALMER *et al.*, 2008)**. Ce parasite se transmet sous forme de kyste soit directement par contact avec les excréments, soit indirectement par l'eau ou les aliments contaminés **(LUJAN, 2006).**

Chez les chiens et les chats, la giardiose peut présenter une variété de signes cliniques, allant de l'absence de symptômes à des maladies gastro-intestinales graves **(OLSON *et al.*, 2000).** *Giardia duodenalis* parasite l'intestin grêle et perturbe la digestion **(MRAVCOVA et al., 2019).** Des facteurs tels que l'état du système immunitaire, l'âge de l'animal et la présence de maladies gastro-intestinales concomitantes peuvent également influencer la manifestation de la maladie **(UITERWIJK *et al.*, 2020 ; MRAVCOVA *et al.*, 2019).**

La présence de *G.duodenalis* dépend de variables telles que la zone géographique, les conditions sanitaires et le nombre d'animaux partageant le même espace. Les études épidémiologiques nous permettent de comprendre l'importance de la giardiose dans différentes régions du monde, en caractérisant la présence des assemblages zoonotiques et non zoonotiques ainsi que le risque pour les personnes vivant avec des animaux de compagnie, en particulier les chats **(VEYNA-SALAZAR *et al.*, 2023).**

Des études moléculaires ont montré que *G.duodenalis* comprend huit génotypes distincts, également appelés assemblages, identifiés par les lettres alphabétiques de A à H **(RYAN et CACCIO, 2013**). Les assemblages C et D sont spécifiques aux chiens. Les assemblages A et B sont les plus fréquemment retrouvés chez les humains, mais ils peuvent également infecter d'autres animaux et sont considérés comme potentiellement zoonotiques **(UITERWIJK *et al.*, 2020 ; CAI *et al.*, 2021).**

Aucune donnée sur la prévalence de ce parasite chez les animaux de compagnie n'a été publiée à ce jour en Algérie **(THOMAS *et al.*, 2024).**

Dans le cadre de ce projet de fin d'études, notre objectif est d'évaluer la prévalence de *Giardia duodenalis* chez les chiens et les chats dans la région d'Alger. Cette étude se justifie par la nécessité de mieux comprendre la distribution de ce parasite, ainsi que ses implications pour la santé des carnivores domestiques. Nous utiliserons des méthodes du diagnostic

conventionnelles telles que la microscopie et la technique de Ritchie et un test immunochromatographique de Virbac ‘Speed Giardia Test’ pour détecter la présence du parasite dans les échantillons fécaux collectés d’animaux. Notre approche comprendra une revue bibliographique sur *Giardia duodenalis* et la giardiose chez les carnivores domestiques, suivie d'une étude expérimentale visant à identifier les facteurs de risque associés à l'infection, tels que l'âge, le sexe, la saison, le statu de vermifugation et les conditions de vie des animaux. Les résultats attendus contribueront à orienter le développement de stratégies de prévention et de contrôle adaptées, visant à améliorer la santé des animaux domestiques en Algérie.

PREMIERE PARTIE: PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

Chapitre I : Etude de parasite

I.1 Historique

Giardia duodenalis a été initialement décrit par van Leeuwenhoek en 1681 alors qu'il examinait ses propres selles diarrhéiques sous le microscope

- En 1859 : L'organisme a été décrit plus en détail par Lambl, qui pensait que l'organisme appartenait au genre *Cercomonas* et l'a nommé *Cercomonas intestinalis.* Par la suite, certains ont nommé le genre d'après lui tandis que d'autres ont nommé l'espèce de la forme humaine d'après lui (c'est-à-dire *G.lamblia*).
- En 1879, Grassi a nommé un organisme de rongeur désormais connu comme une espèce de Giardia, *Dimorphus muris,* apparemment sans connaissance de la description antérieure de Lambl.
- En 1882 et 1883, Kunstler a décrit un organisme chez les têtards qu'il a nommé *Giardia,* c'est la première fois que *Giardia* a été utilisé comme nom de genre
- En 1888 : Blanchard a suggéré le nom *Lamblia intestinalis.*
- En 1902 : Stiles a changé le nom en *G.duodenalis*.
- En 1915 : Kofoid et Christiansen ont proposé les noms *G.lamblia* et *G.enterica* en 1920. Il y a eu continuellement des controverses sur le nombre d'espèces de Giardia pendant de nombreuses années, certains chercheurs suggérant des noms d'espèces sur la base de l'hôte d'origine et d'autres se concentrant sur la morphologie. Par exemple, plus de 40 noms d'espèces avaient été proposés sur la base de l'hôte d'origine. Simon, quant à lui, a utilisé des critères morphologiques pour distinguer entre G. lamblia et G. muris et a accepté le nom *G.lamblia* pour la forme humaine.
- En 1952 : Filice a publié une description morphologique détaillée de Giardia et a proposé que trois noms d'espèces soient utilisés sur la base de la morphologie du corps médian : *G.duodenalis*, *G.muris* et *G.agilis*.
- En 1932 : Dobell considère le tractus gastro-intestinal comme le lieu de multiplication de Giardia.
- En 1955 à 1956 : La communauté médicale commence à admettre que Giardia est une cause de troubles diarrhéiques.
- 1960-1980 : Epidémies d'origine hydrique reportées en Europe et aux États-Unis.
- 1987 : Une nouvelle espèce & été décrite : *G.psittaci* par ERLANDSEN et BEMRICK
- 1988 : Description de l'espèce *G.microtti* par Feely.

- 1990 : description de l'espèce *G.ardeae* par Erlandsen et al.

D'après **(ERLANDSEN et BEMRICK, 1987; FEELY, 1988 ERLANDSEN *et al.*, 1990 ; ROSE et SLIFKA, 1999 GARDNER et HILL, 2001; ADAM, 2001).**

I.2 Morphologie

Giardia lamblia, le parasite responsable de la giardiose présente deux formes morphologiques : le trophozoïte et le kyste **(LEUNG *et al.*, 2019).**

I.2.1 Forme végétative (trophozoïte)

Les trophozoïtes ont une forme de goutte d'eau, sont symétriques bilatéralement et aplatis dorso-ventralement, mesurant environ 15 µm de long, 10µm de large et 3µm d'épaisseur. Parmi les organites pouvant être visibles en microscopie optique, en particulier dans des préparations colorées, on trouve quatre paires de flagelles ; deux noyaux situés dans le tiers antérieur du trophozoïte ; les axonèmes, des flagelles récurrents passant longitudinalement à travers la ligne médiane du trophozoïte ; et des corps médians, des agrégats denses de microtubules et protéines contractiles situées transversalement dans le tiers postérieur du trophozoïte (Figure 1). La fonction des corps médians est inconnue. Une structure apparemment propre au genre est un grand disque ventral qui sert à ancrer fermement les trophozoïtes aux surfaces **(KIRKPATRICK, 1987).**

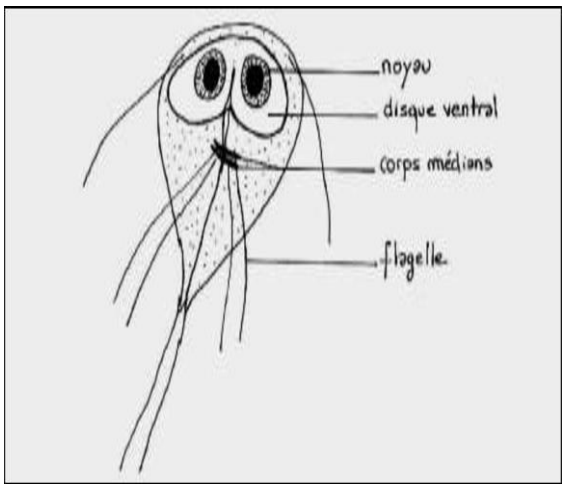


Figure 01 : Giardia, forme trophozoïte **(BARON, 1996).**

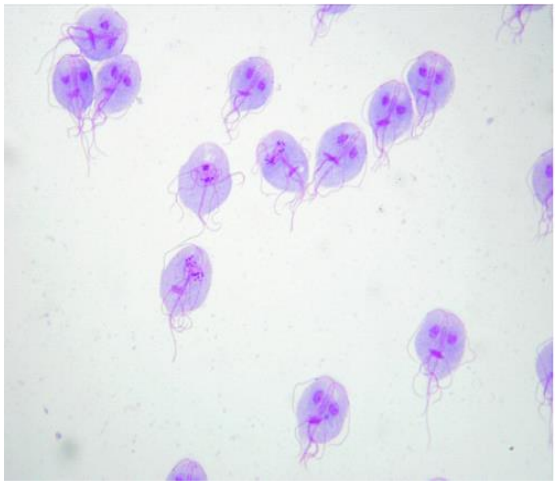


Figure 02: Trophozoïtes de giardia colorés au Giemsa GRx100 **(LIPOLDOVA, 2014).**

I.2.2 Forme kystique

Les kystes de *Giardia* ont une forme ellipsoïdale, avec des dimensions d'environ 10 µm de long sur 7 µm de large. Ils sont enveloppés d'une paroi lisse et fine, mesurant de 0,3 à 0,5 µm, renfermant deux trophozoïtes partiellement séparés et formés. Les organites cytoplasmiques

remarquables comprennent entre deux et quatre noyaux, des axonèmes, ainsi que des fragments en forme de croissant du disque ventral **(KIRKPATRICK, 1987).**

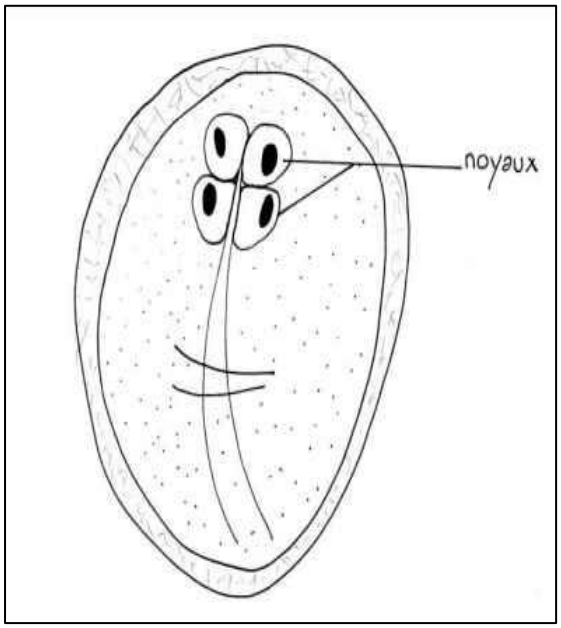


Figure 03: Giardia, forme kystique **(BARON, 1996).**

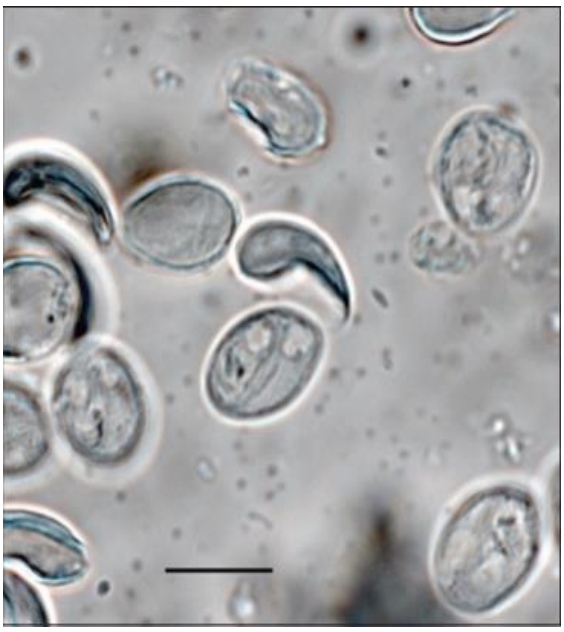


Figure 04: Kystes de *Giardia duodenalis*. Barre d'échelle 20 µm **(KURNOSOVA *et al.*, 2024).**

I.3 Taxonomie

Giardia, un micro-organisme eucaryote faisant partie au règne des protozoaires flagellés, est généralement désigné par le terme "protozoaire", bien que les règnes Archezoa (qui incluent les micro-organismes sans mitochondries) et protistes ont été récemment proposés, toutefois le terme protozoaire est préférentiellement utilisé pour qualifier Giardia **(ADAM, 2000 ; ADAM, 2001).**

Dans la classification basée sur sa morphologie, Giardia appartient à l'embranchement Sarcomastigophora, au sous-embranchement Mastigophara (ou Flagellés), à la classe Zoamastigophorea (ou Zooflagellés), à l'ordre Diplomonadida et à la famille Hexamitidae (six à huit flagelles, deux noyaux, symétrie bilatérale et parfois axostyles, corps médians) **(THOMPSON, 2000 ; ADAM, 2001).**

Tableau 01: Taxonomie du genre *Giardia* **(THOMPSON, 2000).**

Règne	Protistes
Sous/Règne	Protozoa
Embranchement	Sarcomastigophora

Sous/Embranchement	Mastigophora
Classe	Zoomastigophora
Ordre	Diplomonadida
Famille	Hexamitidae
Genre	Giardia
Espèce	*Giardia Lamblia*

I.4 Espèces et assemblages du parasite

Les espèces de *Giardia* sont actuellement classées en six espèces, qui sont distinguées en fonction de leur morphologie et de leurs hôtes : *Giardia agilis* (amphibiens), *G. lamblia* (mammifères), *Giardia muris* (rongeurs), *Giardia psittaci* et *Giardia ardeae* (tous deux principalement chez les oiseaux) **(GUTIERREZ, 2017).**

Tableau 02 : les espèces de giardia **(GUTIERREZ, 2017).**

Espèces	Hôtes	Morphologie
G. agilis	Amphibiens	Plus long et plus mince que *G.lamblia*, avec un corps médian en forme de goutte d'eau
G. ardeae	hérons et d'autres oiseaux.	similaire à *G.lamblia*
G.lamblia	les mammifères, y compris les humains, les chiens et certaines espèces sauvages	présente une forme en goutte d'eau avec des corps médians en forme de griffe
G. microti	les rongeurs, les campagnols et les rats musqués	similaire à *G.lamblia*
G. muris	les rongeurs	plus court et plus rond que *G.lamblia* avec un petit corps médian arrondi
G. psittaci	les oiseaux psittacidés	similaire à *G.lamblia*

Par la suite, des études de génotypage ont confirmé que les espèces de Giardia pouvaient être classées en huit groupes génétiques (A–H) **(GUTIERREZ, 2017)** qui présentent une similarité morphologique mais qui présentent des différences génétiques cohérentes **(MALONEY *et al.*, 2020).**

Parmi les huit assemblages, deux assemblages (A et B) se retrouvent à la fois chez les humains et les animaux, notamment les chiens, les chats, le bétail et les animaux sauvages, Les isolats du génotype A ont été divisés en deux groupes (AI et AII). Des données récentes suggèrent que le AI est principalement trouvé chez les animaux et devrait être considéré comme zoonotique, et le AII est principalement observé chez les humains. Tandis que les six autres assemblages (C à H) se retrouvent presque exclusivement chez les hôtes non humains tels que les castors, les chats, les chiens et le bétail. Il est généralement admis que seuls les deux assemblages A et B sont pathogènes chez les humains. Cependant, un rapport récent a décrit des infections humaines avec l'assemblage E **(LEUNG *et al* ., 2019 ; ADAM, 2021).**

Tableau 03: Différents assemblages génétiques de *Giardia duodenalis* **(FENG et XIAO, 2011).**

Assemblages	Nom proposé	Hôtes
A	*G.duodenalis* sensu stricto	Homme, primates non humains, ruminants domestiques et sauvages, cochons, chevaux, canidés domestiques et sauvages, chats, furets, rongeurs, marsupiaux, autres mammifères
B	*G.enterica*	Homme, primates non humain, chiens, bétail, chevaux, lapins, rats, castors
C D	*G.canis*	Canidés domestiques et sauvages
E	*G.cati*	Chats
F	*G.bovis*	Bétail et autres ongulés
G	*G.simondi*	Souris et rats
H	/	Phoques

I.5 Biologie

I.5.1 Nutrition et métabolisme

Les trophozoïtes se nourrit du contenu digestif via la pinocytose, se fixent à la muqueuse par le disque adhésif, la présence importante de ces parasites perturbe ainsi la capacité d'absorption du tube digestif **(THOMSON *et al.*, 1993).** Ils se multiplient rapidement dans l'environnement anaérobie des intestins mammifère. Ils cessent leur croissance en présence de conditions aérobies **(MÜLLER *et al.*, 2012).**

Les trophozoïtes de *Giardia lamblia* se nourrissent des nutriments fournis par l'hôte, étant donné qu'ils manquent de plusieurs organites présents chez la plupart des eucaryotes. Ils ne possèdent pas de voie de synthèse endogène des acides gras, donc ils obtiennent les lipides de l'hôte, tout comme la plupart des acides aminés. Leur métabolisme est strictement anaérobie, utilisant la glycolyse anaérobie lors de l'utilisation de sucres pour la production d'énergie. En outre, les purines et les pyrimidines sont également obtenues de l'hôte grâce à des voies de récupération **(ADAM, 2014).**

I.5.2 Reproduction du parasite

La reproduction sexuée ne semble pas se produire. Au lieu de cela, la multiplication se fait par division binaire, où un seul trophozoïte se divise en deux cellules filles identiques. **(KIRKPATRICK, 1987).**

Les multiplications peuvent être très active et le nombre de parasites obtenus très important si les conditions environnementales sont favorables (absence de réponse immunitaire de l'hôte, perturbation de la flore intestinale, association avec d'autres parasites) **(BOURDIOSEAU, 1993).**

I.5.3 Moyens de défense

I.5.3.1 Les VSP (variant-specific surface proteins)

Les protéines de surface à expression variable (VSP) sont des molécules dont la masse moléculaire varie entre 30 et 200 kDa, formant un revêtement à la surface des trophozoïtes **(NASH, 1992).** Environ 150 gènes codent pour ces protéines. L'expression simultanée de plusieurs VSP sur un même individu est extrêmement rare. Habituellement, une seule VSP est exprimée par parasite (ADAM, 2000). Toutefois, durant le phénomène de "switch" protéique, où la transformation des protéines se produit, deux VSP distinctes peuvent être observées simultanément. À ce stade, le même trophozoïte exprime à la fois la VSP initiale et commence à exprimer la nouvelle VSP émergente **(NASH *et al*., 2001).**

Elles jouent un rôle multifonctionnel. Premièrement, elles forment une barrière protectrice contre les attaques enzymatiques **(THOMPSON *et al*., 1993).** Elles permettent également au parasite de résister à divers mécanismes cytotoxiques de l'hôte. Principalement, l'expression variable de ces protéines engendre une multitude d'antigènes à la surface du protozoaire, facilitant ainsi sa survie dans divers hôtes, même de différentes espèces. En outre, cette variabilité antigénique conduit à l'émergence de populations de parasites de plus en plus pathogènes, ce qui contribue à la fois au maintien d'une infection chronique existante et à la

colonisation de nouveaux individus **(SINGER *et al.*, 2000).** Toutefois, contrairement à de nombreux autres parasites, la variation des antigènes de surface chez ce protozoaire ne semble pas être un mécanisme d'évasion de la réponse immunitaire de l'hôte **(FAUBERT, 1996).**

I.5.3.2 Métabolisme

Giardia est un protozoaire anaérobie dont la survie est compromise dans un environnement riche en dioxygène ou en certains métabolites tels que le peroxyde d'hydrogène (H_2O_2), ces conditions devenant létales pour le parasite **(LLYOD *et al.*,2000).** Des protéines spécifiques, notamment les cystéines, ont été identifiées chez giardia et semblent jouer un rôle protecteur contre les effets nocifs de l'oxygène. En outre, l'équipement enzymatique de giardia est adapté à son métabolisme anaérobie, caractérisé par une activité oxydase élevée et une activité peroxydase réduite **(TEKWANI et MEHLOTRA, 1999).** De plus, ce parasite possède la capacité de neutraliser les enzymes pancréatiques, ce qui semble le protéger contre le processus digestif de l'hôte **(LEJEUNE, 1997).**

I.6 Cycle évolutif du parasite

Giardia lamblia est un protozoaire flagellé dont le cycle évolutif est direct et comprend deux stades un stade végétatif sous forme de trophozoïte et un stage infectieux sous forme de kystes. **(ADAM, 2001).**

L'infection se produit lorsque des kystes sont ingérés et se transforment en trophozoïtes lors de l'excystation dans le duodénum proximal après avoir été exposés à l'environnement acide de l'estomac. Les trophozoïtes se multiplient par division binaire dans l'intestin grêle, ce qui entraîne l'apparition de symptômes **(LALLE, 2010).** Tandis que d'autres s'enkystent et sont évacués dans les selles, achevant ainsi le cycle de vie **(GILLIN *et al.*, 1987).**

