République Algérienne démocratique et populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur
et de la Recherche Scientifique
École Nationale Supérieure Vétérinaire

ENSV
ECOLE NATIONALE SUPERIEURE VETERINAIRE
ALGER

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
المدرسة الوطنية العليا للبيطرة

ÉCOLE NATIONALE SUPÉRIEURE VÉTÉRINAIRE

Projet de fin d'études

En vue de l'obtention du
Diplôme de Docteur Vétérinaire

Etude de la prévalence de *Toxocara canis* chez le chien dans la région d'Alger.

Présenté par : TOLBA Rafik Lotfi.

Soutenu le : 19/10/2019

Devant le jury composé de :

- Président : Mme. AISSI M. Professeur — ENSV d'Alger
- Promoteur : Mr. BAROUDI D. MCA. — ENSV d'Alger
- Examinateur 1 : Mme. BAAZIZI R. MCB. — ENSV d'Alger
- Examinateur 2 : Mme. TAIBI M. MCB. — ENSV d'Alger

Année universitaire : 2018-2019

REMERCIEMENTS

Je remercie Dieu de m'avoir permis de réussir dans ma vie, et d'en arriver là.

Je remercie le Dr. Baroudi d'avoir accepté d'être mon promoteur, de m'avoir proposé ce sujet, et de m'avoir aidé à le réaliser.

Je remercie le Professeur Aissi de m'avoir fait l'honneur de présider le Jury.

Je remercie le Dr. Baazizi et le Dr. Taibi de m'avoir fait l'honneur d'avoir accepté d'être membres du jury.

Je remercie le Dr. Taibi pour ses précieux conseils, et son aide.

Je remercie le Dr. Oumouna pour son aide dans le matériel de la partie expérimentale.

Je remercie Dr. Zerroug de la fourrière canine, et Sid-Ahmed le maitre-chien pour leur aide dans l'obtention des prélèvements.

Je remercie Ami Ahmed Saadi pour son aide dans le laboratoire de parasitologie.

Je remercie aussi tous les enseignants qui m'ont appris, conseillé et guidé durant tout mon cursus vétérinaire.

DEDICACES

A ma Famille si chère à mon cœur, qui a toujours été présente, qui m'a supporté et aidé durant toute ma vie.

A mes chers amis.

SOMMAIRE

INTRODUCTION 1

i Généralités 2

i.1 Historique : 2

i.2 Classification : 2

i.3 Définition : 2

i.4 Morphologie du parasite : 2

i.5 Nutrition : 5

ii Epidémiologie : 5

ii.1 Espèces affectées : 5

ii.2 Répartition Géographique : 5

ii.3 Sources du parasite : 5

ii.4 Modes d'infestation : 5

ii.5 Facteurs influençant la Réceptivité : 5

ii.5.1 Age : 5

ii.5.2 Sexe : 5

ii.5.3 Source de la population : 5

ii.5.4 Saison : 6

ii.6 Cycle Evolutif : 6

ii.6.1 Phase exogène : 6

ii.6.2 Phase endogène : 6

ii.7 Importance et prévalence : 10

iii Immunologie : 10

iv Pouvoir Pathogène : 10

v Symptômes : 11

v.1 Chez l'Animal 11

v.2 Chez l'homme : 12

vi Lésions : 16
vii Diagnostic : 18
vii.1 Diagnostic épidemio-clinique : 18
vii.2 Diagnostic de Laboratoire : 18
viii Traitement 19
ix Prophylaxie : 20
ix.1 Prophylaxie Médicale 20
ix.1.1 Traitements Antihelminthiques : 20
ix.2 Prophylaxie sanitaire 20
ix.2.1 Limiter la contamination de l'environnement : 20
ix.2.2 Mesures d'hygiènes et éducation du publique : 20
x Objectif : 22
xi Matériel et Méthodes : 22
xi.1 Echantillonnage : 22
xi.1.1 Nature des échantillons : 22
xi.1.2 Choix de l'échantillonnage : 22
xi.1.3 Récolte et conservation des prélèvements : 22
xi.2 Analyse des prélèvements : 23
xi.2.1 Matériel utilisé : 23
xi.2.2 Méthode : 25
xi.3 Analyse statistique : 26
xii Résultats : 27
xii.1 Identification du parasite : 27
xii.2 Prévalence globale : 30
xii.3 Variation de la prévalence selon l'origine du chien : 30
xii.4 Variation de la prévalence selon l'âge : 31
xii.5 Variation de la prévalence selon le sexe : 33
xii.6 Variation de la prévalence selon la race : 34

xii.7 Variation de la prévalence selon le traitement antihelminthique : 35
xiii Discussion 36
xiv Conclusion et Recommandations 39
xv Perspectives d'Avenir 41

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : Adulte de T. canis observé à l'endoscopie au niveau de l'iléon.....3
Figure 2 : Partie Antérieure d'un Adulte de T. canis observé au Microscope électronique à Balayage. 3
Figure 3 Œuf de Toxocara canis vu au Microscope optique.....4
Figure 4 Œuf de T.canis contenant Larve au Stade L2 4
Figure 5 Cycle évolutif de Toxocara Canis.....9
Figure 6 Un chiot souffrant d'une infestation très sévère par *T.canis* 12
Figure 7 Cas de Larva Migrans Viscéral (au niveau du foie) chez un enfant.....13
Figure 8 Cas de Larva Migrans Oculaire 14
Figure 9 IRM de différents cas cliniques de formes neurologiques de la Toxocarose 15
Figure 10 Vers de Toxocara Canis observés lors de l'autopsie d'un chien 16
Figure 11 Infestation très sévère de Toxocara canis observée lors de l'autopsie d'un chiot 17
Figure 12 Larves L2 enkystées dans un rein observées à l'autopsie d'un chien.....17
Figure 13 Boites utilisées pour le stockage des prélèvements 23
Figure 14 Matériel utilisé pour réaliser la technique de la flottaison.....24
Figure 15 Solutions de flottaison utilisées lors de l'analyse coprologique.....24
Figure 16 Lames marquées utilisées lors de l'analyse 24
Figure 17 Illustration des différentes étapes de la technique de la flottaison 25
Figure 18 Œufs de Toxocara canis identifiés au microscope optique x100.....28
Figure 19 Œufs de Toxocara canis identifiés au microscope optique x400.....29
Figure 20 Graphique de la prévalence globale retrouvée.....30
Figure 21 Graphique de la variation de la prévalence de T.canis selon l'origine du chien. 31
Figure 22 Graphique de la Variation de la prévalence de T.canis selon l'Age.....32
Figure 23 Graphique de la Variation de la prévalence de Toxocara canis selon le sexe 33
Figure 24 Graphique de la Variation de la prévalence de Toxocara canis selon la Race 34
Figure 25 Graphique de la Variation de la prévalence de Toxocara canis selon le traitement antihelminthique.....35
Figure 26 Procédure pour la recherche des œufs de Toxocara canis dans le sol. 41

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1 Prévalences de l'infestation *Toxocara canis* en France 10
Tableau 2 Prévalence globale de Toxocara canis chez les chiens prélevés 30
Tableau 3 Variation de la prévalence de Toxocara canis selon l'origine du chien 31
Tableau 4 Variation de la prévalence de T.canis selon l'âge 32
Tableau 5 Variation de la prévalence de Toxocara canis selon le sexe 33
Tableau 6 Variation de la prévalence de Toxocara canis selon la Race 34
Tableau 7 Variation de la prévalence de Toxocara canis selon le traitement antihelminthique 35

LISTE DES ABRÉVIATIONS

T. canis : *Toxocara canis.*

LMO : Larva Migrans Oculaire.

LMV : Larva Migrans Viscéral.

DCI : Dénomination Commune Internationale.

DDT : Date du Dernier Traitement.

ENSV : Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire d'Alger.

IgE : Immunoglobuline E.

IgG : Immunoglobuline G.

IgM : Immunoglobuline M.

IgA : Immunoglobuline A.

IRM : Imagerie par Résonance Magnétique.

PARTIE I : ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE

INTRODUCTION

Le chien *Canis lupus familiaris* est un animal de compagnie qui vie le plus souvent en contact avec l'homme, il peut être atteint par différentes parasitoses externes et internes, parmi ses parasites intestinaux figure *Toxocara canis* le parasite que nous allons étudier.

Toxocara Canis est un ver de l'embranchement des nématodes, il provoque la Toxocarose, une maladie parasitaire d'importance tant pour la santé publique que pour la santé animale (TAYLOR *et al.,* 2016).

En effet, cette parasitose engendre chez le chien des troubles digestifs pouvant aboutir à une obstruction intestinale, avec potentiellement des troubles hépatiques et respiratoires et une atteinte de l'état général (BOWMAN, 2014), chez l'homme elle est connue pour être responsable des syndromes de Larva Migrans Viscéral et Oculaire ainsi que de la forme neurologique, plus rare mais dangereuse (AUBRY et GAUZERE, 2017).

Toxocara canis est cosmopolite, en France on retrouve des prévalences entre 7.4% et 23% chez le chien (CHARLOT, 2007), en Algérie on dispose de peu de données publiées, une précédente étude de (SAADI *et al.*, 2015) ont trouvé une prévalence de 11.76%, (ZEBIRI et SEKAT, 2010) retrouvent une prévalence de 36.27 %, (MEHDAOUI et ABDELLAH, 2014) quant à eux trouvent une prévalence de 12.61% chez les chiens dans l'Algérois, (BOUCHERIT et HATTAB, 2015) trouvent une prévalence de 16.28% chez les chiens sauvages de la fourrière.

Différents facteurs d'influence existent : l'origine et le mode de vie, l'âge, le sexe, la race, la saison, les traitements reçu mais tous n'ont pas de réel impact, l'un des objectifs de notre étude est de déceler et de mettre en avant les plus important.

L'étude de la prévalence de *T. canis* au niveau de la région d'Alger permettra donc de connaitre son statut épidémiologique, mais aussi de recueillir d'autres données vitales permettant de connaitre son évolution en comparant avec d'autres études, afin de repérer les défaillances actuelles dans les moyens de prophylaxie et par la suite de mettre en place d'éventuels plans de lutte.

Dans ce travail des prélèvements de matières fécales de chiens ont été recueilli, afin d'étudier la prévalence et les facteurs de risque de cette parasitose au niveau de la région d'Alger.

I GENERALITES

i.1 Historique :

Toxocara canis a été découvert et décrit pour la première fois par (Werner, 1782), le premier cas chez l'homme a été décrit par (Wilder, 1950).

i.2 Classification :

Règne : Animalia

Embranchement : Nematoda

Classe : Secernentea

Ordre : Ascaridida

Famille : Ascarididae

Genre : Toxocara

Espèce : canis

(TAYLOR *et al.*, 2016)

i.3 Définition :

Toxocara canis aussi appelé ascaris du chien est un nématode cosmopolite très courant touchant les espèces canines domestique et sauvages.

Il infeste aussi bien l'adulte que le chiot, cependant, la prévalence est bien plus importante chez les chiens de moins de 2 ans en raison du développement de l'immunité de l'animal, le parasite est aussi transmissible à l'homme et responsable du syndrome de larva migrans viscérale et oculaire (GIGNAC, 2011).

i.4 Morphologie du parasite :

L'adulte est un ver rond, de couleur blanchâtre, de 5 à 18 cm de longueur et 1 à 2 mm de diamètre, son corps est enroulé sur lui-même ou incurvé en S (Figure 1).

Il dispose d'ailes céphaliques longues, étroites, élargies progressivement en arrière et progressivement effilées vers l'avant en fer de lance, ainsi que de 3 lèvres au niveau de son extrémité antérieure (Figure 2).

Son extrémité postérieure est légèrement enroulée chez le mâle et porte 2 spicules de 750 à 900 µm ainsi qu'un petit processus digitiforme terminal, chez la femelle cette extrémité est rectiligne et porte un petit appendice.

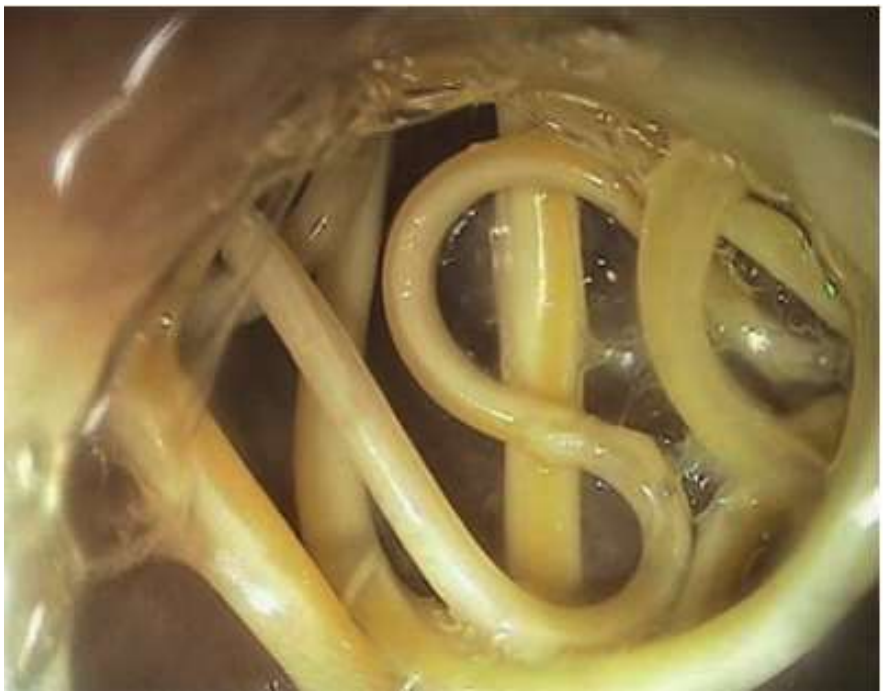


Figure 1 : Adulte de *T. canis* observé à l'endoscopie au niveau de l'iléon (BOWMAN, 2014).

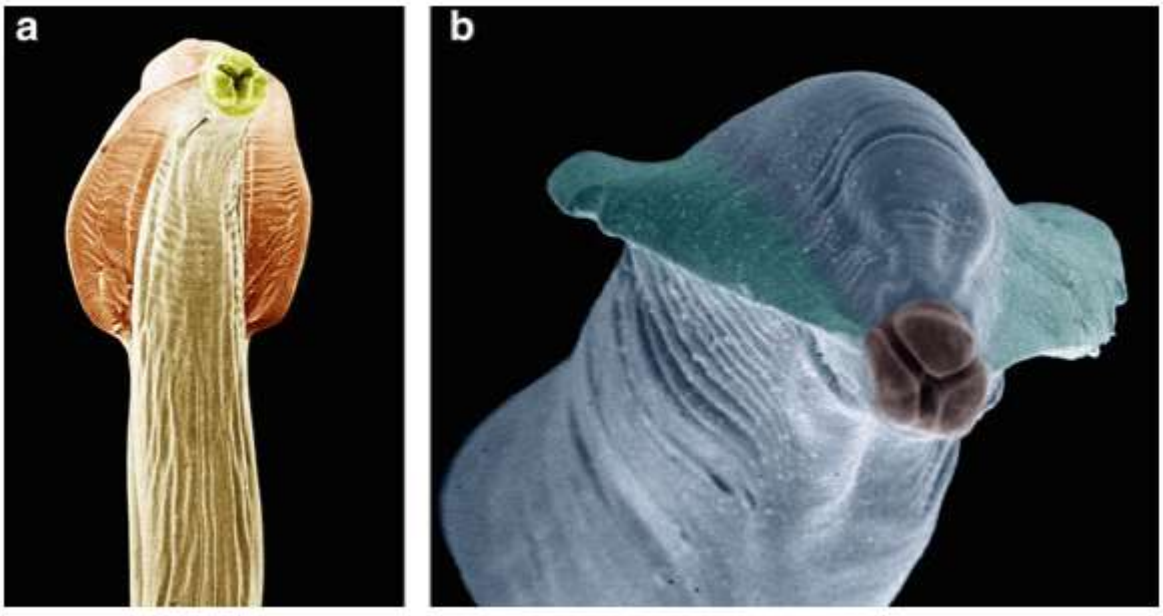


Figure 2 : Partie Antérieure d'un Adulte de *T. canis* observé au Microscope électronique à Balayage (MEHLHORN, 2016).