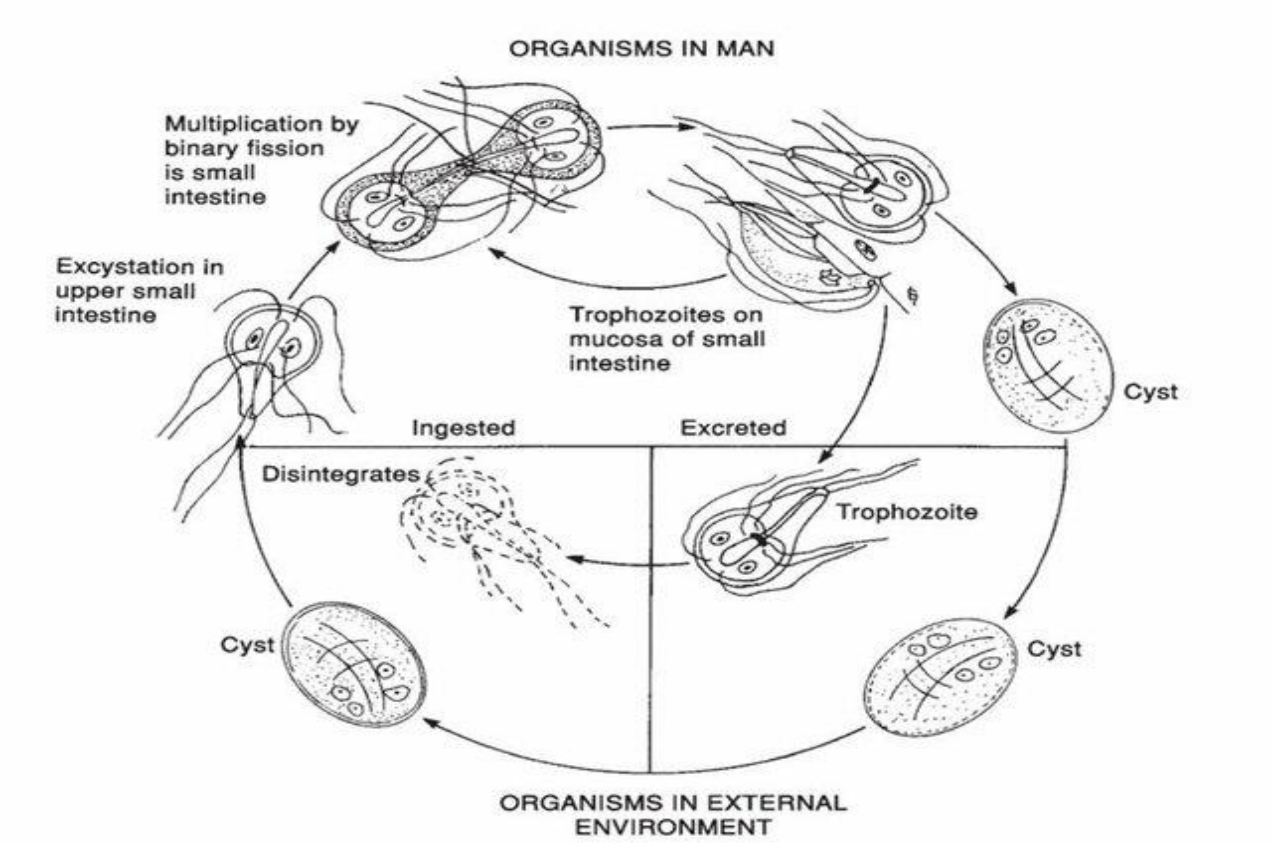


Figure 05: Cycle évolutif de *Giardia intestinalis* **(SMITH et PAGET, 2007).**

I.7 Résistance

Le parasite *Giardia* survit dans l'environnement pendant de longues périodes, grâce à sa haute résistance aux facteurs environnementaux. Les kystes de *Giardia* sont capables de survivre plusieurs semaines dans l'eau froide en dehors de l'hôte. Leur paroi épaisse à base d'hyaline les protège contre des conditions telles que l'environnement alcalin de l'intestin grêle, la chloration de l'eau, les altitudes élevées et les températures extrêmes comme l'eau bouillante. De plus, cette protection solide leur permet de survivre dans l'eau jusqu'à 3 mois **(ANKARKLEV *et al.*, 2010).**

Les kystes restent infectieux pendant plusieurs mois dans des environnements frais et humides, où ils se multiplient rapidement. Dans le sol, leur pouvoir infectieux diminue seulement de 11 % après 49 jours à 4 °C, mais ils deviennent non infectieux après 7 jours à 25 °C. Dans l'eau du robinet, les kystes de Giardia conservent leur capacité infectieuse pendant 56 jours à des températures comprises entre 0 °C et 4 °C, et pendant 14 jours à des températures entre 20 °C et 28 °C. Des résultats similaires sont observés dans l'eau des lacs, où les kystes restent infectieux pendant 56 jours à des températures de 0 °C à 4 °C ou de 6 °C à 7 °C, et pendant 28 jours à des températures de 17 °C à 20 °C. La survie est encore plus longue dans l'eau des

rivières, avec une durée de survie de 84 jours à des températures de 0 °C à 4 °C, et de 28 jours à des températures de 20 °C à 28 °C. Dans de l'eau de mer, les kystes de Giardia peuvent survivre pendant plus de 65 jours à 4 °C **(FENG et XIAO, 2011).**

Les désinfectants à base d'ammonium quaternaire sont efficaces contre les kystes de Giardia, contrairement à l'eau de javel, leur utilisation peut détruire les kystes en 1 minute à température ambiante et à des concentrations recommandés **(BARR *et al*.,1998).**

Les trophozoïtes quant à eux sont rapidement détruits dans le milieu extérieur **(BAROUDI *et al*., 2017).**

II. Chapitre II: Généralités sur les carnivores domestiques

II.1 Le chat

II.1.1 Mode de vie de chat

Les chats domestiques sont des animaux de compagnie courants, mais ils n'habitent pas tous dans des foyers humains. De nombreux individus sont hébergés dans des refuges ou vivent en liberté **(MCDONALD *et al.*, 2023).**

Les chats libres, ou chats errants, mènent une vie libre et passent la majeure partie de leur temps en extérieur. Ils peuvent être commensaux des humains mais ont également la capacité de se nourrir de leur chasse. Ils sont familiarisés à l'humain et cohabitent facilement avec lui. Ce sont parfois des chats qui ont grandi dans un foyer mais qui sont retournés à la vie « sauvage », soit parce qu'ils ont été abandonnés, soit parce qu'ils sont partis d'eux-mêmes. Ils peuvent d'ailleurs être rattachés à un ou plusieurs foyers. Les chats de maison (« house cats ») aujourd'hui communément appelés chats compagnons (« companion cats », ou « pet cats »), vivent en relation étroite avec les humains, au sein de leurs foyers. Leur dépendance à l'humain peut être plus ou moins grande. Certains d'entre eux vivent en milieu clos toute leur vie et dépendent totalement de l'humain pour se nourrir, d'autres peuvent sortir et complètent parfois l'apport de nourriture humaine par leur chasse **(DE MOUZON, 2022).**

Les chats domestiques (Felis catus, ci-après « chats ») sont l'un des mammifères les plus largement répartis sur Terre, avec environ 370 millions vivant comme animaux de compagnie dans le monde entier. Ils vivent aux côtés des humains dans de petites populations rurales et dans de grandes villes où ils peuvent atteindre des densités allant jusqu'à 2500 chats par km². Avec l'expansion constante des distributions de chats parallèlement à la croissance de la population humaine **(DUNFORD, 2024).**

II.1.2 Alimentation

Les chats ont un régime alimentaire bien spécifique en raison de leur statut de carnivores obligatoires. Leur besoin en protéines animales de qualité supérieure est crucial pour maintenir leur santé. La taurine, par exemple, joue un rôle vital dans leur santé cardiaque et visuelle. De plus, les chats ont besoin d'une gamme de vitamines, telles que A, D, E, K, B-complexe et C, ainsi que de minéraux comme le calcium, le phosphore, le sélénium et le sodium pour rester en bonne santé **(KINDERSLEY ,2014).**

L'alimentation du chat doit être adaptée à ses besoins énergétiques, qui varient en fonction de son état physiologique, de son activité et de son âge. Un chat adulte sain a besoin d'une alimentation composée d'environ 30% de protéines d'origine animale ou végétale, des aliments énergétiques tels que des glucides et des lipides, des fibres, des vitamines et des minéraux. Il est recommandé de privilégier les aliments industriels qui couvrent les besoins nutritionnels du chat de manière scrupuleuse, mais les rations ménagères peuvent également être envisagées avec un équilibre minutieux. En période de gestation ou de lactation, les besoins énergétiques du chat augmentent significativement **(COURTIN-DONAS, 2010).**

II.1.3 Particularités anatomique du tube digestif

L'appareil digestif du chat est un tube d'environ 2 mètres de long (1,72 mètres en moyenne pour l'intestin grêle et 0,35 mètres en moyenne pour le gros intestin**) (AKERS et DENBOW, 2013)**.situé en majorité dans la cavité abdominale.Il est constitué d'une série d'organes liés les uns aux autres par un continuum anatomique mais également fonctionnel, celui de la digestion et de l'absorption des nutriments et de l'eau.

Il comprend tous les segments ininterrompus situés entre la cavité buccale et le canal anal :

- L'œsophage
- L'estomac
- L'intestin grêle (successivement duodénum, jéjunum et iléon)
- Le gros intestin (successivement caecum, côlon ascendant, côlon transverse, côlon descendant etrectum)

Associés à ces segments, on retrouve des organes digestifs annexes constitués par les glandes salivaires, lepancréas, le foie et la vésicule biliaire, sans qui la digestion ne pourrait être achevée.

Une particularité anatomique du chat est l'abouchement commun du canal pancréatique et du canal cholédoque au niveau du duodénum proximal. Cette situation anatomique semble jouer un rôle dans certains phénomènes pathologiques impliquant l'intestin grêle, le pancréas et le foie (triade du chat) **(FORAMEN *et al* ., 2021).**

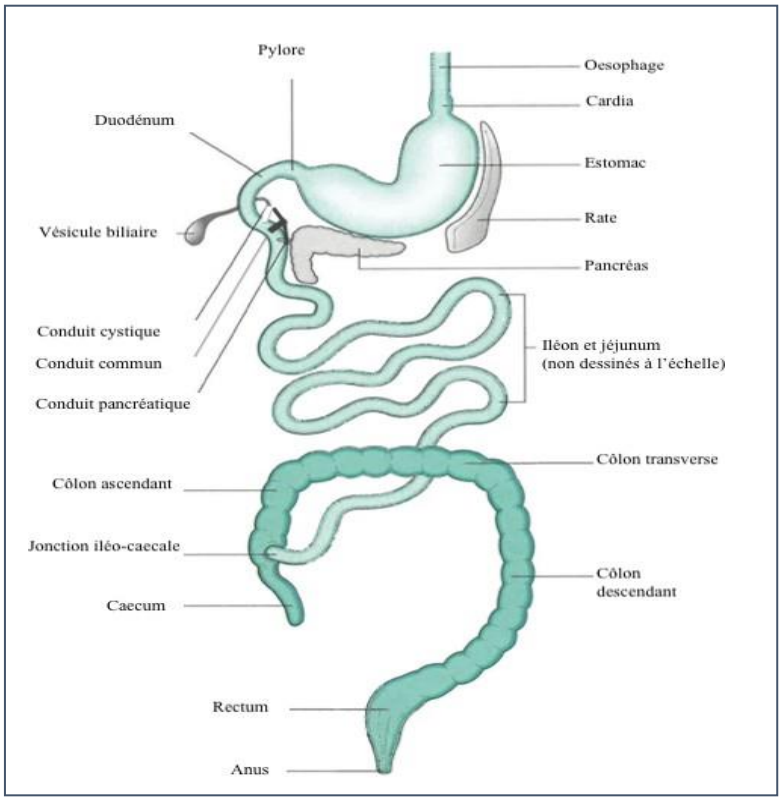


Figure 06: Tractus digestif du chat **(ASPINALL, 2020).**

II.2 Le chien

II.2.1 Mode de vie

Le chien domestique, qu'il soit considéré comme un membre de la famille ou qu'il vive comme un chien errant, partage étroitement l'environnement de ses propriétaires et est exposé aux mêmes facteurs environnementaux **(HERNANDEZ *et al.*, 2022).**

Les chiens sont des animaux domestiques qui vivent dans une grande variété de modes et de lieux de vie. Ils peuvent être des animaux de compagnie vivant dans des maisons ou des appartements avec des humains, des chiens de travail dans des fermes ou des entreprises, des chiens de chasse dans des zones rurales, des chiens de sauvetage dans des zones urbaines ou des chiens de garde dans des propriétés privées. Les chiens peuvent également vivre dans des refuges pour animaux ou des installations de soins pour animaux. La diversité des modes et des lieux de vie des chiens reflète leur longue histoire de domestication et leur capacité à s'adapter

à une grande variété de rôles et d'environnement **(BRADSHAW *et al.*, 2017 ; NICHIPORUK et RADZIKHOVSKYI, 2022).**

C'est un animal domestique polyvalent largement utilisé dans divers domaines : du traîneau à la chasse, en passant par la gestion des troupeaux et la recherche de victimes en situations d'urgence. De plus, après une formation spécialisée, certains chiens deviennent des compagnons indispensables pour les personnes handicapées. En outre, leur présence dans les établissements de convalescence et les hôpitaux pour enfants offre un soutien émotionnel précieux aux patients. Ce large éventail de rôles démontre l'adaptabilité et la valeur continue du chien dans la société moderne, en répondant à une variété de besoins humains, allant des tâches physiques exigeantes aux interactions émotionnelles bénéfiques **(BRADSHAW *et al.*, 2017 ; KHANUM, 2017).**

II.2.2 Alimentation

La nutrition est probablement l'un des principaux facteurs affectant la santé et le bien-être général d'un chien. Sa croissance, son développement, son humeur et sa mobilité dépendent directement de ce que nous nourrissons notre animal de compagnie. Il est extrêmement nécessaire d'avoir une alimentation complète, qui implique de garantir le rapport entre l'énergie, les nutriments et les substances biologiquement actives : protéines, lipides, glucides, vitamines et minéraux. Les principes suivants d'une alimentation correcte et raisonnable des chiens peuvent être distingués : satisfaire les besoins des organismes animaux avec le volume requis et l'énergie des aliments ; tous les nutriments ; une bonne appétence des aliments, une technique et un mode d'alimentation ; la disponibilité des nutriments pour la digestion et la composition chimique de l'aliment et sa sécurité. Les principes de l'alimentation et de la nutrition des chiens continuent de se développer de manière intensive **(SEMCHUK et NAUMYK, 2023).**

En effet, bien que les chiens soient classés dans la catégorie des carnivores, ils ont évolué pour avoir une capacité omnivore, ce qui leur permet de digérer et de tirer des bénéfices nutritionnels d'une variété d'aliments, incluant les céréales et les légumes, en plus de la viande **(DENNIS, 2013).**

Les chiens ont des besoins nutritionnels spécifiques, comprenant des macronutriments essentiels comme les protéines, les graisses et les glucides, ainsi que des micronutriments et de l'eau. Les protéines, provenant de sources de haute qualité telles que la viande et les œufs, sont cruciales pour la croissance, la réparation des tissus et le système immunitaire. Les graisses fournissent une énergie concentrée, facilitent l'absorption de certaines vitamines et sont importantes pour la santé de la peau et du pelage. Bien que les glucides ne soient pas essentiels,

ils offrent une source d'énergie rapide et des fibres pour la digestion. Les vitamines et minéraux sont nécessaires pour des fonctions corporelles vitales comme le métabolisme et la santé osseuse. L'eau est primordiale pour prévenir la déshydratation et maintenir la santé générale. Les besoins nutritionnels varient selon l'âge, l'activité et l'état physiologique du chien : les chiots nécessitent une alimentation riche en protéines, calcium et phosphore, les chiens adultes actifs ont besoin de plus de protéines et de graisses, les chiennes en gestation ou en lactation requièrent davantage d'énergie et de nutriments, tandis que les chiens âgés profitent d'une alimentation facile à digérer, faible en calories mais riche en composants bénéfiques pour les articulations. Une consultation vétérinaire est recommandée pour ajuster l'alimentation à chaque chien **(DENNIS, 2013).**

II.2.3 Particularités anatomiques du tube digestif du chien

Le système digestif du chien est composé d'un tube digestif, d'organes annexes non-glandulaires (dents, langue) et d'organes annexes glandulaires (glandes salivaires, foie, pancréas, glandes anales). Le tractus digestif est un ensemble d'organes cavitaires dans lequel circulent les aliments ingérés et où a lieu la digestion de ces aliments. Il se compose de la cavité buccale, du pharynx, de l'œsophage, de l'estomac, du duodénum, du jéjunum, de l'iléon, du caecum, du côlon, du rectum et enfin de l'anus **(HERBRETEAU, 2023).**

Les particularités anatomiques du tube digestif du chien reflètent son régime alimentaire principalement carnivore, bien qu'il soit capable de consommer et de digérer une variété d'aliments. Voici un aperçu de ces caractéristiques spécifiques, adaptées à la digestion et à l'absorption des nutriments, ainsi qu'à la défense contre les pathogènes.

Les chiens possèdent une dentition spécialisée avec 42 dents conçues pour saisir, déchirer et broyer la viande, incluant des incisives, des canines, des prémolaires et des molaires. Contrairement aux humains, ils manquent d'amylase salivaire, donc la digestion des glucides ne commence pas dans la bouche. Leur estomac, doté d'une grande capacité et d'un pH très acide, permet une digestion efficace des protéines et élimine les bactéries nocives. L'intestin grêle, composé du duodénum et du jéjuno-iléum, joue un rôle crucial dans l'absorption des nutriments, avec une structure interne complexe incluant des villosités et des glandes spécialisées. Le gros intestin, constitué du cæcum, du côlon, du rectum et du canal anal, est adapté pour la réabsorption de l'eau et la formation des selles. Le cæcum, bien que peu développé, contient de nombreux nodules lymphatiques. Le côlon, de structure simple mais efficace, est associé à divers organes et structures. Le rectum, avec une musculeuse épaisse, et le canal anal, riche en glandes sécrétrices, complètent le système digestif, facilitant l'évacuation

des déchets tout en abritant des glandes produisant des sécrétions caractéristiques **(BUDRAS, 2007 ; DYCE, 2010).**

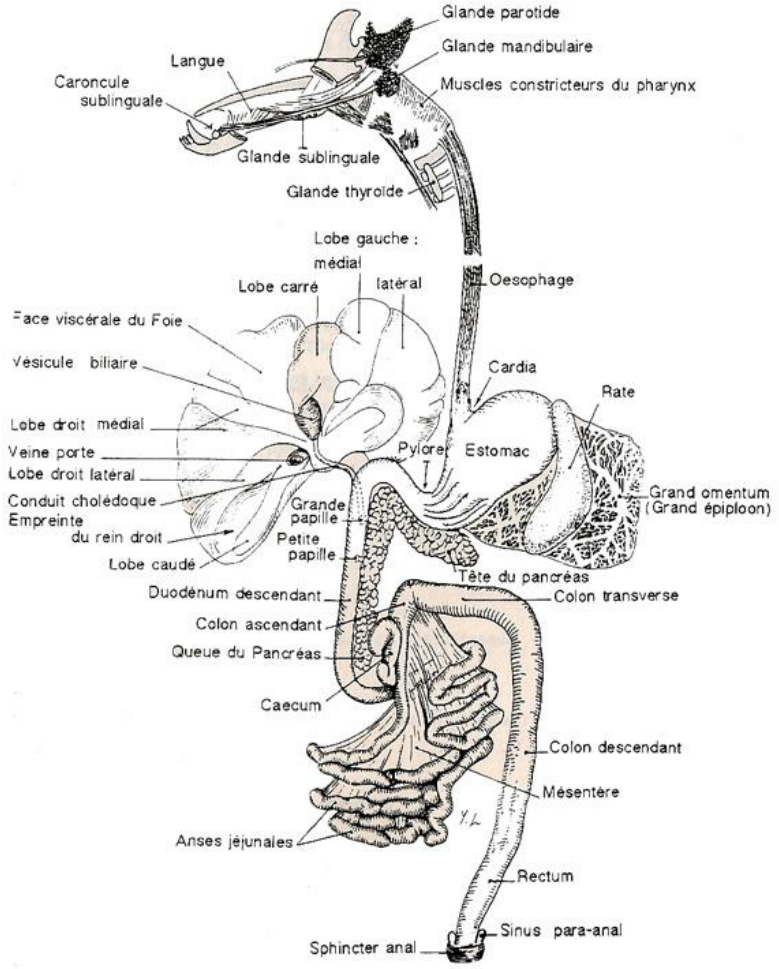


Figure 07: L'appareil digestif du chien **(QUEINNEC, 1991).**

III. Chapitre III : La giardiose chez les carnivores domestiques

III.1 Epidémiologie

III.1.1 Prévalence

Le parasite est présent dans le monde entier ; en Europe, jusqu'à 90 % des chats et des chiens sont infectés et aux États-Unis, jusqu'à 50 % selon certains rapports **(MEHLHORN, 2016).**