Les œufs sont sub-globuleux, à coque épaisse et alvéolée composée de 5 couches ; ils sont de forme sphérique et mesurent 78-90 µm (Figure 3).

L'œuf contient soit une cellule unique de couleur brun foncé emplissant la totalité de l'œuf soit des blastomères soit une larve (stade L1 ou L2) (Figure 4) (CHARLOT, 2007 ; EUZEBY, 2008).

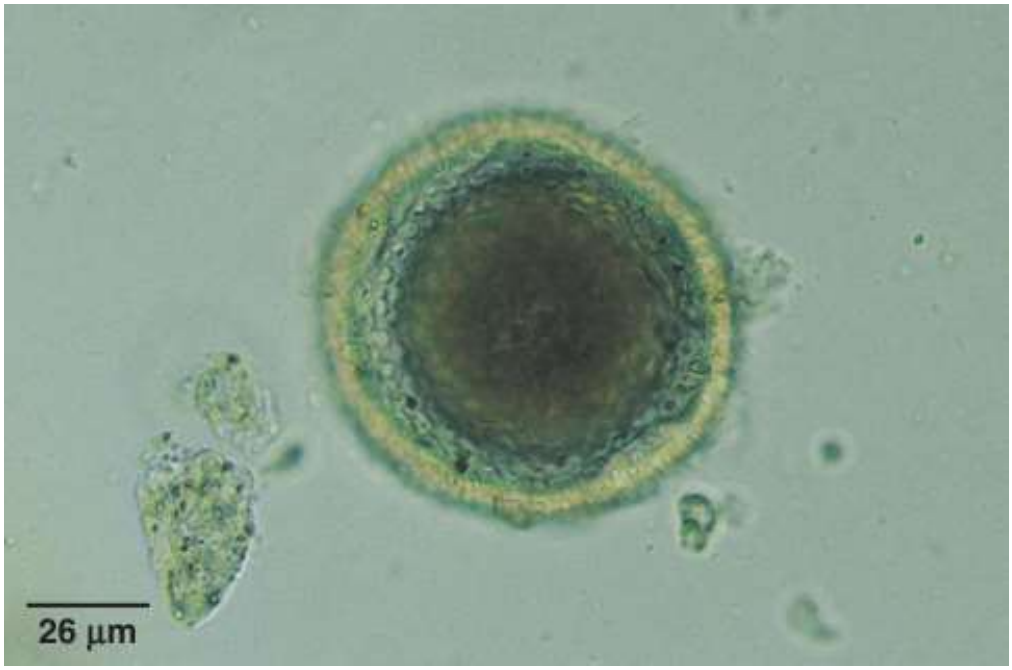


Figure 3 Œuf de *Toxocara canis* vu au Microscope optique (ZAJAC et CONBOY, 2012)

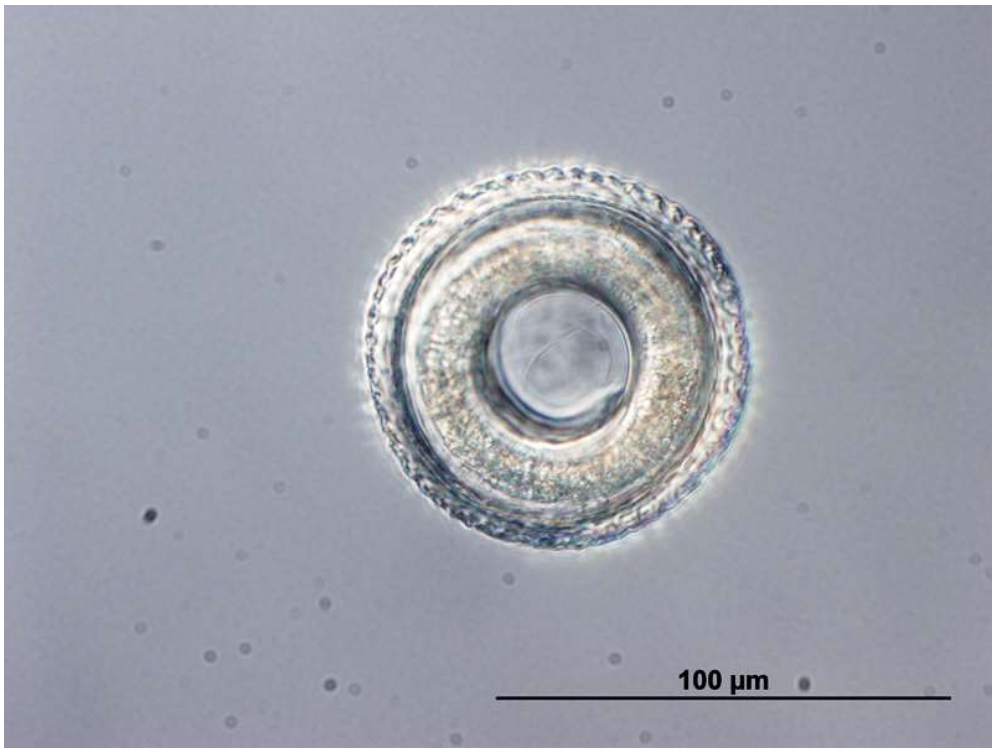


Figure 4 Œuf de *T.canis* contenant Larve au Stade L2 (FLUKEMAN, 2007)

i.5 Nutrition :

Les adultes de *Toxocara canis* sont essentiellement Chimyvores et ils ne sont pas hématophages (ils ne s'attaquent jamais à la paroi intestinale) (CHARLOT, 2007 ; AISSI, 2017).

Selon DORCHIES *et al.* (1992) et CHARLOT (2007), les larves en migration se nourrissent de sérosités, mais leurs besoins véritables ne sont pas encore connus.

II EPIDEMIOLOGIE :

ii.1 Espèces affectées :

Toxocara canis fait partie des parasites les plus fréquemment rencontrés chez le chien, mais il est également retrouvé chez les canidés sauvages (MEHLHORN, 2016).

ii.2 Répartition Géographique :

La distribution de *T. canis* est mondiale (GUAY, 2005 ; MEHLHORN, 2016).

ii.3 Sources du parasite :

Les œufs contenus dans les déjections, peuvent contaminer l'environnement et l'alimentation, les chiens et les hôtes paraténiques qui ont des larves enkystées (MEHLHORN, 2016).

ii.4 Modes d'infestation :

Par voie transplacentaire : passage des larves de la mère vers le chiot, par le biais des sécrétions lactées : ingestion de larves avec le lait, par voie digestive : ingestion des œufs dans l'environnement, l'alimentation ou l'eau, par ingestion d'un hôte paraténique contenant des larves enkystées.

ii.5 Facteurs influençant la Réceptivité :

ii.5.1 Age :

Les jeunes chiots sont davantage infectés que les adultes, le facteur immunitaire est l'une des principales raisons à cela (MARTINEZ-MORENO *et al.*, 2006 ; BOWMAN, 2014).

ii.5.2 Sexe :

Selon plusieurs auteurs, le sexe ne représenterait pas d'influence significative pour la prévalence de *Toxocara canis* (MARTINEZ-MORENO *et al.*, 2006).

ii.5.3 Source de la population :

Les chiens de compagnie présentent des prévalences bien inférieures à celles des chiens de chenils qui eux même ont des prévalences inférieures à celles des chiens errants, l'hygiène de l'environnement, de l'habitat, de l'alimentation ainsi que l'exposition et les traitements reçus sont considérés comme étant des facteurs déterminants.

Dans le cas de l'homme la population la plus touchée reste les enfants à cause de leur comportement non-hygiénique (ne se lavent pas les mains et les mettent dans la bouche), de plus les enfants ont tendance à jouer dans des bacs à sable publiques ou l'on trouve bien souvent une forte concentration d'œufs de *Toxocara canis* (MARTINEZ-MORENO *et al.*, 2006 ; BOWMAN, 2014).

ii.5.4 Saison :

La saison ne jouerait pas de rôle important, si ce n'est offrir un environnement permettant une survie plus longue des œufs dans le milieu extérieur (BORG et WOODRUFF, 1973 ; CHARLOT, 2007).

ii.6 Cycle Evolutif :

ii.6.1 Phase exogène :

Après accouplement des adultes de *Toxocara canis* dans la lumière intestinale de l'animal, la femelle pond une importante quantité d'œufs, ces derniers sont rejetés dans le milieu extérieur avec les matières fécales.

L'œuf va subir plusieurs transformations d'abord la segmentation en 2 blastomères puis transformation en embryon, puis Larve L1 et enfin Larve L2 qui est le stade infestant.

Cette évolution se fait entièrement in ovo, et sa durée est en moyenne entre 10 et 15 jours.

Les conditions optimales pour cette phase sont : une température entre 12 et 32 °C, une hygrométrie de 85% en moyenne, et la présence d'oxygène qui est indispensable (CHARLOT, 2007 ; GIGNAC, 2011 ; AISSI, 2017).

Résistance :

Selon PARSONS (1987), les œufs peuvent survivre des années et sont extrêmement résistants aux conditions climatiques très difficiles, ils peuvent passer un hiver à 0.2°C sous la neige et s'ils sont protégés par les matières fécales, peuvent même survivre à -20°C. Les œufs de *T. canis* résistent à la majorité des désinfectants disponibles (CHARLOT, 2007).

Selon ARAMBULO et STEELE (1976) il faut une immersion dans une eau bouillante d'au moins 40°C pour les détruire, ils peuvent cependant résister pendant 8 jours à l'immersion dans du formol à 40% ou du lysol à 4% ou une solution saturée de NaCl ; ils peuvent survivre pendant 14 jours dans une solution d'ammoniac pur du commerce et pendant un mois dans du formol à 10%

ii.6.2 Phase endogène :

La contamination initiale peut se faire ou bien par ingestion des œufs contenants la L2 ou bien par ingestion de petits mammifères (Hôtes paraténiques) qui disposent de larves L2 enkystées dans leurs différents tissus (après avoir eux-mêmes ingéré des œufs contenants des larves L2, ces derniers vont

éclore et les larves vont migrer et s'enkyster dans différents tissus, il est dit qu'elles entrent en hypobiose).

Une fois les œufs contenants les L2 dans le tube digestif du chien elles vont éclore au niveau de l'estomac ou de l'intestin, cette étape peut prendre 2 à 4 heures, les Larve L2 ne peuvent cependant pas se développer et atteindre le stade adulte au niveau intestinal qui est défavorable à leur survie, elles vont par conséquent migrer afin de subir des mues avant de revenir dans l'intestin.

Les Larves L2 vont migrer vers le Foie principalement via les veinules hépatiques puis elles vont remonter vers le cœur via la veine cave ou par voie lymphatique, puis elles vont quitter le cœur pour atteindre les poumons, nous sommes ici 3 à 5 jours après l'ingestion des œufs.
La suite dépend ensuite de l'âge et de l'immunité de l'individu ainsi que de son état physiologique (CHARLOT, 2007 ; GIGNAC, 2011 ; AISSI, 2017).

Cas des individus âgés de moins de 5 semaines :

Les Larves L2 muent en Larves L3 au niveau du tissu pulmonaire, ces dernières vont ensuite remonter les voies aérifères jusqu'au carrefour pharyngo-trachéal ou elles seront dégluties, elles atteindront par conséquent l'estomac ou elles vont muer en Larves L4, puis le Duodénum ou elles deviendront des adultes immatures, et enfin elles mueront en adultes reproducteurs au niveau de la lumière intestinale, selon (DORCHIES et GUITTON, 1993) la ponte début dans la 5eme semaine post ingestion.
Il s'agit du cycle trachéal ou migration entéro-pneumo-trachéo-entérale (CHARLOT, 2007 ; GIGNAC, 2011 ; AISSI, 2017).

Cas des individus âgés de plus de 5 semaines :

Une fois que les Larves L2 atteignent le tissu pulmonaire, la réaction immunitaire suite à l'immunité acquise du chien, fera que des larves seront refoulés des poumons vers la circulation générale, ces L2 vont par la suite atteindre différents tissus et organes (foie, muscles, reins, cerveau, tissu mammaire…) ou elles vont s'enkyster, elles pourront survivre à ce stade pendent plusieurs mois voire plusieurs années.

Il s'agit du cycle somatique ou migration entéro-pneumo-somatique.

Le devenir de ces larves enkystées dépendra de l'hôte, dans le cas d'un male le plus souvent elles n'évolueront pas et finiront par mourir avec le temps, dans le cas d'une femelle gestante en revanche dans le dernier tiers de la gestation (vers le 42ème jour) on observera un réveil de ces larves qui vont rejoindre la circulation générale, puis elles traverseront le placenta et rejoindront le foie du fœtus par la veine ombilicale ; les raisons de ce réveil ne sont pas élucidées , le changements hormonaux sont suspectés.

Après la naissance des chiots les larves reprendront leur développement selon le cycle trachéal, les selles des chiots commenceront à contenir des œufs 14 à 21 jours plus tard.

Aussi dans le cas de ces femelles lors de la lactation des larves sont aussi retrouvées dans leurs sécrétions lactées, et peuvent contaminer les chiots par cette voie-là également (CHARLOT, 2007 ; GIGNAC, 2011 ; AISSI, 2017).

En ce qui concerne l'être humain :

Ce dernier est un hôte accidentel et une impasse épidémiologique pour *Toxocara canis,* il est infesté par les œufs contenants les Larves L2 mais ne présente pas les conditions nécessaires pour les mues du parasite, par conséquent les L2 ne pourront pas évoluer vers le stade L3 pour continuer le cycle.

Cependant il faut noter que malgré l'absence de mues, les larves poursuivent leur migration dans l'organisme ; chez l'homme les larves L2 sont libérées dans l'estomac et l'intestin grêle, puis elles migrent vers le foie via le système porte, puis se dirigent vers le cœur et les poumons, la majorité arrêteront leur migration au niveau de ces 2 organes, d'autres peuvent atteindre le système nerveux central ou l'œil (TRICOT, 2003).

La Figure 5 schématise le cycle du parasite.