Giardia est l'un des agents pathogènes protozoaires les plus importants causant des maladies diarrhéiques, chez les humains et de nombreuses espèces animales à travers le monde.tant dans les pays développés que dans les pays en développement **(BOUZID *et al*., 2015).**

Chez le chien et le chat domestiques, la giardiose est la maladie parasitaire la plus fréquente **(ŠLAPETA, 2015).**

Giardia duodenalis est l'une des principales causes de diarrhée chez les humains, en particulier chez les jeunes enfants. L'analyse statistique a révélé que la prévalence globale de G. duodenalis chez les humains, les chiens et les chats était de 9,72% (10 921/112 383), 15,60% (7 510/48 140) et 14,53% (1 125/7 740), respectivement **(SUN *et al*., 2023).**

La prévalence de la giardiose chez les chiens est de 15,2% et de 12% chez les chats. Cependant, il existe une très grande hétérogénéité entre les études. La méthode de diagnostic utilisée a un impact majeur sur la prévalence rapportée, avec des études utilisant ELISA, IFA et PCR rapportant des taux de prévalence entre 2,6 et 3,7 fois supérieurs à ceux des études utilisant la microscopie. De plus, les animaux symptomatiques ont des taux de prévalence plus élevés que les animaux asymptomatiques. La giardiose est beaucoup plus répandue chez les jeunes animaux, et les chiens gardés comme animaux de compagnie sont moins susceptibles d'être positifs. La prévalence exacte de l'excrétion fécale de Giardia dépend de la méthode de diagnostic utilisée, de l'âge et de l'origine de l'animal. Enfin, la méthode diagnostique joue également un rôle dans la détermination de la prévalence, notamment selon sa sensibilité, et sa spécificité. Les méthodes basées sur l'immunologie, ou la reconnaissance du matériel génétique, fournissent un taux de prévalence plus important que les méthodes par observation microscopique **(BOUZID *et al*., 2015).**

III.1.2 Source de parasite

La giardiose, est une maladie qui touche de nombreuses espèces de mammifères, dont le chien et l'Homme, les sources sont donc potentiellement très nombreuses **(BALLWEBER *et al*.,**

2010). L'environnement joue un rôle significatif dans la propagation de *Giardia duodenalis*, en tant que source potentielle de contamination. Des études ont démontré que des conditions d'hygiène limitées favorisent la présence de kystes de Giardia dans diverses sources, telles que l'eau potable, l'eau des piscines et les aliments, y compris les fruits et légumes **(ROBERTSON *et al.*, 2011).**

III.1.3 Mode de transmission

La transmission se fait principalement par voie féco-orale, avec des risques d'infection particulièrement élevés dans des conditions d'hygiène et d'assainissement médiocres Les principales sources de transmission comprennent la consommation d'eau, d'aliments et de légumes contaminés par les kystes de *G.duodenalis*. La distribution de *G.duodenalis* au sein des différentes communautés est influencée par des facteurs tels que le statut sanitaire, les pratiques de santé publique et la qualité de l'eau potable **(THOMPSON *et al.*, 1993 ; ROBERTSON *et al.*, 2011).**

La transmission est le plus souvent indirecte, elle se fait par l'ingestion de kystes, présents dans l'environnement. Le kyste est directement infestant, et ne nécessite pas de sporulation dans l'environnement et peut également résister sur le pelage des animaux qui peuvent donc se contaminer par léchage **(GEURDEN et OLSON, 2011).**

Les chiens, les chats et d'autres domestiques sont des sources possible d'infection **(ELMER *et al.*, 1989).**

III.2 Facteurs de réceptivité et de sensibilité

III.2.1 Facteurs intrinsèque

Des facteurs qui influencent la réceptivité et la sensibilité à *Giardia duodenalis* chez les chats et les chiens comprennent l'âge, le logement en groupe et la présence d'autres parasites gastro-intestinaux) Les chiens plus jeunes sont plus susceptibles d'être infectés par Giardia que les chiens plus âgés **(SALEH *et al.*, 2019 ; UITERWIJK *et al.*, 2019).** Les chiens logés en groupe, en particulier les chiens de chasse, montrent des taux plus élevés de positivité à Giardia que les chiens domestiques et cliniques **(UCHOA *et al.*, 2017).**

III.2.2 Facteurs extrinsèques

Le kyste de *Giardia spp* peut résister jusqu'à plusieurs semaines dans l'environnement. Ainsi, dans un milieu où sont présents des individus excréteurs, la charge infectieuse augmente au cours du temps **(THOMPSON, 2008).** Certaines études ont en effet montré qu'en cas de vie en collectivité (chenils, refuges par exemple), la prévalence de *Giardia spp* était beaucoup plus

importante. La même analyse que précédemment, a mis en évidence que les animaux qui vivent en chenil, ont un taux de prévalence près de 2 fois plus important que celle des animaux de propriétaires **(BOUZID *et al.*, 2015).**

La saison hivernale peut être considérée comme la période la plus à risque **(DESANTIS-KERR *et al* .,2006).**

III.3 Manifestations cliniques

Bien que la plupart des chats et des chiens excrétant Giardia ne manifestent aucun signe clinique, certains animaux, en particulier les jeunes, les immunodéprimés et ceux vivant dans des environnements surpeuplés qui peuvent présenter une variété de symptômes **(GREENE, 2011).** Les signes cliniques les plus fréquemment observés sont :

Une diarrhée, parfois avec des traces de sang (méléna), la présence de selles de couleur jaune, mucoïdes d'odeur nauséabonde et une stéatorrhée peut être aussi présente due au syndrome de maldigestion-malabsorption **(BALLWEBER *et al.*, 2010),** très rarement des vomissements .Ces symptômes peuvent devenir sévères ou peuvent être chroniques ou les matières fécales peuvent être modérément formées la plupart du temps, avec des épisodes intermittents de diarrhée, et une détérioration progressive de l'état général peut survenir notamment lors de co-infections tels que : *Giardia*/*Cryptospridium* et *Giardia*/*Trichomonas* **(SYKES, 2022).**

L'infection par *Giardia* chez les carnivores domestiques peut altérer la muqueuse l'intestin grêle, entraînant une diminution de l'absorption des nutriments. Cela peut conduire à une malnutrition, une perte de poids graduelle et des déficiences en vitamines, minéraux et oligoéléments essentiels, ainsi un retard de croissance chez les jeunes sujets, en outre, la diarrhée prolongée peut entrainer une déshydratation et des déséquilibres électrolytiques qui peuvent être fatales pour les jeunes et les âgés **(DEBOUCHAUD, 2012).**

III.4 Lésions observables

Les lésions associées à la giardiose peuvent varier en intensité et en localisation précise, affectant principalement l'épithélium digestif du duodénum au jéjunum. Macroscopiquement, une entérite catarrhale peut être observée. À l'histologie, on remarque une augmentation de la taille des cryptes glandulaires ainsi qu'un raccourcissement des villosités. L'inflammation locale se caractérise par un infiltrat lymphocytaire massif, souvent accompagné de macrophages et de granulocytes. Il est également possible d'observer quelques trophozoïtes enfouis dans la lamina propria **(BEUGNET *et al.*, 2000).** En cas d'infection par la giardiose chez les animaux cliniquement affectés, on peut noter une perte diffuse de la longueur des microvillosités de la

bordure en brosse à l'histopathologie de l'intestin grêle, accompagnée d'une augmentation du nombre de lymphocytes intraépithéliaux et d'une hyperplasie des mastocytes. Cependant, la diarrhée a été associée à la giardiose chez les chiens, les chats et les personnes ayant des résultats de biopsie intestinale normaux **(SYKES, 2022).**

III.5 Physiopathologie et pathogénie

Diverses caractéristiques de l'hôte et du parasite sont impliquées dans l'infection, et les principaux facteurs de l'hôte semblent être une malabsorption préexistante, un état nutritionnel déficient et divers changements physiques et chimiques qui modifient les conditions propices au développement du parasite dans le tractus gastro-intestinal. L'atrophie des villosités est partiellement causée par les réponses inflammatoires et immunitaires de l'hôte. La virulence du parasite varie selon la souche **(BURET *et al.*, 2002 ; BEUGNET *et al.*, 2021).**

La pathogenèse de l'infection par Giardia semble être multifactorielle. En plus des mécanismes mentionnés précédemment, une combinaison de malabsorption intestinale et d'hypersécrétion est associée au développement de la diarrhée. Bien que Giardia colonise la lumière et la surface épithéliale, elle ne pénètre pas les couches muqueuses plus profondes. Cependant, son interaction avec l'hôte entraîne une perturbation des jonctions serrées et des protéines du cytosquelette, ce qui augmente la perméabilité intestinale et diminue la résistance transépithéliale **(SYKES, 2022).**

Cette interaction conduit également à la surexpression de gènes impliqués dans la cascade apoptotique et la production d'espèces réactives de l'oxygène. L'apoptose accrue induite par l'infection augmente la perméabilité gastro-intestinale, permettant aux antigènes luminaux d'activer des voies pathologiques dépendantes de l'immunité de l'hôte. Les protéines du parasite causent des dommages cellulaires qui affectent la perméabilité intestinale ainsi que les cellules du système immunitaire adaptatif **(BEAURDOISAU, 2012).**

En outre, l'infection par giardia stimule la sécrétion de chlorure et entraîne une perte diffuse de la longueur des microvillosités de la bordure en brosse. Cela conduit à une mal digestion épithéliale et une malabsorption de glucose, de sodium et d'eau, ainsi qu'à une activité réduite des disaccharidases. Ces processus combinés contribuent à la symptomatologie observée lors de l'infection par *Giardia* **(BEUGNET *et al.*, 2000).**

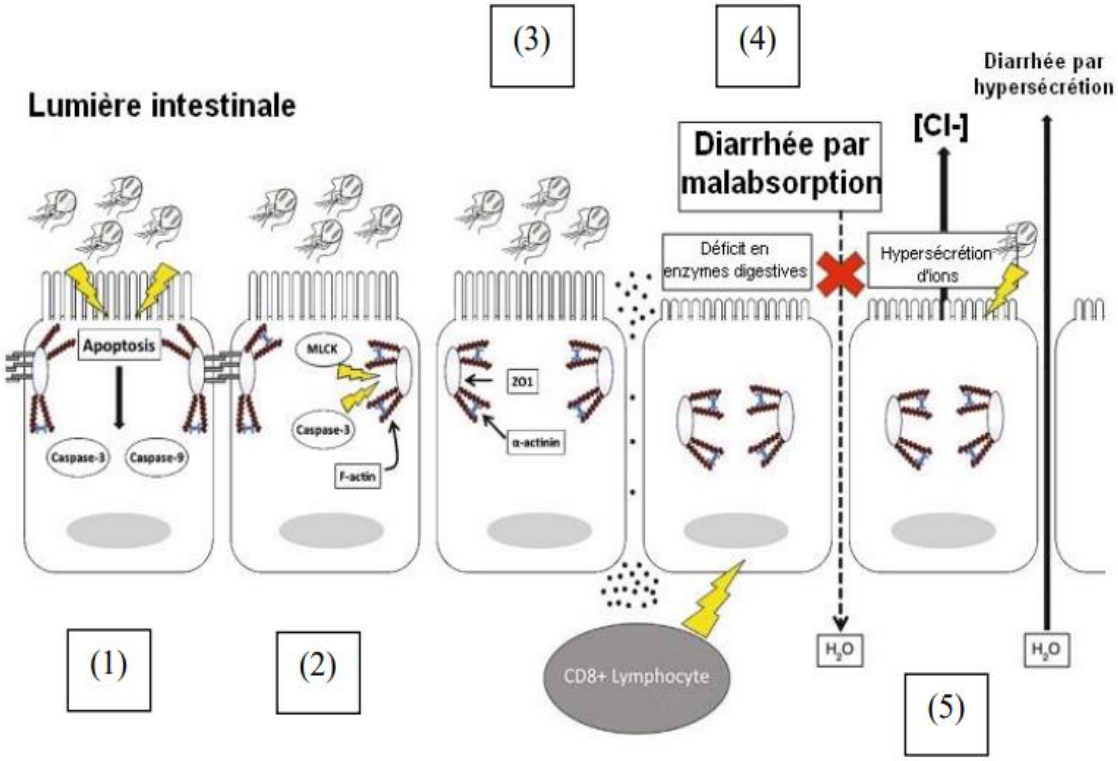


Figure 08: Pathogénie de *Giardia duodenalis* **(BURET et COTTON, 2011).**

III.6 Réponse immunitaire de l'hôte

La réponse immunitaire est importante pour lutter contre ce parasite, notamment chez les animaux jeunes et les immunodéprimés qui sont sujets à cette infestation. Afin de s'opposer à ce parasitisme, le système immunitaire implique des mécanismes à la fois humorales et cellulaires **(HERZOG, 2002).**

III.6.1 Mécanisme à médiation humorale

Chez les individus immunocompétents, une réponse immunitaire spécifique joue un rôle essentiel dans le contrôle de la giardiose **(GONIN, 2017).** Des études sur différentes espèces, comme ont démontré que l'infection par *Giardia* stimule la production d'anticorps IgA et IgG dirigés contre le parasite. Ces anticorps se localisent principalement au niveau de la muqueuse digestive, fournissant une immunité locale efficace. Les IgG et IgA spécifiques contre *G.duodenalis* ont montré une action cytotoxique sur les trophozoïtes, notamment en présence du complément, et jouent également un rôle dans la limitation de l'adhésion du parasite à la muqueuse digestive **(OLSON et *al.*, 1997).** Les anticorps peuvent être produits en réponse à une exposition aux antigènes ou être transférés passivement, par exemple via le lait maternel **(SINGER, 2011).**

III.6.2 Mécanismes à médiation cellulaire

Les lymphocytes T sont également impliqués dans la réponse immunitaire de l'organisme, en particulier dans la lutte contre les phases aiguës de la maladie. Après présentation de l'antigène, la population de lymphocytes T CD4+ et CD8+ dans la lamina propria varie, ce qui stimule les macrophages présents dans la plaque de Peyer **(FAUBERT, 1996).** Ces macrophages phagocytent les trophozoïtes, qui sont ensuite éliminés grâce à un processus oxydatif, potentiellement activé par l'interféron γ **(SINGER, 2000).**

III.7 Diagnostic

III.7.1 Epidémio-clinique

Giardia duodenalis est un parasite protozoaire entérique commun chez les chiens et les chats. La plupart des infections sont subcliniques, mais une diarrhée aiguë ou chronique peut également survenir, due à une maldigestion, une malabsorption et une motilité accrue **(BALLWEBER et *al.*, 2010 ; SALEH *et al.*, 2019).**

"Les chiens et les chats peuvent être asymptomatiques ou présenter une diarrhée due à une maldigestion, une malabsorption et une motilité accrue **(BALLWEBER *et al.*, 2010).**

III.7.2 Examen microscopique des selles

L'identification microscopique de *Giardia spp.* Dans les échantillons fécaux est considérée comme la méthode de référence pour le diagnostic de la giardiose. Cette méthode est réalisée pour détecter les kystes et les trophozoïtes. La sensibilité des techniques de microscopie dépend de l'utilisation de méthodes directes ou de concentration, du nombre d'échantillons fécaux examinés et de l'emploi de personnes formées professionnellement **(HOOSHYAR et *al.*, 2019).**

III.7.2.1 L'examen direct des selles à l'état frais

Les trophozoïtes de Giardia duodenalis peuvent être détectés dans les échantillons fécaux par observation directe au microscope optique. Pour ce faire, on mélange généralement quelques grammes de selles fraîches ou de mucus avec une goutte de solution saline normale. Ensuite, on prépare un montage entre une lame et une lamelle pour l'observation microscopique. À un grossissement de 100x, on peut identifier les trophozoïtes par leur mobilité et leur forme semblable à une feuille. Pour une analyse plus détaillée de leurs caractéristiques, un grossissement de 400x peut être utilisé. Parfois, seuls les flagelles des trophozoïtes sont mobiles. Des colorations telles que le bleu de méthylène ou le Lugol peuvent être utilisées pour faciliter la détection des trophozoïtes **(GONIN, 2017).** Il est important de noter que leur

présence dans les échantillons fécaux non colorés est rare, surtout dans le cas de selles bien formées, d'échantillons réfrigérés ou collectés depuis quelques heures**(SYKES,2022).**

III.7.2.2 Techniques de concentration

III.7.2.2.1 Sédimentation

Elle semble intéressante et plus sensible pour la détection des kystes chez les carnivores domestiques, en particuliers en méthode diphasique **(HERZOG, 2002)** parmi ces méthodes on cite la technique de Ritchie qu'on va aborder dans notre partie pratique (voir page45).

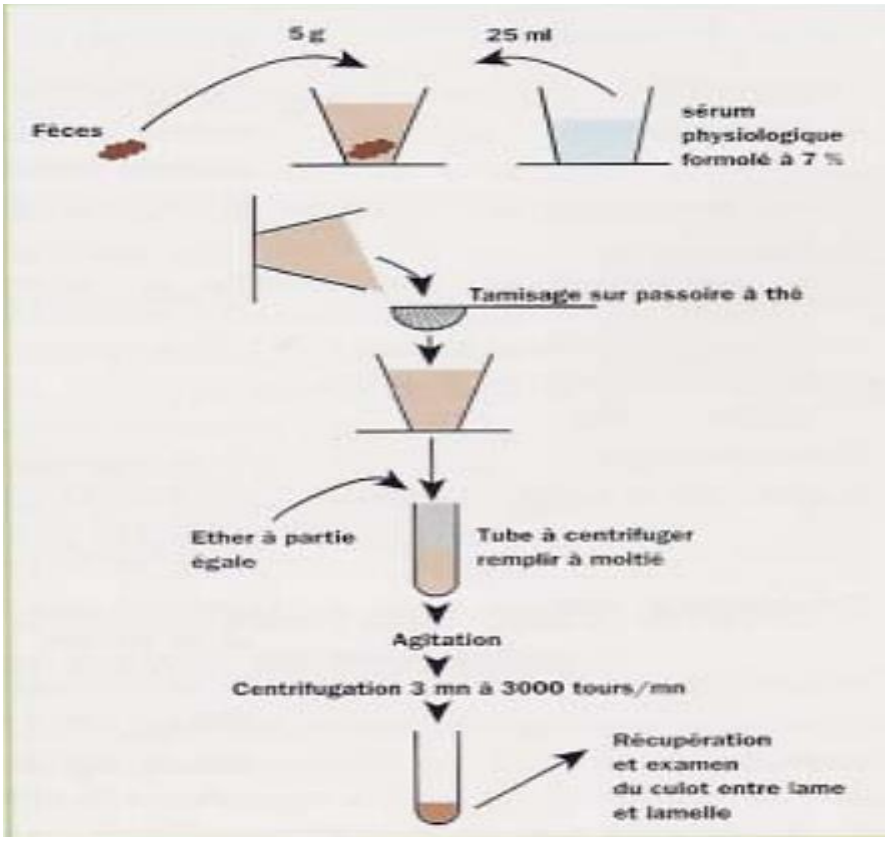


Figure 09 : Coproscopie par sédimentation **(BEUGNET, 2000).**

III.7.2.2.2Flottaison

C'est une méthode qui implique l'usage d'une solution de densité élevée, elle est couramment utilise dans le dépistage de pratiquement tous les parasites digestifs. Cette méthode consiste à déliter les selles dans une solution à densité élevée, comme le sulfate de zinc, tamiser le mélange, remplir un tube avec la solution obtenue, et recouvrir d'une lamelle. Après repos ou centrifugation, les kystes présents dans les selles flottent à la surface de la solution dense et peuvent être observés au microscope **(BEUGNET *et al.*, 2000 ; GEURDEN et *al.*, 2008).**

En associant la technique de flottaison avec un test antigénique, une sensibilité de 97,8% a été obtenue **(TANGTRONGSUP, 2010).**

Il est important de réaliser la technique de flottaison assez rapidement après le prélèvement. Des études ont démontré qu'au-delà de 6 jours après le prélèvement, certains échantillons qui étaient initialement positifs peuvent devenir négatifs **(GONIN, 2017).**