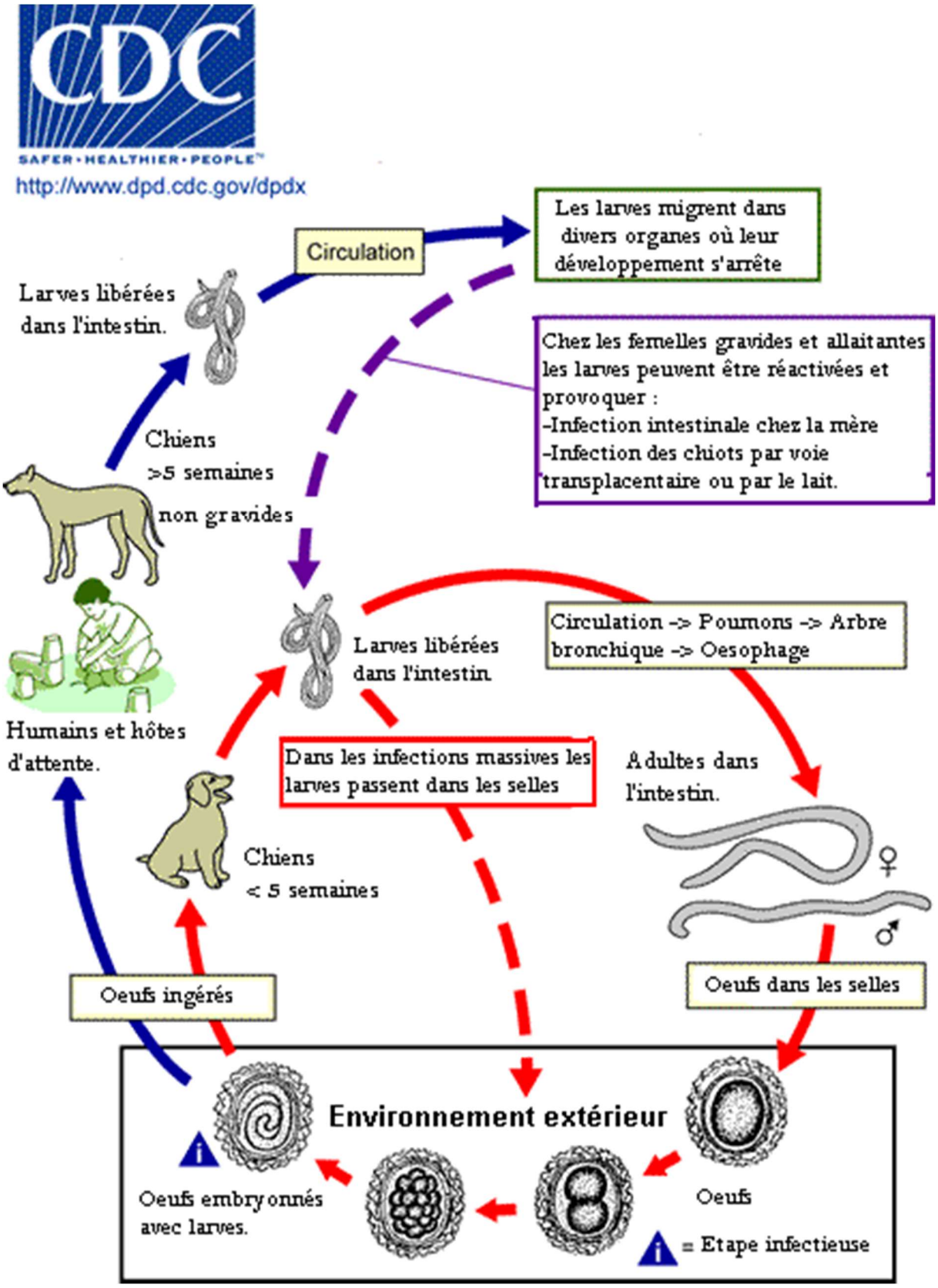


Figure 5 Cycle évolutif de Toxocara Canis (Center for Disease Control and Prevention ,2007)

ii.7 Importance et prévalence :

Selon les études de FERRAUD *et al.* (1988) et FRANC *et al.* (1997) *Toxocara canis* est le premier parasite rencontré chez le chien en France.

Différentes études en France montrent des prévalences de l'infestation qui varient de 7.4% à 23% (référencées dans le Tableau 1)

Tableau 1 Prévalences de l'infestation *Toxocara canis* en France (CHARLOT, 2007)

Auteurs	**Prévalence**
(BOURDEAU et CHERMETTE, 1985)	7,4% (35/474 coproscopies)
(HOFFSCHIR, 1985)	23% (350/1523 coproscopies)
(FERRAUD *et al.*, 1988)	16,8% (27/160 coproscopies)
(DORCHIES et GUITTON, 1993)	16,1% (1221/7584 coproscopies)
(FRANC *et al.* 1997)	9,3% (39/420 coproscopies)

En Algérie, selon SAADI *et al.* (2015) la prévalence de *Toxocara canis* est de 11.76% dans la région d'Alger, (ZEBIRI et SEKAT, 2010) ont trouvés une prévalence de 36.27 % dans la même région, (MEHDAOUI et ABDELLAH, 2014) ont trouvés une prévalence de 12.61% également dans l'Algérois.

III IMMUNOLOGIE :

Très peu d'études ont été menées sur la réaction immunitaire de l'hôte face à l'infestation par *Toxocara canis*, la majorité s'étant focalisées sur l'homme et sur la forme larvaire du parasite.

Cependant, des données ont permis de vérifier qu'en cas d'infestation par *T. canis,* l'immunité cellulaire est plus efficiente que l'immunité humorale*,* les lymphocytes T auxiliaires Th2 prolifèrent pour activer en quantité d'autres types de cellules tels que les granulocytes éosinophiles, les mastocytes et les leucocytes, par la suite il y'aura une production d'anticorps surtout les IgG, les IgA et les IgE (MAIZELS, 2013).

IV POUVOIR PATHOGENE :

Toxocara canis exerce son pouvoir pathogène par son action spoliatrice ainsi que par les dommages tissulaires et les réactions inflammatoires qu'il engendre (CHARLOT, 2007 ; GIGNAC, 2011).
La lyse du parasite engendre des lésions tissulaires importantes, d'où la nécessité d'éviter l'usage d'antiparasitaires lors des cas LMO (AUBRY et GAUZERE, 2017).

V SYMPTOMES :

v.1 Chez l'Animal

La sévérité des manifestations cliniques dépend grandement du degré d'infestation et de l'Age de l'animal.

Troubles respiratoires : ils correspondent aux migrations larvaires, lors d'infestations légères il est possible qu'on ait aucun signe respiratoire, lors d'infestations plus sévères on remarque de la toux, une accélération de la fréquence respiratoire avec parfois du jetage, et dans les cas les plus gravissimes qui sont observés surtout chez les chiots : une pneumonie ascaridienne (TRICOT, 2003 ; TAYLOR *et al.*, 2016).

Troubles digestifs : on peut avoir de la diarrhée et des vomissements, qui parfois vont contenir des vers adultes ; les infestations sévères peuvent mener à des ballonnements abdominaux avec borborygmes, dans les cas les plus graves les vers vont former des pelotes ascaridiennes menant à une obstruction intestinale cela va aboutir à du météorisme (Figure 6), des désordres de la flore digestive, voir une déchirure intestinale qui conduira à une péritonite mortelle (TRICOT, 2003 ; TAYLOR *et al.*, 2016).

Atteinte générale : la spoliation provoquée par le parasite entraine un retard de croissance, un état de fatigue prolongé voir constant, un appétit faible et irrégulier, une maigreur, et un pelage terne et piqué, des douleurs articulaires peuvent aussi être détectées en particulier chez les races de grande taille à cause du rachitisme et de la déformation osseuse suite à la carence en phosphore et calcium (TRICOT, 2003 ; TAYLOR *et al.*, 2016).

Figure 6 Un chiot souffrant d'une infestation très sévère par *T.canis* (MEHLHORN, 2016)

v.2 Chez l'homme :

L'infestation de l'homme peut mener à différentes formes, certaines mineures voir asymptomatiques d'autres majeures, cela dépend essentiellement de la charge parasitaire mais aussi de la localisation des larves.

Les Formes Mineures : représentent la Toxocarose dite « commune » souvent asymptomatiques, parfois présentent de la fièvre, de l'asthénie, avec parfois un prurit localisé, ou des douleurs au niveau de l'hypochondre droit, ces formes sont difficilement diagnosticables et nécessitent généralement une sérologie (AUBRY et GAUZERE, 2017).

Les Formes Majeures :

Larva Migrans Viscérale : est associée à des signes généraux (fièvre, asthénie, amaigrissement), œdèmes de la face, à des signes cutanés (urticaire, prurigo), une hépatomégalie (Figure 7), des signes respiratoires (toux quinteuse, manifestations asmathiformes) et des troubles digestifs (AUBRY et GAUZERE, 2017).

Larva Migrans Oculaire : généralement due à une seule larve ayant atteint un œil, donc on aura des signes cliniques unilatéraux (Figure 8), une baisse d'acquittée visuelle de l'œil atteint, distorsion de l'image, strabisme, on peut avoir de l'uvéite, une endophtalmie, un granulome rétinien (AUBRY et GAUZERE, 2017).

La Forme Neurologique : due à l'atteinte du système nerveux central, rare et se traduit par une épilepsie, méningo-encéphalite, myélite, une encéphalopathie, une méningo-radiculite, une méningo-myélite (AUBRY et GAUZERE, 2017),des exemples de ce genre de cas sont illustrés dans la Figure9.