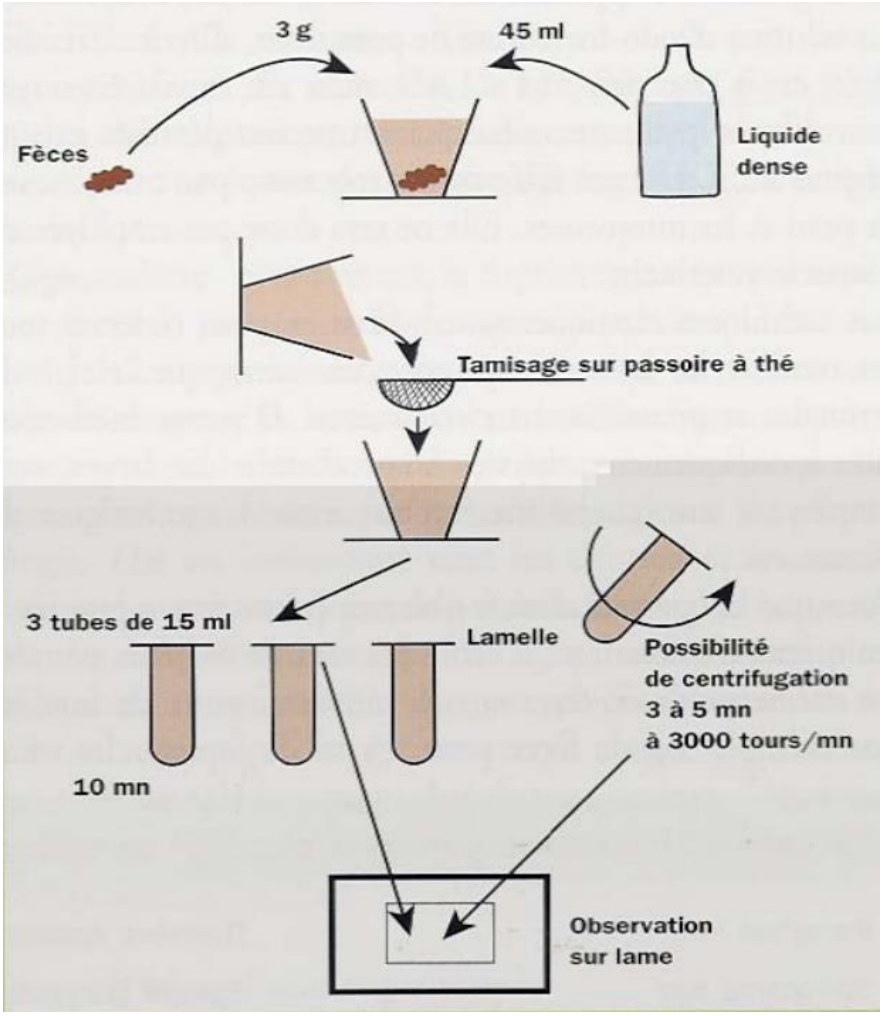


Figure 10: Coproscopie par flottation **(BEUGNET, 2000).**

III.7.3 Techniques immunologiques

III.7.3.1 Immunofluorescence direct (IFA)

L'immunofluorescence directe est une méthode de détection hautement sensible et spécifique pour les kystes de *Giardia duodenalis*. Cette technique est souvent considérée comme le "gold standard" pour détecter la présence de kystes de *Giardia* chez le chien et le chat **(CHANUDET, 2012).**

C’est une méthode de diagnostic qui utilise des anticorps monoclonaux marqués avec une substance fluorescente spécifique aux antigènes de la paroi du kyste de Giardia duodenalis. Plusieurs kits commerciaux, tels que le kit Merifluor® Cryptosporidium/Giardia, sont disponibles pour cette méthode de détection (TANGTRONGSUP, 2010). Avant l'utilisation de ces kits, une étape de sédimentation ou de flottation est recommandée pour concentrer les parasites **(KEHL et *al*., 1995).**

Cependant, son utilisation est limitée en raison de son coût élevé, de la nécessité d'un équipement spécifique (microscope à fluorescence) et du fait que les kits disponibles sont principalement conçus pour détecter les assemblages de *Giardia* courants chez l'homme, ce qui pourrait réduire leur efficacité pour les assemblages spécifiques aux animaux. Par conséquent, bien qu'elle soit très précise, cette méthode est généralement réservée aux laboratoires spécialisés et est plus couramment utilisée dans le cadre de la recherche scientifique que dans la pratique clinique quotidienne **(SCORZA et LAPPIN, 2013).**

III.7.3.2 TEST d’ELISA (enzyme-linked immunosorebent assay)

c’est une technique basée sur un dosage immuno-enzymatique qui utilise des anti-corps monoclonaux marqués à une enzyme, permettant la détection des antigènes spécifiques de *Giardia.spp* **(MARSHALL et *al*., 1997).**

Plusieurs test ELISA sont commercialisés, certains mettent en évidence des antigènes solubles de la paroi des kystes même en l’absence du kyste entier, comme le Prospect® *Giardia* Microplate Assay, détectant la protéine GSA 65 émise dans les selles et produite par Giardia pendant sa multiplication **(CHANUDET, 2012).**

Il existe aussi le test SNAP® Giardia, qui est largement utilisé en clinique vétérinaire et reconnu pour sa rapidité et sa praticité, offrant une sensibilité rapportée entre 77 et 96%. Cependant, la variabilité de sensibilité et d'accessibilité des autres kits ELISA peut impacter la fiabilité des résultats et engendrer des coûts supplémentaires. Bien que ces tests soient précieux pour un diagnostic rapide de la giardiose, il est important d'approcher leur utilisation de manière scientifique, en tenant compte des diversités entre les kits disponibles et de leurs limites **(GONIN, 2017).**

III.7.3.3 Immunochromatographie

L'immunochromatographie sur selles est une méthode similaire à l'ELISA, utilisée pour détecter des antigènes spécifiques de *Giardia intestinalis* dans les selles. La différence réside dans le mécanisme physique de détection, qui n'implique pas de réaction enzymatique mais plutôt une coloration **(MARDINI, 2016).**

III.7.4 Diagnostic moléculaire (PCR)

La PCR est principalement utilisée pour identifier différentes espèces et génotypes de Giardia à des fins de recherche taxonomique et épidémiologique, mais elle pourrait également être utilisée à des fins diagnostiques. L'ADNr 18S est souvent utilisé pour le diagnostic clinique en raison de sa pertinence **(GEURDEN, 2011).**

Différents gènes cibles sont employés pour caractériser les assemblages génétiques de *G.duodenalis.* Par exemple, le gène de la β-giardin est utilisé pour différencier les assemblages A, B, C et D. Cette technique offre une grande sensibilité et spécificité, facilitant la détection de l'ADN parasite même en faibles quantités. Cependant, son coût élevé et la possibilité d'inhibiteurs dans les échantillons peuvent limiter son utilisation en pratique clinique de routine. Elle est plutôt employée dans des études approfondies pour évaluer le potentiel de transmission zoonotique des souches de *Giardia* **(TAN et *al.*, 2016).**

III.7.5 Diagnostic différentiel

Le diagnostic différentiel doit se faire avec toutes les pathologies qui peuvent entrainer une diarrhée, La forme aiguë sera à différencier des causes infectieuses (parvovirus, PIF, salmonellose, rickettsies, prolifération bactérienne intestinale, clostridies, histoplasmose, leishmaniose, autres infections rares telles que la pythiose), d'une intoxication (plomb), d'un brusque changement alimentaire ou bien d'effets secondaires d'un traitement médicamenteux (antibiotique). Lors d'une forme chronique, le diagnostic différentiel doit se faire avec les dysfonctionnements systémiques des organes (rénaux, hépatiques, pancréatiques, cardiaques), les maladies inflammatoires chroniques de l'intestin, les néoplasmes (notamment le lymphome gastro-intestinal) une autre cause parasitaire comme une helminthose digestive ou une coccidiose, les troubles métaboliques (hypoadrénocorticisme, hyperthyroïdie chez les chats) ou encore une origine infectieuse avec prolifération bactérienne provoquant une maldigestion-malabsorption**(BARR et BOWMAN, 2011).** L'infestation par l'organisme provoque une réduction de la surface de la bordure en brosse de l'intestin grêle, une atrophie des

microvillosités et des villosités, une immaturité des entérocytes, une déficience en disaccharidases et en enzymes luminales, ainsi qu'une malabsorption des électrolytes. Cette pathogenèse multifactorielle n'est pas encore entièrement comprise **(UPCROFT et UPCROFT, 2001).**

III.8 Traitement

Il n'existe aucun médicament spécifiquement approuvé par la FDA pour le traitement de la giardiose chez les animaux. Les traitements doivent souvent être répétés ou prolongés si les symptômes cliniques et l'excrétion de kystes persistent **(SPICKLER, 2012).**

Le métronidazole (FLAGYL ®) peut être administré à une dose de 20 à 25mg/kg per os deux fois par jour pendant 5 à 10 jours. Selon les études publiées, l'efficacité varie de 100 % à 67 % et des effets indésirables tels que nausées, vomissements et ataxie ont été décrits **(DECOCK *et al*., 2003).**

Le fenbendazole (PANACUR ®) a été aussi utilisé pour traiter la giardiose chez les chiens, efficace pour arrêter l'excrétion des kystes de Giardia à une dose de 50 mg/kg administrée oralement une fois par jour pendant 3 jours, peut être administré sans danger aux chiennes gestantes et aux chiots dès l'âge de 6 semaines **(THOMPSON *et al*., 2008).**

Un certain nombre de benzimidazoles se sont révélés efficaces à 90 à 100 % et l'utilisation de ces médicaments pourrait être avantageuse en raison de leur excellente sécurité, même à doses élevées. Le fenbendazole (50 mg/kg), l'oxfendazole (11,3 mg/kg) et le fébantel (15 mg/kg) administrés pendant 5 jours consécutifs ont tous démontré leur efficacité **(SCORZA *et al*., 2006).**

Une autre option pour les chiens est d'utiliser un comprimé combiné contenant du fébantel/pyrantel/praziquantel à la dose standard de vermifugation (15,0 mg/kg de fébantel, 14,4 mg/kg de pyrantel, 5,0 mg/kg de praziquantel), à répéter une fois par jour pendant trois jours. Ce traitement est autorisé pour les chiens dans la plupart des pays européens et les pays en dehors de l'UE **(ESCCAP, 2018) ,**mais ne sont actuellement pas utilisées pour traiter les chats **(SCORZA *et al*., 2006).**

Le résultat est favorable après un traitement symptomatique (agents protecteurs de la muqueuse, antispasmodiques) et une thérapie spécifique. Cette dernière consistera presque certainement soit en métronidazole, soit en certains benzimidazoles **(GONIN, 2017).**

Les échecs dans le traitement de la giardiose sont souvent attribués à divers facteurs tels que le non-respect du traitement, les réinfections, les co-infections ou la présence d'autres maladies sous-jacentes nécessitant une attention particulière. La résistance aux médicaments antiparasitaires, observée chez certaines souches provenant de l'homme, ainsi que la possibilité de réinfection à partir d'un environnement contaminé, rendent la gestion de cette maladie très complexe **(DEBOUCHAUD, 2012).**

Pour contrer ces défis, il est impératif de combiner le traitement médicamenteux avec des mesures d'hygiène rigoureuses, comme l'utilisation de shampooings antiparasitaires au début et à la fin du traitement qui peut aider à réduire les risques de réinfection. La problématique du traitement des animaux asymptomatiques reste sujette à débat, car ils sont généralement perçus comme n'étant pas une menace majeure pour la santé humaine. Cependant, dans certaines situations particulières, tels que pour les individus immunodéprimés, des options de traitement pourraient être envisagées **(SPICKLER, 2012).**

III.9 Prophylaxie

Pour prévenir l'infection, des mesures d'hygiène rigoureuses sont nécessaires, notamment le lavage des animaux pour éliminer les souillures fécales et les kystes, l'utilisation d'ustensiles stériles pour la nourriture et l'eau, ainsi que le nettoyage régulier de l'environnement pour éliminer et détruire les matières fécales **(BOURDOISEAU, 2000).** Des études suggèrent que les kystes en surface peuvent être sensibles aux ammoniums quaternaires, mais aucun désinfectant spécifique n'est actuellement recommandé pour cette action. De plus, une stricte hygiène individuelle des soignants est essentielle pour minimiser le risque de dissémination des kystes. Lors de l'introduction de nouveaux chiots ou chatons dans un foyer, un dépistage systématique devrait être effectué. En ce qui concerne les animaux entrant dans des élevages, une mise en quarantaine est nécessaire, accompagnée d'un diagnostic coproscopique pour détecter la présence éventuelle de parasites **(DECOCK *et al.*,2003 ; TANGTRONGSUP, 2010).**

Les vaccins contre *Giardia duodenalis* étaient disponibles pour les chiens et les chats à une époque. Cependant, ces vaccins n'ont pas été prouvés efficaces pour prévenir les infections et ont été classés comme "généralement non recommandés" selon l'American Animal Hospital Association de 2006 et celles de l'American Association of Feline Practitioners. Ils ont depuis été arrêtés par les fabricants. Aucun vaccin n'est disponible pour d'autres espèces **(SPICKLER, 2012).**

III.10 Risque zoonotique

Giardia duodenalis est un parasite très commun chez l'Homme. La distribution globale chez l'Homme est estimée à plus de 280 millions de cas chaque année, il s'agit du parasite le plus fréquent, à la fois dans les pays en voie de développement, et dans les pays industrialisés **(CACCIO *et al.*, 2011 ; GREENE, 2012).**

Les manifestations cliniques chez l'Homme présentent une grande diversité. Les manifestations de la maladie varient de l'absence de symptômes à une diarrhée aiguë ou chronique. Typiquement, lorsque la maladie est symptomatique, elle se caractérise par des symptômes tels que la diarrhée, les ballonnements, les douleurs abdominales, la nausée ou les vomissements. Une perte de poids ou un ralentissement de la prise de poids peuvent également être observés dans certains cas de giardiose. La diversité des symptômes cliniques est influencée par l'état immunitaire de l'hôte, la dose infectieuse et la souche spécifique de Giardia duodenalis **(BURET et COTTON, 2011).**

Les assemblages A et B ont un potentiel zoonotique **(ESCCAP, 2013).** Les rapports sont contradictoires concernant le risque constitué par la présence d'un chien ou d'un chat dans le foyer (Bowman, 2010), certains associant positivement l'infection humaine avec la présence d'un animal, d'autres ne mettant pas en évidence de tel lien. Le risque pour l'Homme reste encore difficile à évaluer, il dépend des taux de prévalence, des assemblages excrétés (assemblages humains A et B) et des interactions avec l'animal de compagnie. L'extrapolation à partir des taux de prévalence observés chez les animaux de compagnie n'est pas judicieuse car il ne faut considérer que les assemblages humains pour appréhender le risque zoonotique. Il faudrait donc séquencer tous les échantillons positifs dans les études de prévalence, ce qui n'est pas fait en pratique **(Bouzid *et al.*, 2015).**

Bien que l'assemblage A soit traditionnellement associé à la giardiase zoonotique, ses sous-types AI et AII montrent des différences dans leur préférence d'hôte. Les humains sont principalement infectés par AII, mais AI présente un risque zoonotique. Malgré des débats historiques, les preuves directes de transmission zoonotique de *G.duodenalis* font défaut. Des études génétiques ont classé de nombreux isolats de *G.duodenalis*, mais peu ont comparé ceux provenant d'animaux et d'humains dans le même environnement. Des cas en Thaïlande, en Inde et au Brésil montrent la cohabitation d'assemblages chez les humains et les animaux. Bien que des génotypes similaires soient trouvés chez différents hôtes et dans les mêmes foyers, cela ne prouve pas la transmission zoonotique. Des comparaisons génétiques approfondies sont nécessaires. Les données actuelles suggèrent que la transmission zoonotique de la giardiase

pourrait ne pas être aussi courante que précédemment pensé, mais des études supplémentaires sont nécessaires pour clarifier ce point **(GRENNE, 2011).**

DEUXIEME PARTIE : PARTIE EXPERIMENTALE

I. Objectif

L'objectif principal de notre étude est d'évaluer la prévalence de *Giardia duodenalis* chez les chiens et les chats vivant en collectivité (les refuges, les chenilles), seuls à la maison ou qui se présentent à la clinique canine de l'Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire (ENSV) et les cabinets vétérinaires et étudier les facteurs de risque associé à l'infection

II. Description de la région d'Alger :

Alger, au nord-centre de l'Algérie, couvre plus de 809 km² avec une population d'environ 4 millions d'habitants. Délimitée par la Méditerranée au nord, Blida au sud, Tipaza à l'ouest et Boumerdes à l'est, sa géographie se divise en trois zones : le Sahel, le littoral et la Mitidja. La wilaya compte 13 circonscriptions et comprend 57 communes.

Le climat d'Alger est méditerranéen, caractérisé par des étés chauds et secs, ainsi que des hivers doux et pluvieux. Les précipitations sont plus abondantes à Alger, variant entre 600 et 800 mm par an, surtout entre octobre et avril. Les températures sont relativement stables, avec des moyennes autour de 11-12 °C en janvier et 25-26 °C en juillet-août. Les étés sont ensoleillés avec des brises marines, mais le sirocco, un vent chaud du désert, peut entraîner des températures élevées et des conditions sèches, surtout au printemps et en automne.

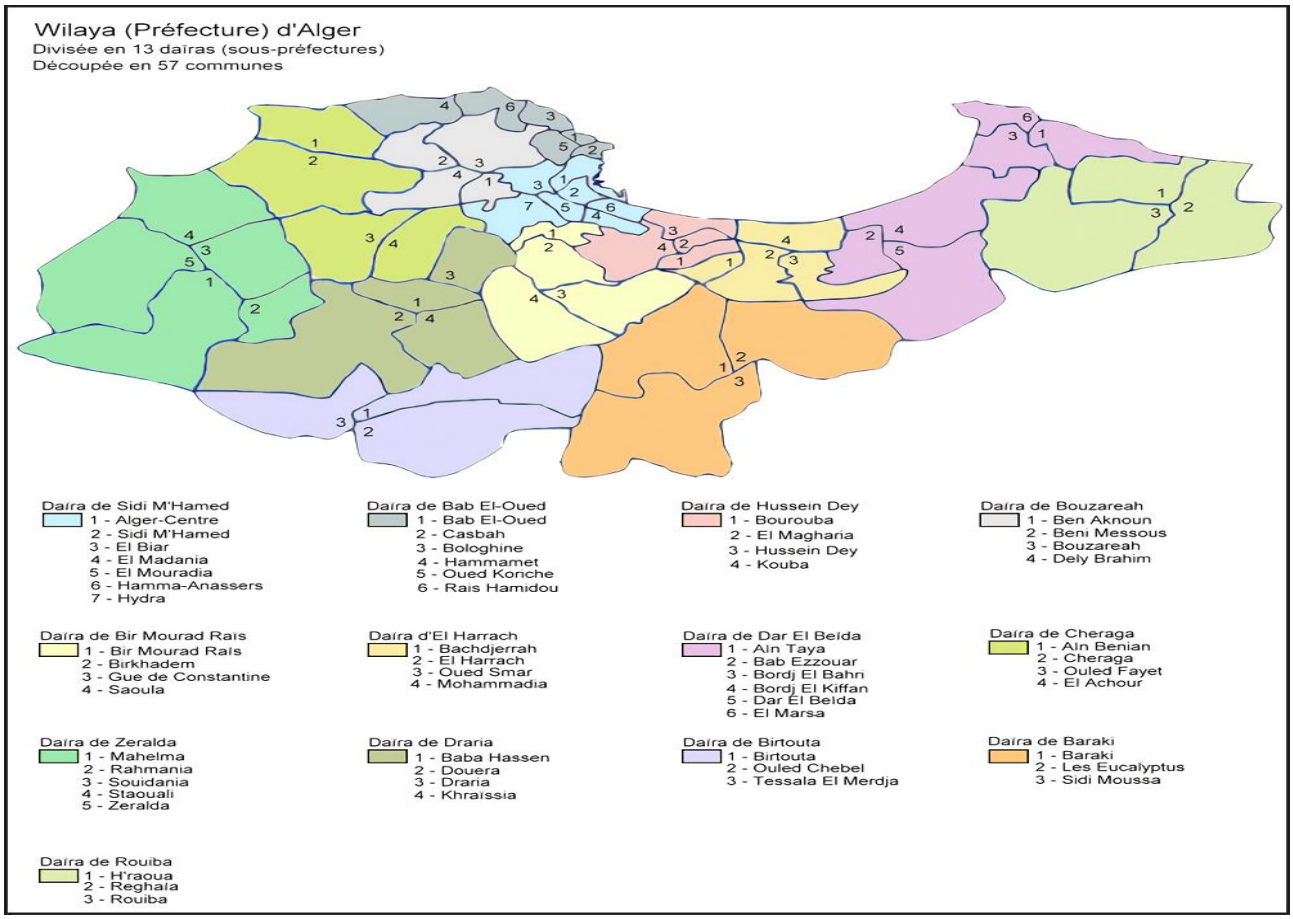


Figure11 : répartition géographique de la Wilaya d'ALGER.

(https://gifex.com/fr/fichier/quelles-sont-les-communes-de-la-wilaya-d-alger/)

III. Déroulement de l'étude

III.1 Récolte des échantillons

Les prélèvements ont été réalisés sur 30 chiens et 30 chats vivants sur Alger

- Les matières fécales ont été récoltées de différentes sources :

Clinique vétérinaires privées, au sein de la clinique canine de l'école nationale supérieure vétérinaire, refuge localisé au niveau de la commune de Rouiba, des chiens et chats de maison de différents propriétaires et des chiens (élevage + centre de dressage)

Matériels utilisés : boites, sachets en plastique, gants en latex, feutre indélébile, étiquettes, carnet de renseignements et une glacière.

III.2 Au niveau du laboratoire de parasitologie

Une fois les prélèvements arrivés au laboratoire de parasitologie de l'ENSV d'Alger, ils ont été maintenus à une température de 4°C dans un réfrigérateur jusqu'à leur analyse.

Les méthodes de diagnostics utilisés pour notre recherche sont :

- Examen microscopique directe à l'état frais
- Test rapide Speed Giardia de Virbac
- Technique de Ritchie

III.2.1 Examen microscopique a l'état frais

III.2.1.1 Matériel

- échantillon de fèces
- Nacl 0,9%
-pipette pasteur
-lames et lamelles
-Lugol

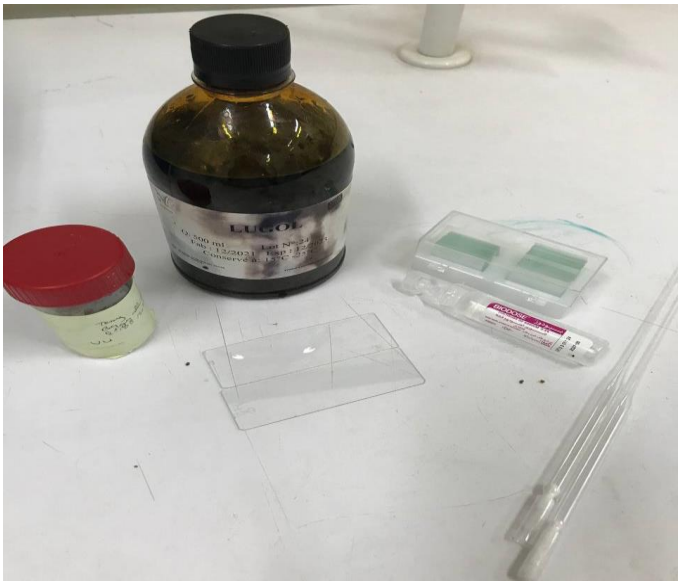
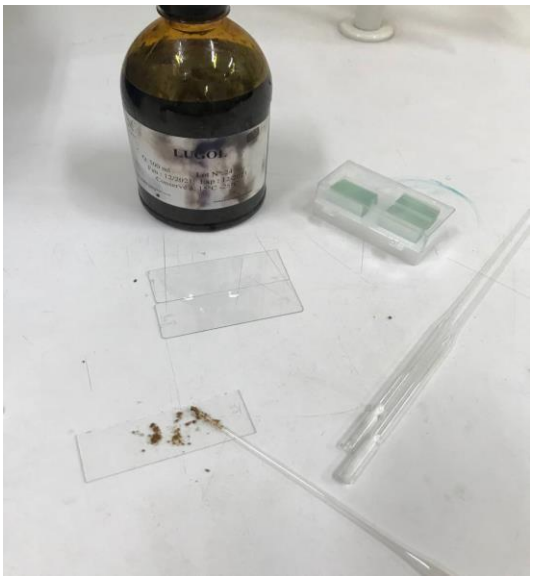


Figure 12: Matériel utilisé pour l'examen à l'état frais (photos personelles).

III.2.1.2 Méthode



1) Déposer une petite portion de matière fécale (1-2 mg) sur une lame

2) Ajouter une goutte de Nacl 0,9 % et bien mélanger pour obtenir une suspension uniforme.

3) Ajouter une goutte de Lugol (facultatif), déposer une lamelle sur la préparation et examiner le plus tôt possible.

Figure13 : étapes de l'observation à l'état frais (photos personnelles).

III.2.2 Test rapide Speed giardia de Virbac

III.2.2.1 Principe

Speed Giardia est un test immunochromatographique rapide sur bandelette, permettant la mise en évidence des antigènes solubles de *Giardia duodenalis* présents dans les matières fécales de chiens, de chats et de veaux.

Pour chaque test, les particules colorées du conjugué se lient aux antigènes de Giardia présents dans l'échantillon. Les complexes conjugué/antigènes ainsi formés migrent par capillarité. Ils sont alors capturés par les anticorps anti-*Giardia duodenalis* immobilisés sur la membrane, formant par accumulation de particules colorées une bande test de couleur rouge. Le mélange continue de migrer sur le support jusqu'à l'extrémité de la bandelette où les particules colorées restantes forment une bande de contrôle bleue qui confirme la bonne réalisation du test.

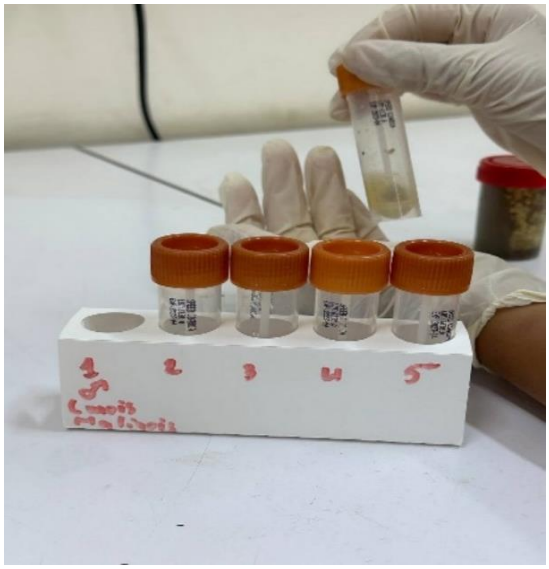
Pour chaque test il faut prévoir :

- 1 étui contenant 1 bandelette test, 1 flacon contenant le réactif avec outil de prélèvement et un portoir.

III.2.2.2 Matériel utilisé pour le test rapide

Figure 14: Kit Speed Giardia du labo Virbac (photos personelles).

III.2.2.3 Méthode



1) Identifier le flacon contenant le réactif

2) Prélever une cuillère rase de matières fécales à l'aide de la cuillère de prélèvement. Déposer son contenu dans le flacon.

3) Fermer le flacon et homogénéiser, Laisser sédimenter le contenu du flacon pendant 3 minutes.

4) Prendre une bandelette test, la plonger délicatement dans le flacon ,laisser la bandelette 1 minute dans la solution.

5) Retirer la bandelette et la placer sur une surface horizontale propre. Laisser migrer pendant 5min.

Figure 15: Utilisation du Kit Speed Giardia de Virbac (photos personelles).

III.2.2.4 Lecture

Lire le résultat au bout de 5 minutes de migration :

- Un test négatif fait apparaître une bande bleue seule (bande contrôle).
- Un test positif fait apparaître une bande rouge et une bande bleue (bande test + bande contrôle).
- Une légère coloration rouge-rose de la bande test est considérée comme un résultat positif.
- L'absence de bande de contrôle bleue rend le test invalide.

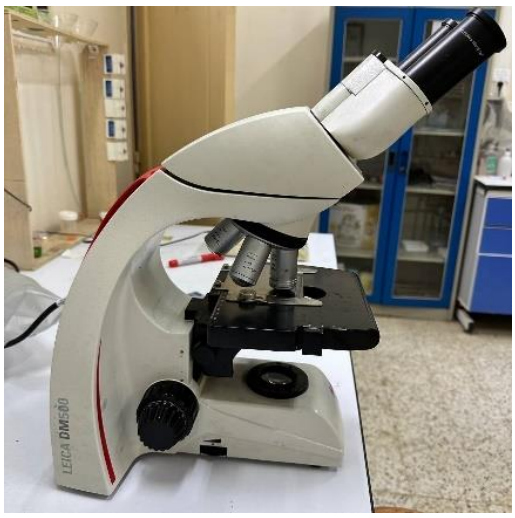
III.2.3 La méthode de Richie (formol-éther)

Méthode de Ritchie simplifiée (appelée aussi formol-éther) : La concentration est obtenue en combinant la sédimentation par centrifugation et l'élimination des résidus de la digestion par l'action dissolvante de l'éther di-éthylique.

III.2.3.1 Matériel

Balance électronique

Agitateur (vortex)



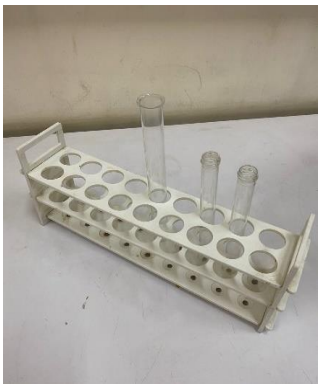
Microscope optique

Centrifugeuse

Figure 16 : appareils utilisés (photos personnelles).

Tubes coniques (15ml)

Bécher



Portoir et tubes en verre

Passe-thé

Cuillères

Pipettes Pasteur

Ecouvillons

Lames et lamelles

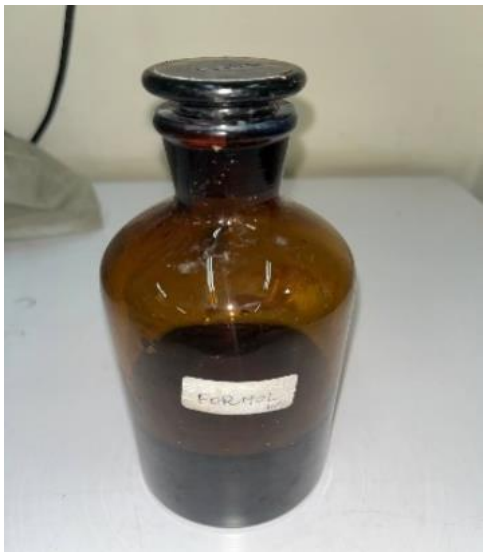
Verre conique

Figure 17 : matériels utilisés au laboratoire (photos personnelles).

Lugol

Ether diéthylique

Chlorure de sodium (Nacl 0,9%)



Formol à 10%

Figure 18: solutions et réactifs utilisés (photos personnelles).

III.2.3.2 Méthode

1. Dans un verre à pied conique, mélanger quelques grammes de selles (3 à 5 g) avec de l'eau formolée à 10% (10 fois supérieur à celui des selles).
2. Agiter à l'aide d'un agitateur jusqu'à l'obtention d'une dilution homogène. Laisser reposer 30 secondes.
3. Filtrer le surnageant à l'aide d'un passe-thé.

4. Laisser sédimenter quelques minutes (1 à 2 minutes).
5. À l'aide d'une pipette Pasteur, aspirer une partie de surnageant et verser dans un tube conique en verre équivalent à 2/3 du volume total à émulsionner.
6. Ajouter un volume d'éther correspondant à 1/3 du volume total à émulsionner.
7. Boucher le tube avec un bouchon en caoutchouc, tout en prenant soin de laisser un espace vide pour le liquide, d'environ 1 cm, pour permettre l'émulsion. Agiter le tube vigoureusement pendant une minute
8. . Centrifuger à 500 tours/minute pendant & minutes.

Après centrifugation, le contenu du tube se répartit en 4 couches qui sont, de haut en bas :

- Une couche éthérée chargée en graisses,
- Une couche épaisse sous forme d'anneau constituée de gros débris,
- Une couche aqueuse,
- Un culot dans lequel se sont concentrés les éléments parasitaires.

9. Jeter énergiquement le surnageant et garder le culot.
10. Essuyer les parois du tube avec un écouvillon de coton (ou une compresse).Avec une pipette Pasteur,
11. Récupérer tout le culot (en ajoutant si nécessaire une ou deux gouttes de sérum physiologique).
12. Faire une préparation entre lame et lamelle après coloration au Lugol.
13. Examiner à l'objectif x10 et x40.

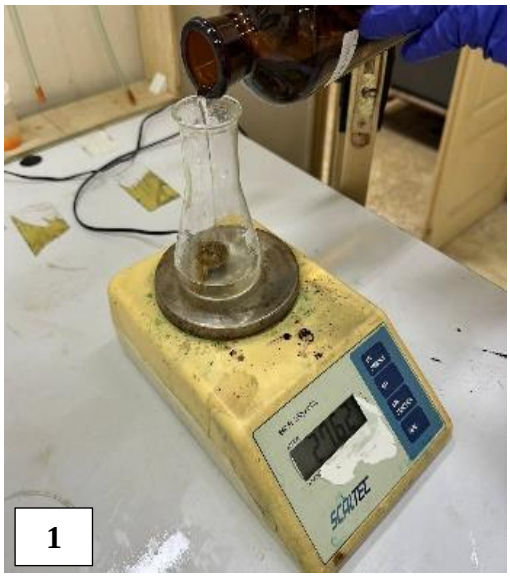
III.2.3.2.1Avantages

Technique simple, rapide et sensible.

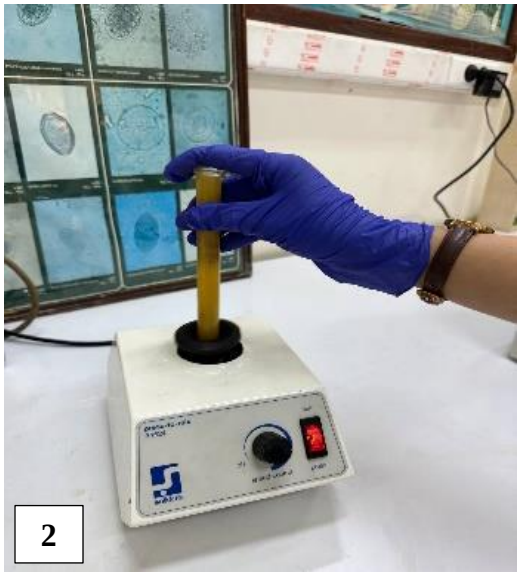
III.2.3.2.2Inconvénients

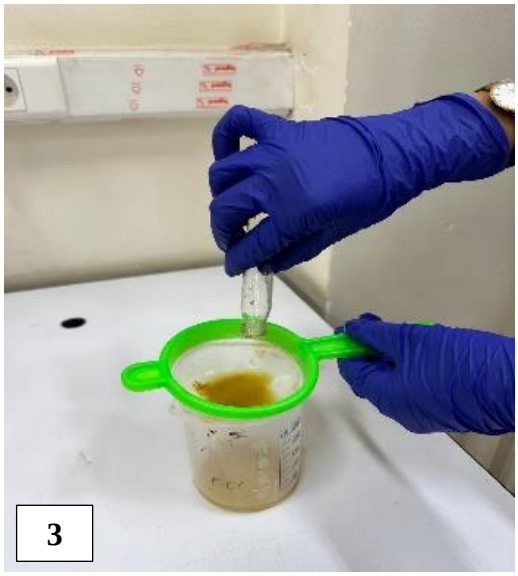
- Nécessite une certaine expérience pour reconnaître les kystes de Giardia. Les formes végétatives ne peuvent pas être observées par cette technique.

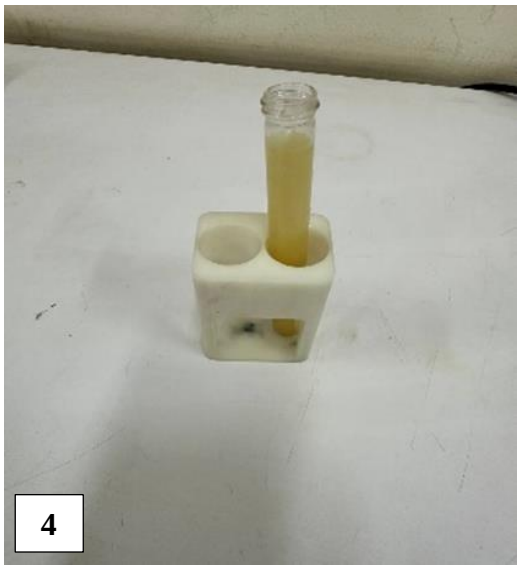
- Toxicité de certains produits utilisés.

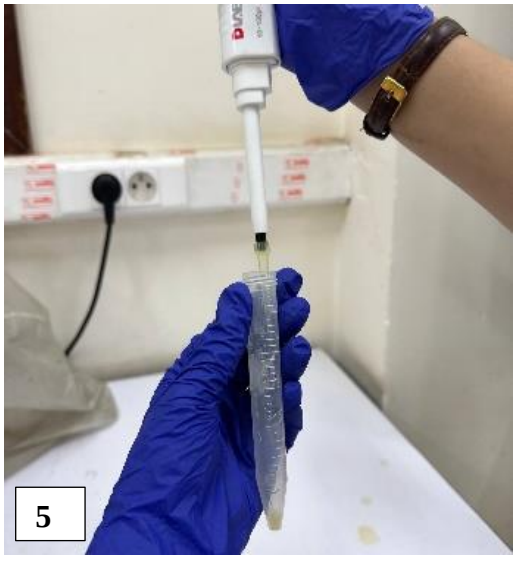

1

1


2

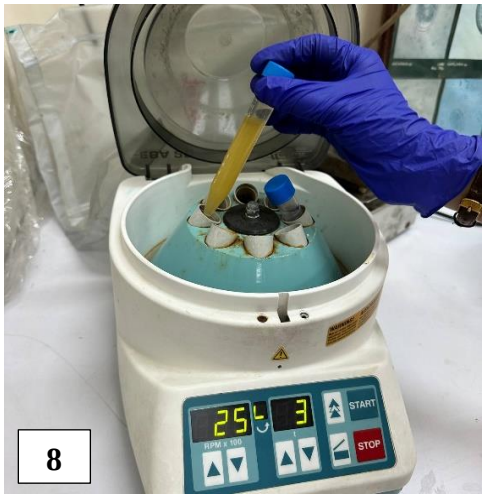

3


4

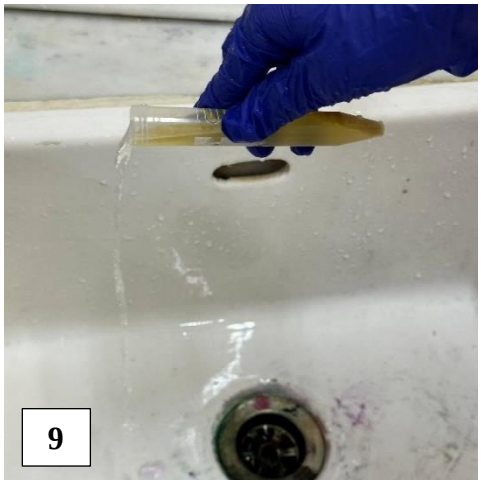

5

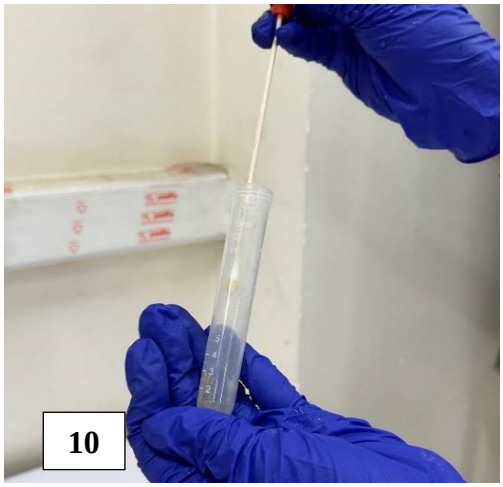
6

7


8
START
STOP

8


9


10

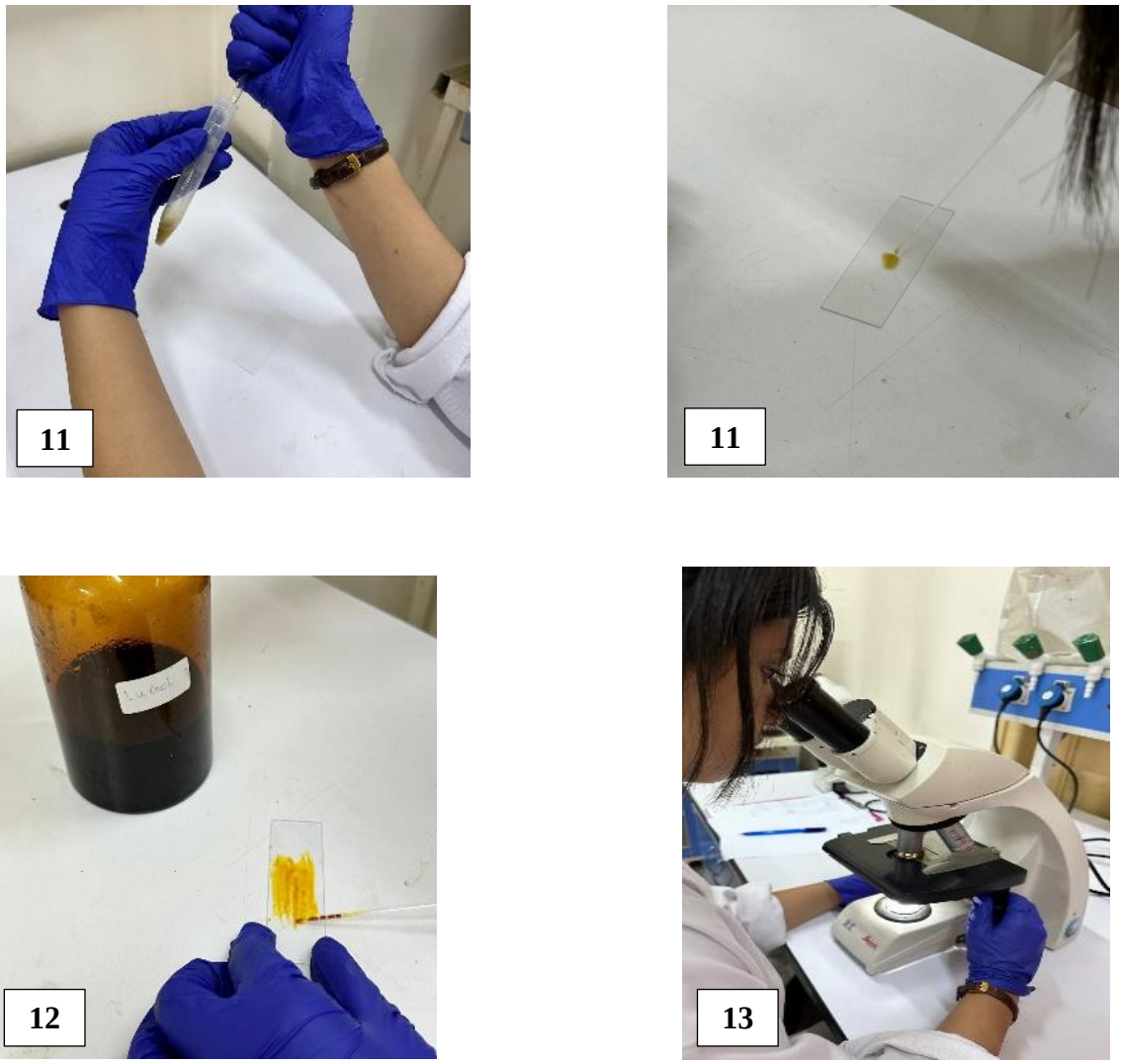


Figure19 : Les étapes de la technique de Ritchie (photo personnelles).