Figure 7 Cas de Larva Migrans Viscéral (au niveau du foie) chez un enfant (KAUR *et al.*, 2017)

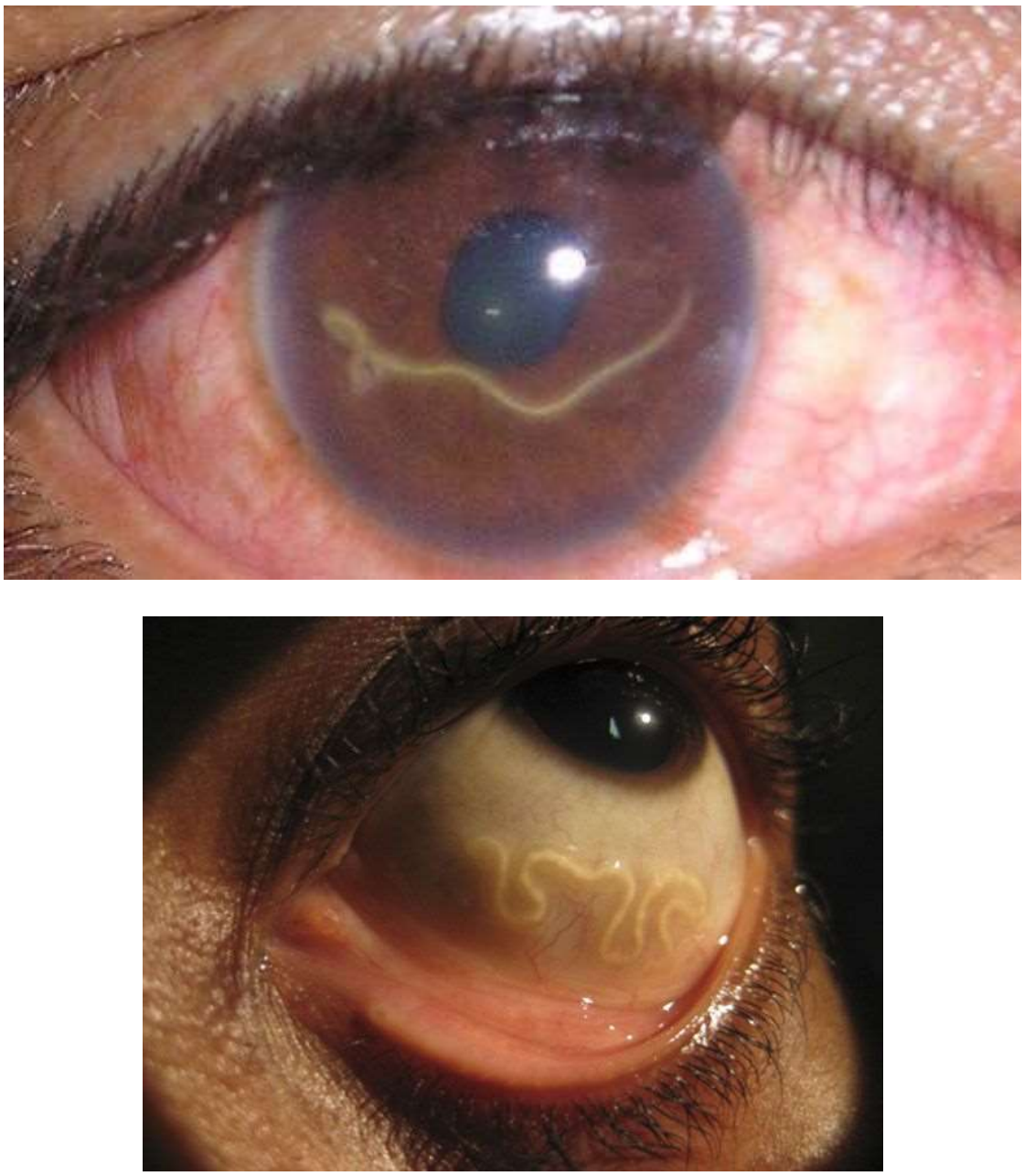


Figure 8 Cas de Larva Migrans Oculaire

(Auteur anonyme :https://www.omicsonline.org/canada/toxocariasis-peer-reviewed-pdf-ppt-articles/)*(vu le 08/07/2019*)

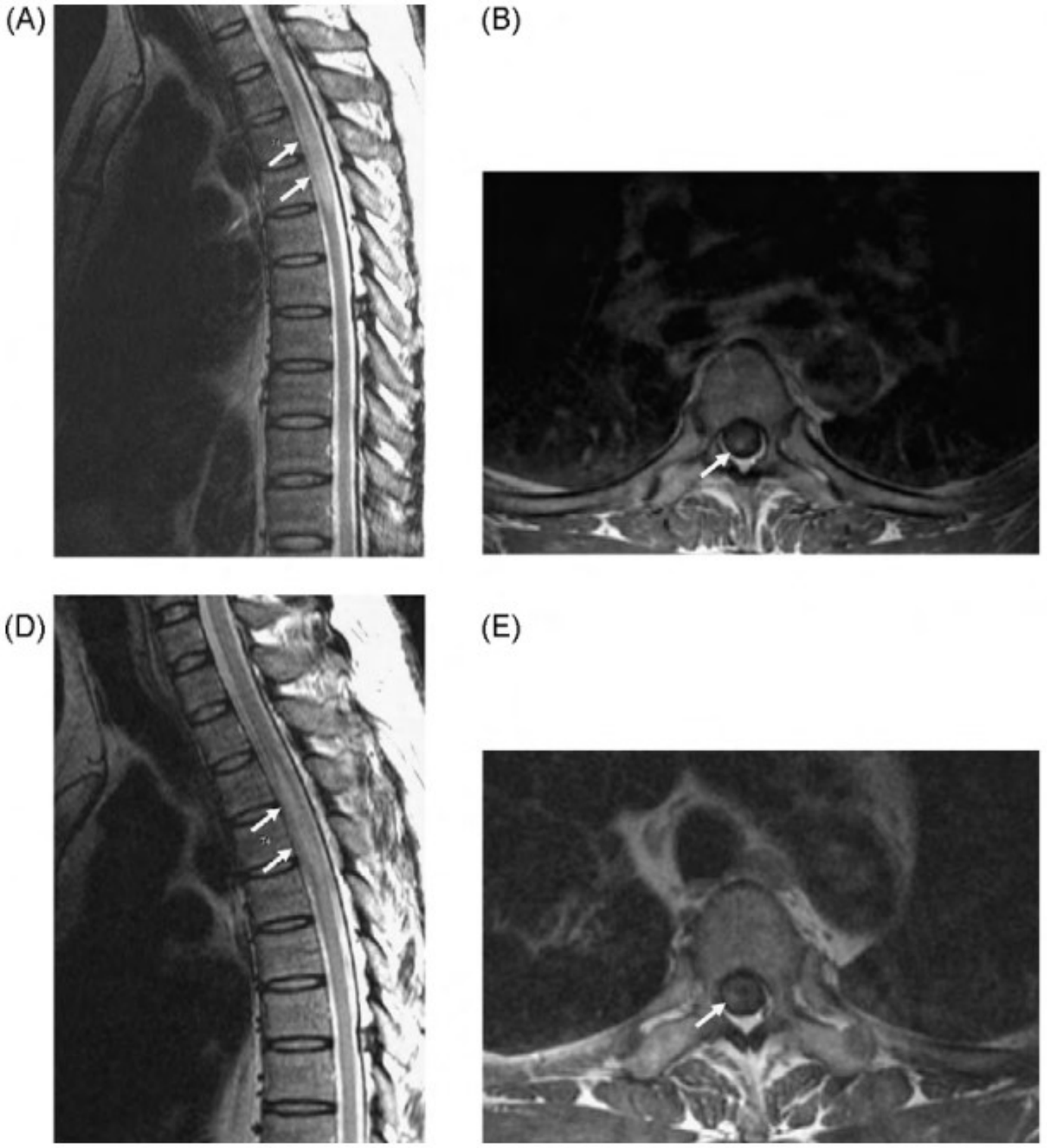


Figure 9 IRM de différents cas cliniques de formes neurologiques de la Toxocarose (LEE *et al.*, 2009)

VI LESIONS :

A l'inspection post-mortem, l'animal apparait cachectique, avec un ballonnement au ventre, et présente un retard de croissance.

A l'exploration du système digestif, on retrouvera un grand nombre de vers adultes au niveau des intestins parfois même de l'estomac (Figures 10 et 11).

Des foyers hémorragiques peuvent être retrouvés au niveau des poumons d'un chiot fortement infesté, à cause de la migration larvaire.

Des foyers inflammatoires sont souvent observés au niveau du rein prenant la forme de taches blanches de 1 à 2 mm de diamètre au niveau du cortex elles contiennent des larves et des cellules immunitaires (Figure 12) (TAYLOR *et al.*, 2016).

Figure 10 Vers de *Toxocara Canis* observés lors de l'autopsie d'un chien (BOWMAN, 2014)

Figure 11 Infestation très sévère de *Toxocara canis* observée lors de l'autopsie d'un chiot (TAYLOR *et al.*, 2016)

Figure 12 Larves L2 enkystées dans un rein observées à l'autopsie d'un chien (University of Pensilvania : http://cal.vet.upenn.edu/projects/parasitc/toxocara/popup/bio-cyst.htm (vu le 5/7/2019)

VII DIAGNOSTIC :

vii.1 Diagnostic épidemio-clinique :

C'est le diagnostic de suspicion, chez le chien certains symptômes tels que le retard de croissance, un ballonnement au niveau de l'abdomen et des troubles respiratoires, associés aux données épidémiologiques des parasites de la région et au mode de vie du chien (tendance à sortir, alimentation) peuvent nous guider vers la toxocarose mais d'autres pathologies et d'autres parasitoses présentent des symptômes similaires ; si l'animal vomis où émet des selles contenant des vers, on peut la aussi émettre une suspicion, mais il est difficile de confirmer qu'il s'agisse bien de *Toxocara canis* et non pas d'un autre nématode tel que *Toxascaris leonina* (CHARLOT, 2007 ; TAYLOR *et al.*, 2016).

vii.2 Diagnostic de Laboratoire :

C'est le diagnostic de certitude, la coproscopie précisément la technique de la flottaison est simple à réaliser et permet de mettre en évidence les œufs qui sont faciles à identifier de par leur forme spécifique (CHARLOT, 2007 ; TAYLOR *et al.*, 2016), c'est la technique que nous avons réalisé dans notre travail expérimental.

La sédimentation peut également être utilisée.

Les examens biologiques peuvent nous mettre en évidence une hyperéosinophilie, un taux élevé d'IgE, et un hypergammaglobulinémie,

Les tests sérologiques comme le test ELISA IgG (qui détecte les anticorps anti-*T. canis*) les tests Western Blot (qui détectent l'antigène de *T. canis*) peuvent nous permettre d'établir un diagnostic de certitude (TRICOT, 2003).

Mais ces examens biologiques et sérologiques sont très couteux et ne sont pas du tout intéressants en médecine vétérinaire vu que dans le cas du chien le parasite complète son cycle, et que la technique de la flottaison qui est infiniment plus simple et moins couteuse nous permet d'établir un diagnostic sur, en revanche, ils sont bien plus intéressants et importants en médecine humaine vu que le parasite ne complète pas son cycle (donc pas d'œufs dans les matières fécales).

Chez l'homme :

Les symptômes qui sont très variés selon la forme ne permettent pas d'établir un diagnostic (mis à part dans certains cas de LMO ou la larve est visible au niveau de l'œil), les techniques biologiques et sérologiques sont nécessaires pour établir un diagnostic de la toxocarose, l'imagerie médicale est aussi utilisée pour localiser les larves (CHARLOT, 2007 ; LEE *et al*., 2009 ; TAYLOR *et al.*, 2016).

VIII TRAITEMENT

Plusieurs molécules d'antihelminthiques sont efficaces contre la toxocarose, il est recommandé de commencer la vermifugation le plus tôt possible chez les chiots, à la 2ème semaine puis à la 4, 6 et 8ème semaine, ensuite un traitement mensuel jusqu'au 6ème mois, puis un vermifuge chaque trimestre pour les régions à forte prévalence, chaque semestre dans les régions à faible prévalence.

La chienne doit aussi être vermifugée au 40ème jour de gestation et à la deuxième semaine de lactation pour éliminer les parasites et éviter la contamination des chiots.

Antihelminthiques Adulticides et Larvicides :

Le Fenbendazole 50 mg/Kg PO q24h pendent 3 à 5 jours, c'est la molécule la plus recommandée surtout chez la chienne pour son efficacité sur les adultes et sur la forme larvaire y compris en hypobiose.

Ivermectine 1 mg/kg PO q24h à j20 et j42, ou 0.5mg/kg PO à j38, 41, 44 et 47 de la gestation.

Antihelminthiques Adulticides :

Pipérazine 50 mg/kg PO

Milbémycine oxime 0.5 mg/kg PO q30 jours.

Pamoate de pyrantel 5 mg/kg PO

Dans les cas de troubles respiratoires en particulier chez le chiot : il faut traiter l'inflammation (Prednisone 0.25 mg/kg, PO, q12h, pendent 5 jours).

Dans le cas d'un mauvais état général il faut recourir à la perfusion (BARR et BOWMAN, 2012).

Chez l'homme :

Le traitement curatif repose sur l'albendazole 10 mg/kg/j pendant 5 à 10 jours qui est le traitement de référence ; l'ivermectine à la dose de 200 µg/kg/1 jour ou le mébendazole ou le flubendazole à 25 mg/kg/j pendant 21 jours.

En cas de toxocarose sans atteinte oculaire ou neurologique, le traitement antiparasitaire est généralement suffisant.

En cas de toxocarose oculaire ou neurologique, prescrire une corticothérapie : prednisolone 1,5 mg/kg/j pendant 4 à 6 semaines, suivie éventuellement d'un traitement antihelminthique si les lésions n'ont pas régressé. En effet, le traitement anti-parasitaire aggrave les lésions du fait de la lyse des parasites.

L'intervention chirurgicale est parfois nécessaire dans ces cas-là (AUBRY et GAUZERE, 2017).

IX PROPHYLAXIE :

ix.1 Prophylaxie Médicale

ix.1.1 Traitements Antihelminthiques :

Il est important de respecter les protocoles de vermifugation, commencer à traiter les chiots tôt à la 2ème semaine avec des rappels. Pour la chienne au 40ème jour de gestation puis 2 semaines après la mise bas pour éviter la contamination transplacentaire et par la lactation.

Il faut faire attention aux molécules utilisées, tous les antihelminthiques ne sont pas efficaces contre *Toxocara canis,* et ceux qui sont actifs sur la forme adulte ne le sont pas forcément pour la forme larvaire.

Il est aussi recommandé de faire des coproscopies de routine pour les chiens de compagnie, si le parasite a développé des résistances, changer de molécules ou recourir à des associations (CHARLOT, 2007 ; AUBRY et GAUZERE, 2017).

ix.2 Prophylaxie sanitaire

ix.2.1 Limiter la contamination de l'environnement :

La destruction des œufs est possible mais difficile à réaliser car ces derniers sont résistants à la grande majorité des désinfectants, seul la dessiccation et la chaleur (via vapeur d'eau sous pression ou brulage) sont efficaces, les sols cimentés permettent un nettoyage facile comparé à la terre qui avantage grandement la survie du parasite.

Il faut interdire l'accès aux chiens à tout lieu pouvant mener à une contamination, par exemple les aires de jeu des enfants en particulier les bacs à sable, pour ces derniers, il est aussi recommandé de renouveler le sable de façon régulière.

Il faut imposer aux propriétaires le ramassage des fèces de leurs chiens pour les jeter par la suite, plusieurs pays européens sanctionnent de lourdes amandes toute personne laissant derrière elle les matières fécales de son chien.

Un programme de traitement des chiens errants doit aussi être envisagé (CHARLOT, 2007).

ix.2.2 Mesures d'hygiènes et éducation du publique :

Il est nécessaire que le vétérinaire sensibilise le publique sur la Toxocarose et son potentiel zoonotique, ainsi que sur la nécessité de la vermifugation fréquente de son animal, même quand ce dernier ne présente pas de signes de maladies.

Les mesures d'hygiène élémentaires doivent être respectés : le lavage des mains et le lavage des aliments fruits, légumes, viandes ; éviter la consommation d'aliments crus et les cuire suffisamment.

Eviter aux enfants qu'ils mettent leurs mains dans la bouche, qu'ils touchent la terre avec leurs mains, leur imposer le lavage des mains, éviter de les emmener dans des endroits potentiellement contaminés, surtout s'ils ne sont pas encore capables de respecter les normes d'hygiène (CHARLOT, 2007).