III.3 Analyses statistiques

Les données ont été saisies dans Excel 2013 . le test de fisher ,le test de χ^2 d'indépendance , chi-2 avec correction de yacht et odd-ratio ont été utilisé pour tester les différence de prévalence selon l'âge , le sexe , le statu clinique et la vermifugation . les valeurs de probabilités (P) ont été calculées avec un risque alpha=5% pour un intervalle de confiance (IC) de 95% .Une différence était considérée comme significative lorsque la valeur P était <0.05.

III.4 Résultats et disscussion

III.4.1 Résultats

III.4.1.1 Le test rapide

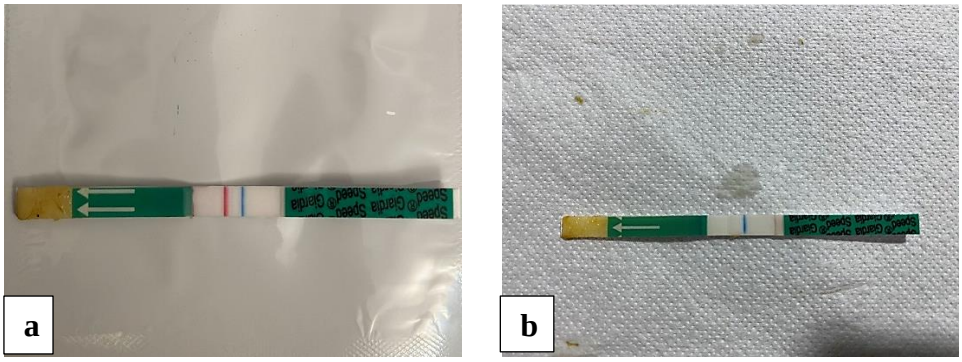


Figure 20 : Lecture de résultats de speed Giardia (photos personnelles).

a) Un échantillon testé positif avec le test Speed ™ Giardia (ligne bleue : bande de contrôle, ligne rouge : échantillons positif) b) Un échantillon testé négatif avec le test Speed™ Giardia (ligne bleue : bande de contrôle, aucune autre ligne détectée : échantillons négatifs).

III.4.1.2 La technique de Richie

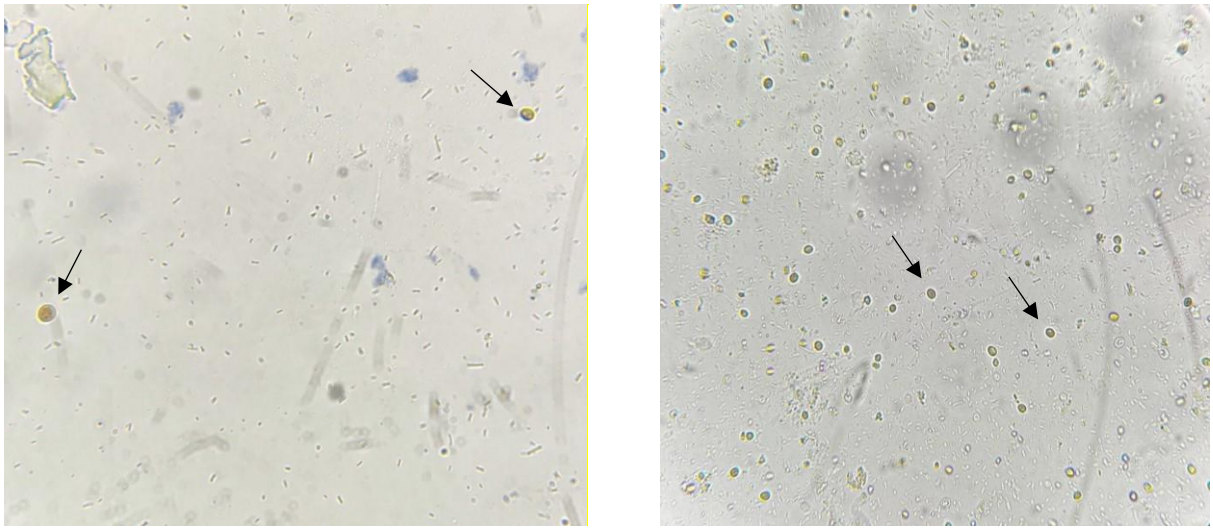


Figure21 : kystes de *Giarrdia.duodenalis* GRX40 (photo personnelles).

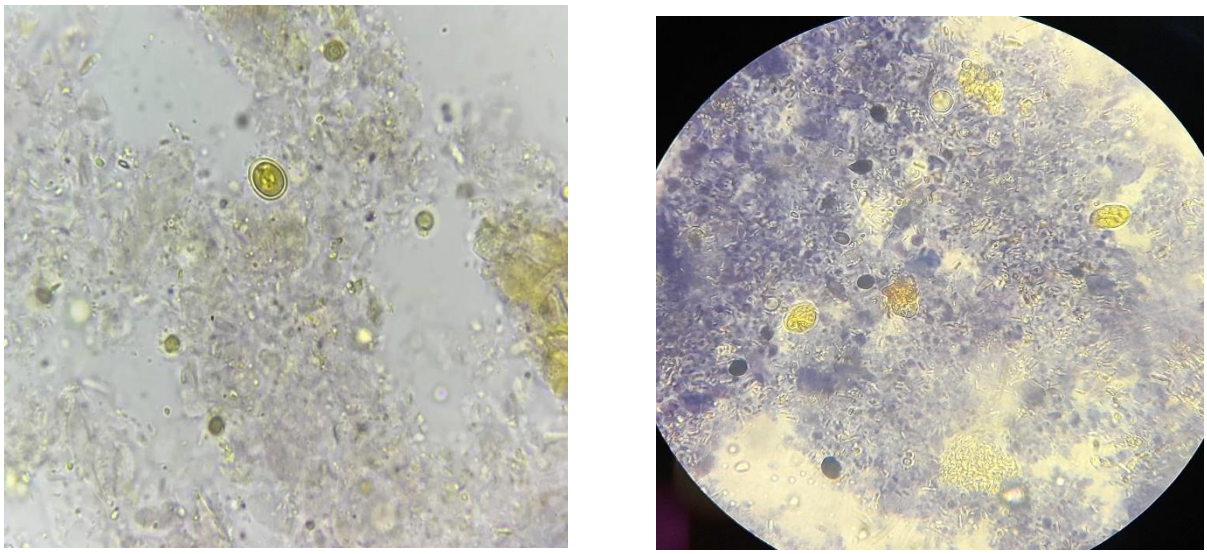


Figure22 : kyste de *Giarrdia.duodenalis* GRX100 (photo personnelles).

III.4.1.3 Résultats de la prévalence de *Giardia duodenalis* chez les chats et les chiens

Les analyses de la prévalence globale de 60 échantillons ont montré une forte infestation à *Giardia* chez les carnivores domestiques.

Sur 30 prélèvements de matières fécales des chats examinés, 21 ont été positifs au *Giardia duodenalis*, soit un taux de prévalence de 70%. Et sur les 30 prélèvements de matières fécales de chiens 14 ont été positifs, soit un taux de prévalence de 46 %.

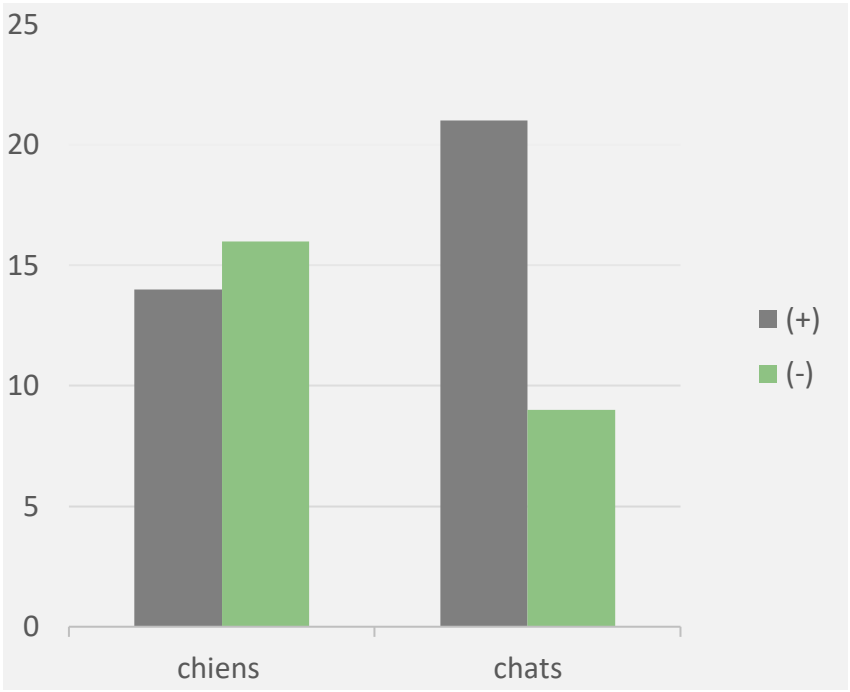


Figure 23: prévalence globale de *Giardia duoodenalis* chez les chiens et les chats**.**

III.4.1.4 Résultats de la prévalence de *Giardia duodenalis* chez les chats et les chiens selon l'origine de prélèvement et le lieu de vie de l'animal

Le tableau 4 montre que chez les chats prélevés au niveau des cabinets vétérinaires la prévalence est de 54%, elle est de 80% chez ceux des propriétaires. Dans la clinique canine de l'ENSV, la prévalence est de 67% alors qu'elle est de 100% dans les refuges. Pour les chiens, les prévalences sont comme suit : 33% dans les cabinets vétérinaires, 58 % chez les chiens des propriétaires, 33% dans la clinique canine de l'ENSV, 100% dans les refuges, 20% dans les élevages, et 0% dans les centres de dressage.

Tableau 04: Résultats de la prévalence de *Giardia duodenalis* chez les chats et les chiens selon l'origine de prélèvement et le lieu de vie de l'animal.

Espèce	Source de prélèvement / Résultats	Cabinets vétérinaires	Chats de propriétaires	Clinique canine	Refuges	Elevage	Centre de dressage
Chats	Nombre de prélèvements	11	9	8	2		
	Total positif	6	8	5	2		
	La prévalence (%)	54%	88%	63%	100%		
Chiens	Nombre de prélèvements	3	12	3	4	5	3
	Total positif	1	7	1	4	1	0
	La prévalence (%)	33%	58%	33%	100%	20%	0%

III.4.1.5 Résultats de la prévalence de *Giardia duodenalis* chez les chats et les chiens en fonction de l'âge

La prévalence de *Giardia duodenalis* chez les chats varie en fonction de l'âge. Chez les chats de moins de 6 mois, sur 9 prélèvements effectués, 7 étaient positifs, représentant une prévalence de 78%. Pour les chats âgés de 6 mois ou plus, sur 21 prélèvements, 14 étaient positifs, ce qui correspond à une prévalence de 66%. Après l'application du test de Fisher sur les données concernant l'âge chez les chats, la valeur de P est de 0,5428. L'odd-ratio est de 1,75 avec un intervalle de confiance (IC) de 0,43 à 4,549, indiquant une différence non significative de l'infection entre les catégories d'âge.

Chez les chiens, la prévalence de *Giardia duodenalis* montre également des différences selon l'âge. Parmi les chiens de moins de 6 mois, sur 7 prélèvements, 6 étaient positifs, soit une

prévalence de 86%. En revanche, chez les chiens âgés de 6 mois ou plus, sur 23 prélèvements, 8 étaient positifs, indiquant une prévalence de 34%. Après l'application du test de Fisher sur les données concernant l'âge chez les chiens, la62 valeur de P est de 0,018. L'odd-ratio est de 11,25 avec un intervalle de confiance (IC) de 3,13 à 34,17, ce qui explique une différence significative de sensibilité à l'infection entre les catégories d'âge étudiées.

Tableau 05 : Variation de la prévalence de *Giardia duodenalis* en fonction de l'âge chez les chats et les chiens

Espèce	L'âge / Résultats	<6mois	≥6 mois
Chats	Nombre de prélèvements	9	21
	Total positif	7	14
	La prévalence (%)	78%	66%
Chiens	Nombre de prélèvements	7	23
	Total positif	6	8
	La prévalence (%)	86%	34%

V.1.3.1 Résultats de la prévalence de Giardia duodenalis chez les chats et les chiens en fonction du sexe

Chez les chats, la prévalence des résultats positifs est de 63% chez les mâles et de 79% chez les femelles, tandis que chez les chiens, elle est de 55% chez les mâles et de 42 % chez les femelles.

- Chez les chats la valeur de P= 0.34, aucune influence du sexe sur l'infestation par Giardia.
- Chez les chiens, la valeur de P = 0.78, le sexe n'a pas d'influence sur la prévalence de Giardia.

Tableau 06 : Variation de la prévalence de *Giardia duodenalis* en fonction du sexe.

Espèce	Sexe / Résultats	Mâle	Femelle
Chats	Nombre de prélèvements	16	14
	Total positif	10	11
	La prévalence (%)	63%	79%
Chiens	Nombre de prélèvements	11	19
	Total positif	6	8
	La prévalence (%)	55%	42%

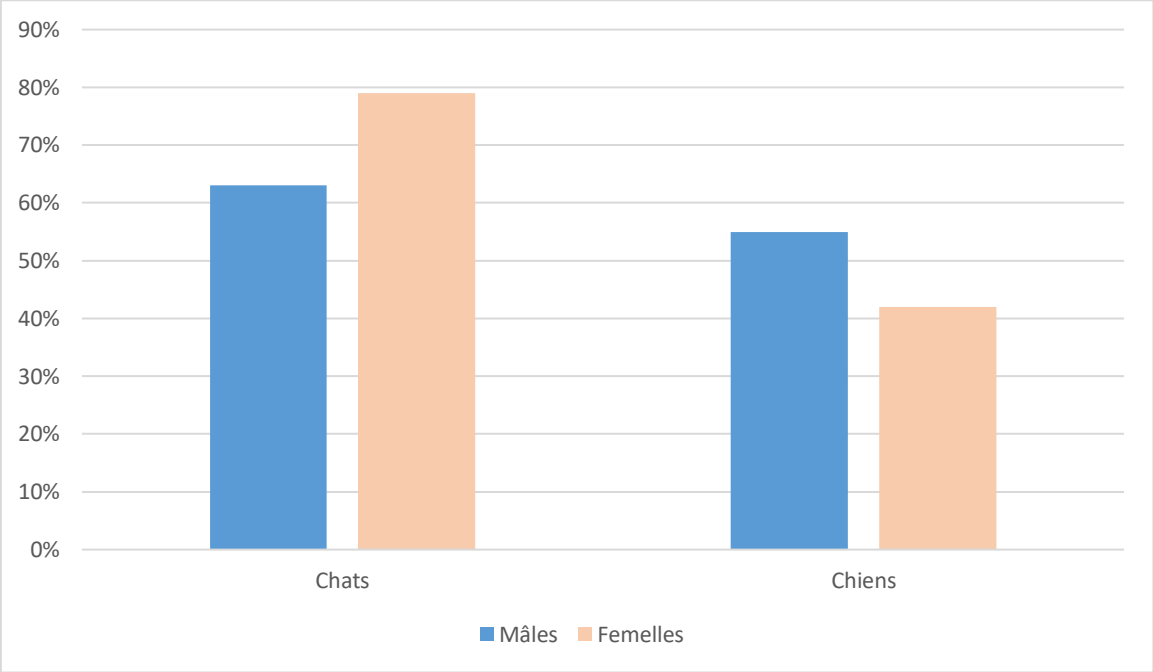


Figure 24 : Variation de la prévalence de *Giardia duodenalis* en fonction du sexe.

III.4.1.6 Résultats de la prévalence de *Giardia duodenalis* chez les chats et les chiens en fonction du statut clinique de l'animal

Chez les chats, Parmi les 26 prélèvements effectués chez des animaux symptomatiques, 20 ont été confirmés positifs, ce qui correspond à une prévalence de 77%. En revanche, chez les 4 prélèvements provenant d'animaux non symptomatiques, seulement 1cas s'est avéré positif, représentant une prévalence de 25%.

Chez les chats, Après application de test X2 d'indépendance sur les données concernant le statu clinique de l'animal en relation avec la présence ou l'absence de giardia , le teste enregistre une valeur de P=0.034 hautement significative , pour interpréter ce résultat on a recours au test odd Ratio .On obtient un Or=10>1 , ce que signifie que les animaux symptomatique sont 18 fois à risque que les animaux asymptomatique avec IC (0.76-91.03)

Tableau 07: La prévalence de *Giardia duodenalis* selon le statu clinique chez les chats.

Statut clinique / Résultats	Symptomatique	Non symptomatique
Nombre de prélèvements	26	4
Total positif	20	1
Total négatif	6	3
La prévalence(%)	77%	25%

Sur les 16 prélèvements réalisés chez des animaux symptomatiques, 12 se sont avérés positifs, ce qui correspond à une prévalence de 75%. En comparaison, parmi les 14 prélèvements effectués chez des animaux non symptomatiques, seulement 2 ont été positifs, représentant une prévalence de 14%.

Chez les chiens, Après application de X2 d'indépendance sur les données concernant le statu clinique de l'animal en relation avec la présence ou l'absence de giardia , le teste enregistre une valeur de P=0.0009 hautement significative , pour interpréter ce résultat on a recours au test odd Ratio .On obtient un Or=18 >1 , ce que signifie que les animaux symptomatique sont 18 fois à risque que les animaux asymptomatique avec IC (3.296-92.39).

Tableau 08: La prévalence de *Giardia duodenalis* selon le statu clinique chez les chiens.

Statut clinique / Résultats	Symptomatique	Non symptomatique
Nombre de prélèvements	16	14
Total positif	12	2
Totale négatif	4	12

La prévalence(%)	75%	14%

III.4.1.7 Résultats de la prévalence de *Giardia duodenalis* chez les chats et les chiens en fonction de la consistance des matières fécales

Les prévalences des résultats positifs sont de 85.71% pour les selles molles, 73.68% pour les selles diarrhéiques, 33.33% pour les selles normales, et 0% pour les selles solides chez les chats. Chez les chiens, les prévalences sont de 73.33% pour les selles molles, 100% pour les selles diarrhéiques, 20% pour les selles normales, et 0% pour les selles solides.

Tableau 09: Variation de la prévalence de *Giardia duodenalis* en fonction de la consistance des matières fécales.

Espèce	Consistance des MF / Résultats	Selles molles	Selles diarrhéiques	Selles normales	Selles solides
Chats	Nombre de prélèvements	7	19	3	1
	Total positif	6	14	1	0
	La prévalence (%)	86%	74%	33%	0%
Chiens	Nombre de prélèvements	15	1	10	4
	Total positif	11	1	2	0
	La prévalence (%)	73%	100%	20%	0%

III.4.1.8 Résultats de la prévalence de *Giardia duodenalis* chez les chats en fonction de leur statut de vermifugation

Chez les chats, la prévalence est de 68% pour les animaux vermifugés et de 73% parmi ceux non vermifugés. Pour les chiens, la prévalence est de 24% pour les animaux vermifugés et de 79% pour ceux non vermifugés.

Chez les chats, la valeur de P = 0.8041, n'est pas significative. Chez les chiens, la valeur de P = 0.0037 indique une différence statistiquement significative. L'odds ratio est de 10.83 (IC: 2.69-40), ce qui signifie que les chiens non vermifugés ont un risque 10.83 fois plus élevé d'être infectés par Giardia par rapport aux chiens vermifugés.

Tableau10 : La prévalence de *Giardia duodenalis* chez les chats en fonction de leur statut de vermifugation.

Espèce	vermifugation / Résultats	Vermifugé	Non vermifugé
Chats	Nombre de prélèvements	19	11
	Total positif	13	8
	La prévalence (%)	68%	73%
Chiens	Nombre de prélèvements	17	13
	Total positif	4	10
	La prévalence (%)	24%	79%

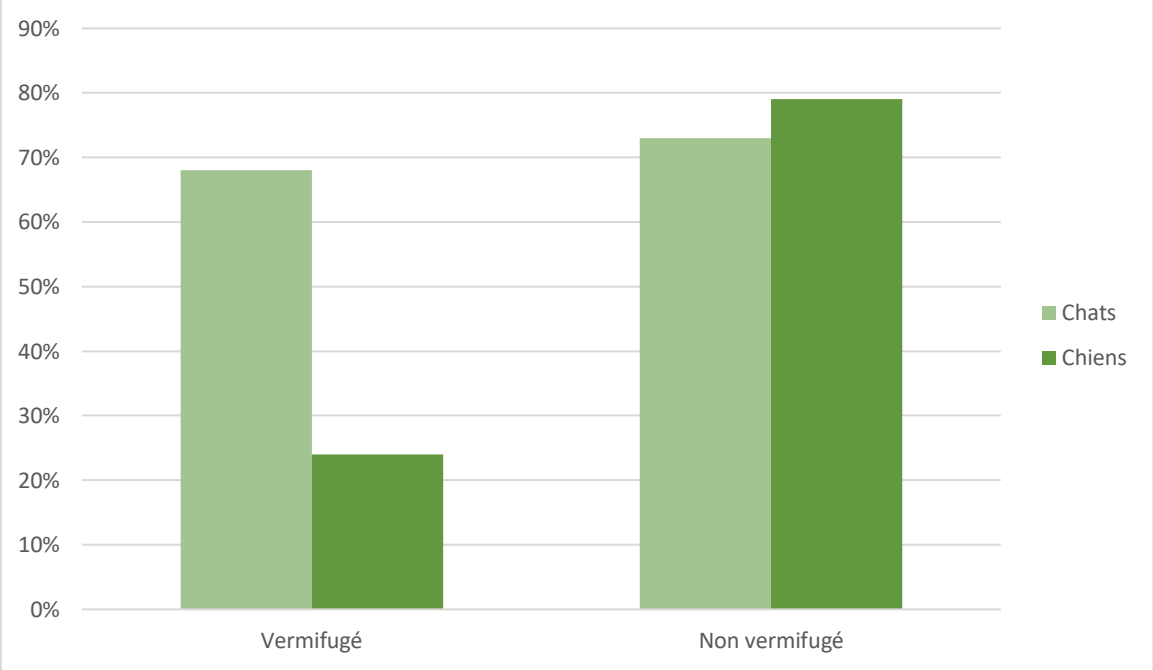


Figure 25: prévalence de *Giardia duodenalis* chez les chats en fonction de leur statut de vermifugation.

III.4.1.9 Résultats de la prévalence de *Giardia duodenalis* chez les chats et les chiens en fonction de la saison

Chez les chats, les prévalences des résultats positifs varient avec les saisons, atteignant 92% en hiver, 63% au printemps, 75% en été, et 20% en automne, tandis que chez les chiens, elles sont de 73% au printemps, 50% en été, 29% en automne, et 17% en hiver.

Tableau 11 : Variation de la prévalence de *Giardia duodenalis* en fonction de la saison.

Espèce	Saison / Résultats	Printemps	Eté	Automne	Hiver
Chats	Nombre de prélèvements	8	4	5	13
	Total positif	5	3	1	12
	La prévalence (%)	63%	75%	20%	92%
Chiens	Nombre de prélèvements	11	6	7	6
	Total positif	8	3	2	1
	La prévalence (%)	73%	50%	29%	17%

III.4.2 Discussion

III.4.2.1 Prévalence globale

Dans notre étude, nous avons observé une prévalence élevée de *Giardia duodenalis* chez les carnivores domestiques : 70% chez les chats (21 sur 30 échantillons) et 46% chez les chiens (14 sur 30 échantillons). Dans l'étude de Nikolic *et al*. (2002), réalisée à Belgrade des taux plus bas ont été rapportés, avec 22,2% chez les chats (18 sur 81 échantillons) et 14,4% chez les chiens (24 sur 167 échantillons). De plus, l'étude de SOMMER *et al*. (2018) en Allemagne a révélé une prévalence de 30,6% chez les chiens et de 17,9% chez les chats. Les différences de prévalences retrouvées dans d'autres études pourraient être attribuées aux variations dans les méthodes de diagnostic, la taille de l'échantillon, aux critères d'inclusion des animaux, ainsi qu'aux conditions environnementales et géographiques spécifiques à chaque région étudiée.

III.4.2.2 Prévalence de *Giardia duodenalis* chez les chats et les chiens selon l'origine de prélèvement et le lieu de vie de l'animal

La prévalence des résultats positifs chez les chats et les chiens varie en fonction de leur mode de vie et de leur environnement.

En effet, les chats des refuges ont le taux de prévalence le plus élevé avec 100%, suivi par ceux des propriétaires avec 88,9%, des cabinets vétérinaires avec 54,5%, et de la clinique canine avec 62,5%. Chez les chiens, les refuges ont également le taux le plus élevé avec 100%, suivi par les propriétaires avec 58,3%, les cabinets vétérinaires avec 33,3%, la clinique canine avec 33,3%, l'élevage avec 20%, et le centre de dressage avec 0%.

Ces différences peuvent être attribuées à la maîtrise ou pas des conditions d'hygiène ainsi qu'à l'existence de l'excrétion intermittente des kystes lors d'infection à *Giardia* qui pourrait donner des résultats faux négatifs. Par ailleurs, ces résultats peuvent être dus à l'incapacité d'établir un suivi diagnostique adéquat. En effet, les animaux en contact avec d'autres animaux ou dans des environnements stressants, comme les cabinets vétérinaires et les refuges, sont davantage exposés aux agents pathogènes malgré les efforts en raison de la concentration d'animaux, ce qui explique des taux de positivité plus élevés. En revanche, les animaux vivant dans des environnements familiaux ou avec moins de contacts présentent un risque réduit de résultats positifs.

Selon BIANCIARDI *et al*. (2004) l'étude italienne a révélé que la prévalence de la giardiose était plus élevée chez les chiens de compagnie (19,67%) que chez ceux des refuges (18,18%).

Dans l'étude serbe de NIKOLIC *et al*. (2002**),** les taux d'infection étaient significativement plus élevés chez les chiens errants (18,7%) et chez les chiens de ferme (36,4%) que chez les chiens de maison (7,4%).

Les résultats suggèrent que le mode de vie des animaux, notamment leur environnement et leur degré d'exposition aux parasites, joue un rôle significatif dans la prévalence de la giardiose. Les animaux vivant dans des conditions moins hygiéniques ou ayant un accès direct à des sources d'eau contaminées ou à des terrains où la contamination fécale est possible, sont plus susceptibles d'être infectés par Giardia. Ces différences peuvent être attribuées aux conditions d'hygiène, à la densité de population animale, et à l'accès à des ressources contaminées. En conclusion, l'environnement et les pratiques de gestion jouent un rôle crucial dans la prévalence de la giardiose, soulignant la nécessité d'améliorer les conditions d'hygiène pour réduire la transmission de cette infection.

III.4.2.3 Prévalence selon l'âge

Les résultats révèlent une prévalence de *Giardia duodenalis* variant selon l'âge des animaux. Chez les chats de moins de 6 mois, la prévalence est de 78%, contre 66% chez ceux de 6 mois

ou plus. Chez les chiens, la prévalence est de 86% chez les moins de 6 mois et de 34% chez les plus de 6 mois. Ces observations sont en accord avec l'étude de KURNOSOVA *et al*. (2024), qui rapporte des taux d'infection plus élevés chez les animaux de moins de 12 mois (18,2% chez les chiens et 7,8% chez les chats) comparativement à ceux de plus de 12 mois (3,8% chez les chiens et 3,35% chez les chats).

L'analyse statistique montre que chez les chats, la différence de prévalence selon l'âge n'est pas significative (P = 0,5428, OR = 1,75, IC = 0,43-4,549), tandis que chez les chiens, cette différence est significative (P = 0,018, OR = 11,25, IC = 3,13-34,17). Ces résultats suggèrent que l'âge est un facteur de risque important pour les chiens, mais moins prononcé chez les chats dans notre population étudiée.

III.4.2.4 Prévalence de *Giardia duodenalis* en fonction du sexe

La différence de prévalence observée entre les sexes chez les chats et les chiens pourrait être due à plusieurs facteurs biologiques et comportementaux propres à chaque espèce.

Chez les chats, la prévalence semble plus élevée chez les femelles (78.57%) par rapport aux mâles (62.5%). Cette différence pourrait être influencée par des facteurs tels que la physiologie féline, les différences hormonales, ou même des comportements sociaux et de territorialité qui peuvent varier entre les sexes. Nos résultats rejoignent les résultats retrouvés par VEYNA-SALAZAR *et al*.(2023). 25% chez les femelles et 24% chez les mâles.

Pour les chiens, on observe une prévalence légèrement plus élevée chez les mâles (54.55%) par rapport aux femelles (42.11%). Cette différence peut être liée aux comportements de chasse, d'exploration ou de socialisation différents entre les sexes, ainsi qu'à des différences hormonales qui pourraient influencer la prédisposition aux infections ou aux maladies étudiées.

Ce qui rejoignent les résultats retrouvés en Espagne par MATEO *et al*.(2023) qui ont trouvé une prévalence de 39.6% chez les mâles et 35 %chez les femelles.

III.4.2.5 Prévalence de *Giardia duodenalis* chez les chats et les chiens en fonction du statut clinique

Les résultats de notre étude montrent une forte association entre la présence de symptômes et l'infection par *Giardia duodenalis* chez les animaux, similaire à certaines études mais divergent

de quelques autres. Chez les chats, la prévalence est de 77% chez les symptomatiques contre 25% chez les asymptomatiques. Pour les chiens, un test du chi-carré montre une différence statistiquement significative (P = 0.034) avec un odds ratio de 10, indiquant que les chiens symptomatiques sont 10 fois plus à risque d'être infectés par Giardia que les asymptomatiques. En effet, les travaux de LI *et al*.(2019) (11.8%) et ABDULAZIZ et SOROUR.(2021) (14.4%) rapportent des taux plus bas de diarrhée chez les chiens atteints par *Giardia*, tandis que Gultekin (24.6%) signale des taux plus élevés. UITERWIJK *et al*.(2019) constatent que 28.9% des cas sont asymptomatiques, alignés avec notre prévalence asymptomatique.

Ces comparaisons soulignent l'importance de la surveillance clinique régulière pour détecter et traiter efficacement les infections à *Giardia*, surtout dans les contextes où les symptômes ne sont pas toujours présents.

III.4.2.6 Prévalence de *Giardia duodenalis* chez les chats et les chiens en fonction de la consistance des matières fécales

La prévalence de *Giardia duodenalis* chez les chats et les chiens varie selon la consistance des selles, montrant des taux plus élevés chez les animaux présentant des symptômes digestifs. Chez les chats, *Giardia* dans les selles molles a été identifié avec une prévalence de 85,71%, suivies des selles diarrhéiques à 73,68%, tandis que les selles normales montrent une prévalence de 33,33% et aucun kyste de *Giardia* n'a été observé dans les selles solides. Chez les chiens, les selles diarrhéiques présentent une prévalence maximale de 100%, suivies des selles molles à 73,33%, les selles normales ayant une prévalence de 20% et les selles solides aucune. Ces résultats sont cohérents avec ceux de KURNOSOVA *et al*. (2024), qui ont observé des anomalies coprologiques comme des selles molles ou bourbeuses et une odeur fécale pénétrante chez les animaux infectés, bien que l'excrétion de kystes puisse aussi être asymptomatique. Ces observations soulignent l'importance de la surveillance et du dépistage réguliers de *Giardia* chez les animaux de compagnie, même en l'absence de symptômes, pour gérer efficacement la santé gastro-intestinale et prévenir la transmission de l'infection.

III.4.2.7 Prévalence de *Giardia duodenalis* chez les chats en fonction de leur statut de vermifugation

Les résultats montrent des différences significatives dans l'impact de la vermifugation sur la prévalence de *Giardia* chez les chats et les chiens. Chez les chats, bien que la prévalence soit légèrement plus élevée chez ceux non vermifugés (73%) par rapport à ceux vermifugés (68%), la variation n'est pas très prononcée. Cela suggère que la vermifugation pourrait offrir une

certaine protection contre *Giardia* chez les chats, mais ne garantit pas une réduction substantielle de la prévalence des résultats positifs.

En revanche, chez les chiens, la différence est remarquable. Les chiens vermifugés montrent une prévalence de seulement 24% pour *Giardia*, tandis que ceux non vermifugés ont une prévalence élevée de 79%. Cette observation souligne clairement l'efficacité critique de la vermifugation dans la réduction de la prévalence de *Giardia* chez les chiens.

Ces résultats mettent en lumière l'importance spécifique de la vermifugation dans la gestion de *Giardia*, particulièrement efficace chez les chiens, où elle semble avoir un impact significatif sur la prévalence de cette infection par rapport aux chats.

III.4.2.8 Prévalence selon la saison

Les variations saisonnières dans la prévalence des résultats positifs chez les chats et les chiens révèlent des tendances intéressantes quant à l'incidence des maladies au fil des saisons. Chez les chats, la prévalence est la plus élevée en hiver à 92%, suivie par l'été à 75%. Cela suggère une augmentation des résultats positifs pendant les mois plus froids et chauds, peut-être en raison de facteurs tels que la baisse de l'immunité, des conditions environnementales favorables à la propagation des agents pathogènes, ou une plus grande proximité entre les individus à l'intérieur. Au printemps, la prévalence est de 62,5%, tandis qu'en automne, elle diminue à 20%, ce qui pourrait indiquer une diminution des maladies saisonnières spécifiques ou une meilleure gestion sanitaire à cette période.

Pour les chiens, la prévalence la plus élevée est observée au printemps à 73%, suivie par l'été à 50%. Ces saisons pourraient correspondre à des périodes où les activités extérieures augmentent, exposant potentiellement les chiens à un plus grand nombre de sources infectieuses. En automne, la prévalence est de 29%, indiquant une diminution relative des résultats positifs, peut-être en raison de conditions climatiques plus stables ou de pratiques de gestion sanitaire renforcées. En hiver, la prévalence est la plus basse à 17%, ce qui pourrait être attribué à des températures plus froides limitant l'activité des agents pathogènes ou à une diminution des interactions sociales en extérieur.

Ces variations saisonnières peuvent être dues à des différences environnementales et comportementales. Toutefois, dans l'étude de VILLENEUVE *et al.* (2015), aucune différence

significative n'a été détectée en ce qui concerne la prévalence de *Giardia* entre les saisons pour les chiens ou les chats.

Ces résultats mettent en évidence l'importance de prendre en compte les variations saisonnières dans la gestion et la prévention des maladies chez les chats et les chiens. Il est crucial d'adapter les pratiques de soins et de prévention tout au long de l'année pour minimiser l'impact des maladies saisonnières.

CONCLUSION

Notre étude a permis de donner un aperçu sur la prévalence de *Giardia duodenalis* chez les carnivores domestiques dans la région d'Alger et a révélé des taux d'infection préoccupants, tant chez les chiens que chez les chats. Les résultats montrent que cette parasitose est présente de manière significative dans notre région, avec des variations notables en fonction de l'origine des prélèvements, de l'âge, du sexe, du statut clinique, de la vermifugation, et de la saison. Les refuges et les cabinets vétérinaires se sont avérés des endroits où la prévalence est particulièrement élevée, ce qui souligne l'importance des conditions d'hygiène et de la densité des animaux dans la propagation de la maladie.

Des études moléculaires sont fortement recommandés, afin de suivre les cas de transmission zoonotique.

Pour finir, nous recommandons aussi d'autres études plus larges, avec un échantiollonnage plus importants et dans d'autres régions pour mieux comprendre l'impace réel de cette pathologie.

Références bibliographiques :

A

- **Abdulaziz, A.R. and Sorour, S.S.G. (2021).** Prevalence and molecular characterization of Giardia duodenalis assemblage D of dogs in Egypt, and its zoonotic implication. Microbes Infect Chemother., 1(1–6): e12682.

- **ADAM, Rodney D**. **(2000).** The Giardia lamblia genome. *International journal for parasitology*. vol. 30, no 4, pp. 475-484.

- **ADAM, Rodney D. (2001).** Biology of Giardia lamblia. *Clinical microbiology reviews*. vol. 14, no 3, pp. 447-475.

- **ADAM, Rodney D. (2014).** Protozoa: Giardia lamblia. In: *Encyclopedia of Food Safety*. pp. 37-44.

- **AKERS, R.M.; DENBOW, D.M. (2013).** *Anatomy & Physiology of Domestic Animals*. 2nd ed. Ames : Wiley Blackwell.

- **ANKARKLEV, J.; JERLSTRÖM-HULTQVIST, J.; RINGQVIST, E.; TROELL, K.; SVÄRD, S. G.** (2010). Behind the smile: cell biology and disease mechanisms of Giardia species. *Nature Reviews Microbiology*. vol. 8, no 6, pp. 413-422.

- **ASPINALL, V. (2020).** *Introduction to Animal and Veterinary Anatomy and Physiology*. 4th ed. Boston : CABI. ISBN 978-1-78924-115-0.

B

- **Ballweber, L. R., Xiao, L., Bowman, D. D., Kahn, G., & Cama, V. A. (2010).** Giardiasis in dogs and cats: update on epidemiology and public health significance. *Trends in Parasitology*, 26(4), pp. 180-189.

- **Baron, S. (1996).** *Medical Microbiology*. 4ème éd. Galveston : University of Texas Medical Brand at Galveston: Samuel Baron Edition. Chapitre 77 : 6.

- **Baroudi, D., Khelef, D., Hakem, A., Abdelaziz, A., Chen, X., Lysen, C., Roellig, D., & Xiao, L. (2017).** Molecular characterization of zoonotic pathogens Cryptosporidium spp., Giardia duodenalis and Enterocytozoon bieneusi in calves in Algeria. *Vet Parasitol Reg Stud Reports*, 8, pp. 66-69.

- **Barr, S. C., & Bowman, D. D. (2011).** *Blackwell's Five-Minute Veterinary Consult Clinical Companion: Canine and Feline Infectious Diseases and Parasitology*. John Wiley & Sons.

- **BEUGNET, F. (2000).** Diagnostic coproscopique en pratique- Action Vét.- 2000, 1510, cahier clinique n°41.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUE

•**Beugnet, F., Guillot, J., Polack, B., & Chermette, R. (2000).** Enquête sur le parasitisme digestif des chiens et des chats de particuliers de la région parisienne. *Revue Méd Vét, 151*(5), 443-446.

•**BEUGNET, F ., MIRÓ, G., HALOS, L., & GUILLOT, J.(2021).** Abrégé de parasitologie clinique du chien et du chat. ISBN 978-2-9550805-4-2.

•**Biancardi, P., Papini, R., Giuliani, G., ; Cardini, G. (2004).** Prevalence of Giardia antigen in stool samples from dogs and cats. Revue de médecine vétérinaire, 155(8-9), 417-421.

• **Bourdoiseau, G**. (1993). Les protozooses digestives. *Prat. Méd. Chir. Anim. Comp.*, 28, pp. 295-303.

• **Bourdoiseau,G.,(2000)** : Elevage et collectivité : les maladies parasitaires du chien - Nouveau Praticien Vét. – 2 : pp137-139

• **Bouzid, M., Halai, K., Jeffreys, D., & Hunter, P. R**. (2015). The prevalence of Giardia infection in dogs and cats, a systematic review and meta-analysis of prevalence studies from stool samples. *Veterinary Parasitology*, 207(3-4).

• **Bradshaw, J., Rooney, N., & Serpell, J. (2017).** Dog social behavior and communication. In: *The domestic dog: Its evolution, behavior and interactions with people*, pp. 133-159.

•**Bianciardi, R., Papini, R., Giuliani, G., Cardini, G., (2004).** Prevalence of Giardia antigen in stool samples from dogs and cats. Rev. Méd. Vét. 155, 417–421

• **Buret, A. G. et Cotton, J. (2011).** Pathophysiological Processes and Clinical Manifestations of Giardiasis. In : Lujan, H. D. et Svard, S. (éd.), *Giardia*. Vienne : Springer Vienna, pp. 301-318.

• **Budras, McCarthy, Fricke, & Richter. (2007).** *Anatomy of the Dog: An Illustrated Text*. 5ème éd. Schluetersche.

C

• **Caccio, S. M., Sprong, H., Lujan, H. D. et Svard, S. (2011).** Epidemiology of Giardiasis in Humans. In: *Giardia*. Vienne : Springer Vienna, pp. 17-28.

•**Cai, W., Ryan, U., Xiao, L., & Feng, Y. (2021**). Zoonotic giardiasis: An update. *Parasitology Research, 120*, 4199–4218.

• **Chanudet, J. (2012).** Comparaison de différentes colorations pour la mise en évidence des protozoaires dans la coproscopie des ruminants. *Thèse de Doctorat Vétérinaire*. Lyon : Université Claude-Bernard.

• **Charlotte de Mouzon. (2022**). La relation humain - chat : étude des mécanismes d'une communication interspécifique. *Psychologie et comportements*. Université de Nanterre - Paris X.

- **Courtin-Donas, S. (2010).** L'alimentation du chat. *Actualités Pharmaceutiques*, 49(492), pp. 37-39.

D

- **Debouchaud, M. (2012).** Prévalence et implication de Giardia dans les diarrhées de sevrage du chiot. *Thèse d'exercice, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT*, 61 p.

De Santis-Kerr, A. C., Raghavan, M., Glickman, N. W., Caldanaro, R. J., Moore, G. E., Lewis, H. B., Schantz, P. M., & Glickman, L. T. (2006). Prevalence and risk factors for Giardia and coccidia species of pet cats in 2003–2004. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, *8*(5), 292-301.

Dennis, B. (2013). The Dog Encyclopedia: The Definitive Visual Guide ,360 pages.

- **Dyce, K. M., Sack, W. O., & Wensing, C. J. G. (2010).** *Textbook of Veterinary Anatomy*. Saunders Ltd.

- **Dunford, C. E., Loca, S., Marks, N. J., Scantlebury, M. (2024).** Seasonal habitat selection and ranging of domestic cats (Felis catus) in rural and urban environments. *Anim Biotelemetry*, 12, 13.

• **Decock, C., CADIERGUES, M. C., ROQUES, M. et FRANC, M., (2003).** Evaluation de quatre traitements de la giardiose canine. In : Revue de médecine vétérinaire. Vol. 154, n° 12,

E

- **Erlandsen, S. L., & Bemrick, W. J. (1987).** SEM evidence for a new species, Giardia psittaci. *Journal of Parasitology*, 73(3), pp. 623-629.

- **Erlandsen, S. L., Sherlock, L. A., Bemrick, W. J., Ghobrial, H., & Jakubowski, W.** (1990). Prevalence of Giardia spp. In beaver and muskrat populations in northeastern states and Minnesota: detection of intestinal trophozoites at necropsy provides greater sensitivity than detection of cysts in fecal samples. *Applied and Environmental Microbiology*, 56(1), pp. 31-36.

- **ESCCAP. (2013).** Giardiose chez le chien et le chat

- **ESCCAP. (2018).** Guidelines for the Control of Parasitic Infections in Pets (2nd ed.)

F

- **Feely, D. E. (1988).** Morphology of the cyst of Giardia micrati by light and electron microscopy. *Journal of Protozoology*, 35(1), 52-54.

- **Feng, Y., & Xiao, L. (2011).** Zoonotic Potential and Molecular Epidemiology of Giardia Species and Giardiasis. *Clinical Microbiology Reviews*, 24(1), 110-140.

- **Forman, M. A.; Steiner, J. M.; Armstrong, P. J.; Camus, M. S.; Gaschen, L.; Hill, S. L.; Mansfield, C. S.; Steiger, K. (2021).** ACVIM Consensus Statement on Pancreatitis in Cats. *J Vet Intern Med*, 35, 703-723.

- **Flávia, F., Mendonça, U., Adriana, P., Sudré, A., Daniel, B., Nádia, P., Almosny, R. (2017).** The influence of serial fecal sampling on the diagnosis of giardiasis in humans, dogs, and cats. *Revista Do Instituto De Medicina Tropical De Sao Paulo*, 59, 61.

- **Faubert, G. M. (1996).** The immune response to Giardia. *Parasitology Today*, 12(4), 140-145.

G

- **Gardner, T. B., & Hill, D. R. (2001).** Treatment of giardiasis. *Clinical Microbiology Reviews*, 14(1), 114-128.

- **Gillin, F., Reiner, D., Gault, M., Douglas, H., Das, S., Wunderlich, A., & Sauch, J. (1987).** Encystation and expression of cyst antigens by Giardia lamblia in vitro. *Science*, 235(4792), 1040–1043.

- **Gonin, P. O. (2017).** Analyse factuelle du traitement de la giardiose canine et recherche de facteurs de risque de récidive. Thèse de doctorat. Université Claude-Bernard - Lyon I, Médecine - Pharmacie.

- **Geurden, T. et Olson, M. (2011).** Giardia in Pets and Farm Animals, and Their Zoonotic Potential. In : Lujan, H. D. et Svard, S. (éd.), *Giardia*. Vienne : Springer Vienna, p. 71-92.

- **Geurden, T., Berkvens, D., Casaert, S., Vercruysse, J. et Claerebout, E. (2008).** A Bayesian evaluation of three diagnostic assays for the detection of Giardia duodenalis in symptomatic and asymptomatic dogs. In : *Veterinary Parasitology*, 157(1-2), 14-20.

- **Greene, C. E. (2012).** *Infectious Diseases of the Dog and Cat*. St. Louis, Mo. : Elsevier/Saunders.

- **Gutiérrez, A. M. Q. (2017).** Giardiasis epidemiology. *Current Topics inGiardiasis*, 13.

H

- **Hernandez, J., Rhimi, S., Kriaa, A., Mariaule, V., Boudaya, H., Drut, A., Jablaoui, A., Mkaouar, H., Saidi, A., Biourge, V., Borgi, M. A., Rhimi, M., & Maguin, E. (2022).** Domestic Environment and Gut Microbiota: Lessons from Pet Dogs. *Microorganisms*, 10(5), 949-949.

- **Hooshyar, H., Rostamkhani, P., Arbabi, M., & Delavari, M. (2019).** Giardia lamblia infection: review of current diagnostic strategies. *Gastroenterology and Hepatology from bed to Bench*, 12(1), 3.

- **Herzog, S. (2002).** Étude épidémiologique de la giardiose en élevage canin: Essai de traitement au fenbendazole (Doctoral dissertation, École Nationale Vétérinaire d'Alfort, Faculté de Médecine de Créteil).

- **Herbreteau, A. (2023).** Caractérisation cliniques des maladies inflammatoires chroniques de l'intestin du chien avec et sans perte de protéines. *Sciences du Vivant [q-bio]*.

K

Kindersley, D. (2014). *The Cat Encyclopedia. The Definitive Visual Guide*. First American edition. DK Publishing.

- **Khanum, H. (2017).** Association of dogs (*Canis lupus familiaris*, Linnaeus, 1753) and risk perception of zoonotic infection for humans. **2(1)**, 1-3.

- **Kirkpatrick, C. E. (1987).** *Giardiasis*. Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice, **17(6)**, 1377–1387.

- **Kalavani, S., Matin, S., Rahmanian, V., Meshkin, A., Taghipour, A., & Abdoli, A. (2024).** Prevalence of *Giardia duodenalis* among Asian children: a systematic review and meta-analysis. *International Health*, **16(2)**, 133-143.

- **Kehl, K. S., Cicirello, H., & Havens, P. L. (1995).** Comparison of four different methods for detection of *Cryptosporidium* species. *Journal of Clinical Microbiology*, **33(2)**, 416-418.

•**Kurnosova, O. P., Panova, O. A., & Arisov, M. V. (2024**). Prevalence of Giardia duodenalis in dogs and cats: Age-related predisposition, symptomatic, and asymptomatic cyst shedding. Veterinary world, 17(2), 379–383.

L

- **Lalle, M. (2010).** Giardiasis in the post genomic era: Treatment, drug resistance and novel therapeutic perspectives. *Infectious Disorders - Drug Targets*, 10(4), 283–294.

- **Leung, A. K. C.**, **Leung, A. A. M.**, **Wong, A. H. C.**, **Sergi, C. M.**, **Kam, J. K. M. (2019).** Giardiasis: An Overview. *Recent Patents on Inflammation & Allergy Drug Discovery*, 13(2), 134–143.

- **Lejeune, C. (1997).** Le genre Giardia en médecine vétérinaire. Thèse de doctorat vétérinaire, ENVN, Nantes, n°9.

- **Lloyd, D.**, **Harris, J. C.**, **Maroulis, S.**, **Biagini, G. A.**, **Wadley, R. B.**, **Turner, M. P.**, **Edwards, M. R. (2000).** The microaerophilic flagellate Giardia intestinalis: oxygen and its reaction products collapse membrane potential and cause cytotoxicity. *Microbiology*, 146, 3109–3118.

•**Lipoldová M. (2014).** Giardia and Vilém Dušan Lambl. PLoS neglected tropical diseases, 8(5), e2686.

•**Li, J., Dan, X., Zhu, K., Li, N., Guo, Y., Zheng, Z., Feng, Y. and Xiao, L. (2019)** Genetic characterization of Cryptosporidium spp. And Giardia duodenalis in dogs and cats in Guangdong, China. Parasit. Vectors, 12(1): 571.

•**Lujan, H.D. (2006).**Giardia y Giardiasis. Medicina , 66, 70–74.

M

• **Mardini, D. (2016).** Les protozooses digestives des carnivores domestiques (Thèse de doctorat). Université Claude-Bernard - Lyon I, Médecine - Pharmacie.

•**Mateo, M., Montoya, A., Bailo, B., Köster, P. C., Dashti, A., Hernández-Castro, C., Saugar, J. M., Matas, P., Xiao, L., & Carmena, D. (2023).** Prevalence and public health relevance of enteric parasites in domestic dogs and cats in the region of Madrid (Spain) with an emphasis on Giardia duodenalis and Cryptosporidium sp. *Veterinary medicine and science*, *9*(6), 2542–2558.

• **McDonald, J.**, **Finka, L.**, **Foreman-Worsley, R.**, **Skillings, E.**, **Hodgson, D. (2023).** Cat: Empirical modelling of Felis catus population dynamics in the UK. *PLoS One*, *18*(7), e0287841.

• **Mehlhorn, H. (2016). Giardia Species.** In Animal Parasites: Diagnosis, Treatment, Prevention (pp. 46-54). Springer International Publishing.

• **Meriam, N.**, **Saleh, J. R.**, **Heptinstall, E. M.**, **Johnson, L. R.**, **Ballweber, Lora R.**, **Lindsay, D. S.**, **Werre, S. R.**, **Herbein, J.**, **Zajac, A. M.** (2019). Comparison of diagnostic techniques for detection of Giardia duodenalis in dogs and cats. *Journal of Veterinary Internal Medicine*.

• **Müller, M.**, **Mentel, M.**, **van Hellemond, J. J.**, **Henze, K.**, **Woehle, C.**, **Gould, S. B.**, **Yu, R.-Y.**, **van der Giezen, M.**, **Tielens, A. G. M.**, **Martin, W. F. (2012).** Biochemistry and Evolution of Anaerobic Energy Metabolism in Eukaryotes. *Microbiology and Molecular Biology Reviews*, *76*(2), 444–495.

• **Marshall, M. M.**, **Naumovitz, D.**, **Ortega, Y.**, **Sterling, C. R. (1997).** Waterborne protozoan pathogens. *Clinical Microbiology Reviews*, *10*(1), 67-85.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUE

• **Mravcová, K., Štrkolcová, G. and Goldová, M. (2019).** The prevalence and assemblages of Giardia Duodenalis in dogs: A systematic review in Europe. Folia Vet., 63(4): 38–45

N

•**Nash, T. (1992).** Surface antigen variability and variation in *Giardia lamblia*. *Parasitology Today, 8*(7), 229-234.

•**Nash, T.**, **Lujan, H. T.**, **Mowatt, M. R.**, **Conrad, J. T**. (2001). Variant-specific surface protein switching in *Giardia lamblia*. *Infection and Immunity, 69*(3), 1922-1923.

•**Noble, E. R., Noble, G. A., Schad, G. A., & MacInnis, A. J. (1989**). Parasitology: The Biology of Animal Parasites (6th ed., pp. 49-51).

•**Nichiporuk, S., Radzikhovskyi, M. (2022).** Big hearts of little friends. Bulletin scientifique et technique de l'Institut de recherche d'État pour le contrôle des préparations vétérinaires et des additifs alimentaires et de l'Institut de biologie animale, 23(1), 105-110.

•**Nikolić, A. I., Dimitrijević, S. M., Đurković-Đaković, O. M., Bobić, B. N., & Maksimović-Mihajlović, O. (2002).** Giardiasis in dogs and cats in the Belgrade area. Acta veterinaria, 52(1), 43-48.

O

•**Olson, M. E., Ceri, H., & Morck, D. W. (2000).** Giardia vaccination. *Parasitology Today*, *16*(5), 213–217.

• **Olson, M., Thorlakson, C., Deselliers, L., Morck, D. and McAllister, T. (1997)**. Giardia and Cryptosporidium in Canadian farm animals. Vet. Parasitol., 68, 375-381.

P

•**Palmer, C. S., Thompson, R. C., Traub, R. J., Rees, R., & Robertson, I. D. (2008).** National study of the gastrointestinal parasites of dogs and cats in Australia. Veterinary parasitology, 151(2-4), 181–190.

Q

•**Queinnec, G., Queinnec, B., Guillot, M., & Boisseau, B. (1991).** *Connaissance et Appréciation du Chien Apparence et Architecture*. Saint-Amour: Editions du Suran.

R

•**Rose, J. B., & Slifko, T. R. (1999).** Giardia, Cryptosporidium, and Cyclospora and their impact on foods: A review. *Journal of Food Protection, 62*(9), 1059-1070.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUE

•**Robertson, L. J., Lim, Y. A. L., Lujan, H. D., & Svard, S. (2011).** Waterborne and environmentally-borne giardiasis. In H. D. Lujan & S. Svard (Eds.), *Giardia* (pp. 29-69). Vienna: Springer.

•**Ryan, U.; Cacciò, S.M. (2013).** Zoonotic potential of Giardia. Int. J. Parasitol. 43, 943–956.

S

•**Scorza, A. V., Radecki, S. V., & Lappin, M. R. (2006).** Efficacy of a combination of febantel, pyrantel, and praziquantel for the treatment of kittens experimentally infected with Giardia species. Journal of feline medicine and surgery, 8(1), 7-13.

- **Semchuk, I. Y., & Naumyk, O. S. (2023).** Theoretical aspects of the organization of standard and dietary nutrition for dogs. *Scientific Messenger of Lviv National University of Veterinary Medicine and Biotechnologies. Series: Agricultural sciences, 25*(98), 194–199.

•**Sommer, M. F., Rupp, P., Pietsch, M., Kaspar, A., & Beelitz, P. (2018).** Giardia in a selected population of dogs and cats in Germany – diagnostics, coinfections and assemblages. Veterinary Parasitology, 249, 49–56.

- **Spickler, A. R. (2012).** *Giardia and Giardiasis in Animals*. Doctoral thesis, Iowa State University.

- **Šlapeta, J., Dowd, S. E., Alanazi, A. D., Westman, M. E., & Brown, G. K. (2015).** Differences in the faecal microbiome of non-diarrhoeic clinically healthy dogs and cats associated with Giardia duodenalis infection: impact of hookworms and coccidia. *International Journal for Parasitology, 45*(9-10), 585–594.

- **Saleh, M. N., Heptinstall, J., Johnson, E., Ballweber, L. R., Lindsay, D. S., Werre, S. R., Herbein, J., & Zajac, A. M. (2019).** Comparison of diagnostic techniques for detection of Giardia duodenalis in dogs and cats. *Journal of Veterinary Internal Medicine, 33*(3).

- **Sykes, J. E. (2022).** *Greene's Infectious Diseases of the Dog and Cat-E-Book.* Elsevier Health Sciences.

- **Singer, S. M. (2011).** Immunology of giardiasis. In *Giardia: a model organism* (pp. 319-331). Vienna: Springer Vienna.

- **Singer, S. M., Elmendorf, H. G., Conrad, J. T., Nash, T. E. (2000).** Biological selection of variant-specific surface proteins in Giardia lamblia. *Journal of Infectious Diseases, 183*(1), 119-124.

- **Sun, J., Qin, H., Fu, Y., Qin, Z., Sun, M., Dong, H., Chao, L., Zhang, L., Li, J. (2023).** Assessment of potential zoonotic transmission of Giardia duodenalis from dogs and cats. *One Health*.

T

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUE

- **Tan, L., Wu, S., Abdullahi, A. Y., Yu, X., Hu, W., Song, M., & Li, G. (2016).** PCR-RFLP method to detect zoonotic and host-specific Giardia duodenalis assemblages in dog fecal samples.

- **Thomas, M., Polack, B., & Mammeri, M. (2024).** Giardia duodenalis in Algeria: A review within a One Health approach. Revue d'Élevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux, 77, 37393.

- **Thompson, R. C. A., Reynoldson, J. A., Lymbery, A. J. (1993).** Giardia: from molecules to disease and beyond. *Parasitology Today, 9*(9), 313-315.

- **Thompson, R. C. A. (2000).** Giardiasis as a re-emerging infectious disease and its zoonotic potential. *International Journal for Parasitology, 30*(12-13), 1259–1267.

- **Tekwani, B. L., Mehlotra, R. K. (1999).** Molecular basis of defence against oxidative stress in Entamoeba histolytica and Giardia lamblia. *Microbes Infect., 1*(5), 385-394.

- **Tangtrongsup, S. et SCORZA, V., (2010).** Update on the Diagnosis and Management of Giardia spp Infections in Dogs and Cats. In : Topics in Companion Animal Medicine. Vol. 25, n° 3, p. 155-162

U

- **Uiterwijk, M., Nijsse, R., Kooyman, F. N. J., Ploeger, H. W., & Wagenaar, J. A. (2019).** Host factors associated with Giardia duodenalis infection in dogs across multiple diagnostic tests. *Parasites & Vectors*, 12, 556.

- **Uchôa, F. F. M.**, **Sudré, A. P.**, **Macieira, D. B.**, **& Almosny, N. R. P. (2017).** The influence of serial fecal sampling on the diagnosis of giardiasis in humans, dogs, and cats. *Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo*, 59, e24.

- **Upcroft, P.**, & **Upcroft, J. A. (2001).** Drug Targets and Mechanisms of Resistance in the Anaerobic Protozoa. *Clinical Microbiology Reviews*, 14(1), 150–164.

V

- **Veyna-Salazar, N. P., Cantó-Alarcón, G. J., Olvera-Ramírez, A. M., Ruiz-López, F. J., Bernal-Reynaga, R., Bárcenas-Reyes, I., & Durán-Aguilar, M. (2023).** Occurrence of Giardia duodenalis in cats from Queretaro and the risk to public health. *Animals, 13*(1098).

- **Villeneuve, A., Polley, L., Jenkins, E., Schurer, J., Gilleard, J., Kutz, S., ... & Gagné, F.(2015).** Parasite prevalence in fecal samples from shelter dogs and cats across the Canadian provinces. Parasites & vectors, 8, 1-10.

Sites internet :

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUE

https://gifex.com/fr/fichier/quelles-sont-les-communes-de-la-wilaya-d-alger/