PARTIE II : ETUDE EXPERIMENTALE

X OBJECTIF :

L'objectif de cette étude est de faire une enquête épidémiologique sur *Toxocara canis* chez les chiens dans la région d'Alger, en étudiant certains paramètres qui influent sur la prévalence par l'utilisation de la coproscopie via la technique de flottaison.

XI MATERIEL ET METHODES :

xi.1 Echantillonnage :

Durant l'année 2018-2019, nous avons recueilli 71 échantillons de matières fécales de chiens avec la répartition suivante :

-18 chiens de propriétaire, 25 de chenils, 28 de la fourrière canine.

-28 sont des femelles et 43 sont des males.

-56 sont de races pures (dont 37 Bergers Allemands, 5 Pitbulls, 5 Staffs, 5 Malinois, 2 Husky, 1 Dogue Argentin, 1 Caniche) et 15 de race commune.

-les jeunes (≤ 6 mois) sont au nombre de 15, les adultes (> 6mois) sont au nombre de 56.

-30 sont vermifugés contre 41 qui ne le sont pas.

xi.1.1 Nature des échantillons :

Les échantillons sont des matières fécales fraiches de chiens prélevées après leur expulsion.

xi.1.2 Choix de l'échantillonnage :

xi.1.2.1 Les chiens de propriétaires :

Les prélèvements ont été effectués au niveau de la clinque canine de l'Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire d'Alger ainsi que d'une Clinique Vétérinaire à Dely ibrahim, ces 2 sites reçoivent des chiens de toute la région d'Alger.

xi.1.2.2 Les chiens de chenils :

Les prélèvements ont été effectués sur des chiens des chenils de Bab-ezzouar et de Ouled Fayet.

xi.1.2.3 Les chiens errants :

Les prélèvements ont été effectués au niveau de la fourrière canine de Boumaati, El-Harrach.

xi.1.3 Récolte et conservation des prélèvements :

Les prélèvements ont été récupérés sur le sol après défécation du chien et placés par la suite dans des boites de prélèvements numérotées et identifiées (Figure 13).

Dans le cas de la fourrière canine les prélèvements ont été récupérés suite au raclage des fèces depuis les cages ou les chiens étaient retenu.

Des fiches d'informations comportant toutes les informations des chiens prélevés ont été établies (Annexe I).

Les prélèvements ont été transférés le plus rapidement possible au Laboratoire de Parasitologie Clinique de l'ENSV pour analyse.

Dans la mesure du possible certains prélèvements ont été analysés le jour même d'autres ont été conservés au réfrigérateur à 4°C pour une analyse ultérieure.

Figure 13 Boites utilisées pour le stockage des prélèvements (photo personnelle prise par TOLBA R.L., Laboratoire de parasitologie ENSV 2019)

xi.2 Analyse des prélèvements :

Nous avons utilisé la technique de la flottaison, selon HENDRIX et ROBINSON (2012).

xi.2.1 Matériel utilisé :

-Pilon et mortier. (Figure 14)

-Passoire et Bécher. (Figure 14)

-Tubes et porte-tubes. (Figure 14)

-Spatule. (Figure 14)

-Solution de flottaison (NaCl à densité 1.20, Chlorure de zinc à d=1.30 où Sulfate de Magnésium d=1.20) (Figure 15)

-Lames numérotées et lamelles. (Figure 16)

-Microscope optique, en vue x100 et x400.

Figure 14 Matériel utilisé pour réaliser la technique de la flottaison (Photo personnelle prise par TOLBA R.L., Laboratoire de parasitologie ENSV 2019)

Figure 15 Solutions de flottaison utilisées lors de l'analyse coprologique (Photo personnelle prise par TOLBA R.L., Laboratoire de parasitologie ENSV 2019)

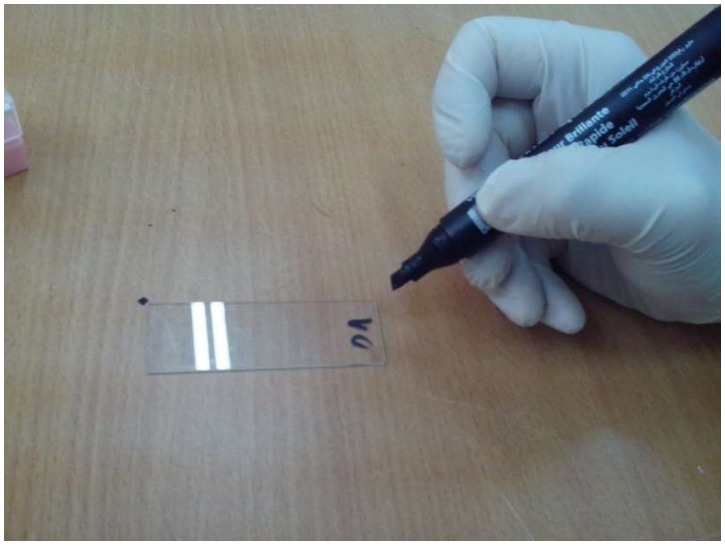


Figure 16 Lames marquées utilisées lors de l'analyse (Photo personnelle prise par TOLBA R.L., Laboratoire de parasitologie ENSV 2019)

xi.2.2 Méthode :

-Vider les fientes dans le mortier à l'aide d'un pilon afin de libérer les parasites.

-Ajouter une solution de flottaison pour diluer les fientes (densité entre 1.20 et 1.30).

-Filtrer le produit avec une passoire et un bécher.

-Verser le filtrat dans des tubes à essais à hauteur ménisque.

-Déposer des lamelles sur les tubes et attendre : 10 minutes pour les petits tubes, 15 minutes pour les tubes moyens et 20 minutes pour les grands tubes ; il est important de respecter ce temps si les lamelles sont retirées trop vite les œufs n'auront pas le temps de remonter, si on attend trop longtemps les œufs retombent.

-Retirer les lamelles et les poser délicatement sur les lames correspondantes pour ne pas former des bulles d'air.

-on observe au microscope optique à x100 puis x400 ;

Toutes ces étapes sont illustrées dans la figure 17

Figure 17 Illustration des différentes étapes de la technique de la flottaison (Photo personnelle prise par TOLBA R.L., Laboratoire de parasitologie ENSV 2019)

xi.3 Analyse statistique :

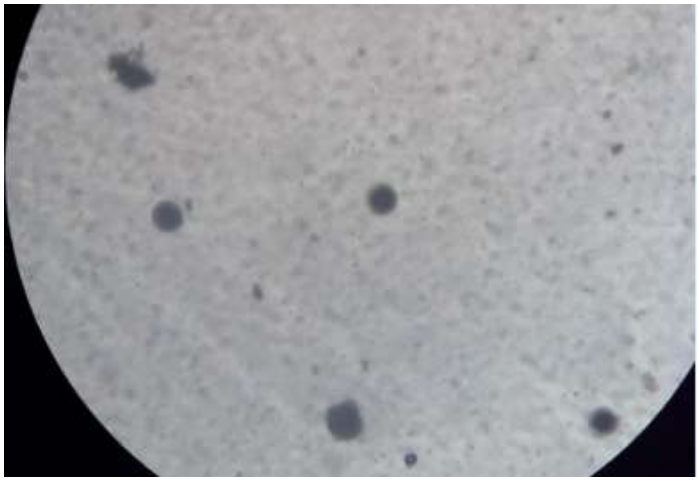
Pour l'analyse statistique nous avons fusionner toutes nos fiches d'informations en un tableau Excel, les animaux étaient classés et groupés par Age (exprimé en mois, nous avons décidé de créer 2 groupes : les jeunes ayant un Age inférieur ou égale à 6mois, et les adultes ayant plus de 6 mois, il faut toutefois noter que parfois l'Age était fixé sur la base d'une estimation surtout dans les cas des chiens errants) par Sexe (mâle et femelle), par origine (propriétaire, chenil, fourrière) par race (Commune ou pure en spécifiant cette dernière) ,selon le Traitement antihelminthique (Vermifugé ou non , depuis quand et avec quelle molécule) , et bien sur les résultats obtenus lors de la coprologie.

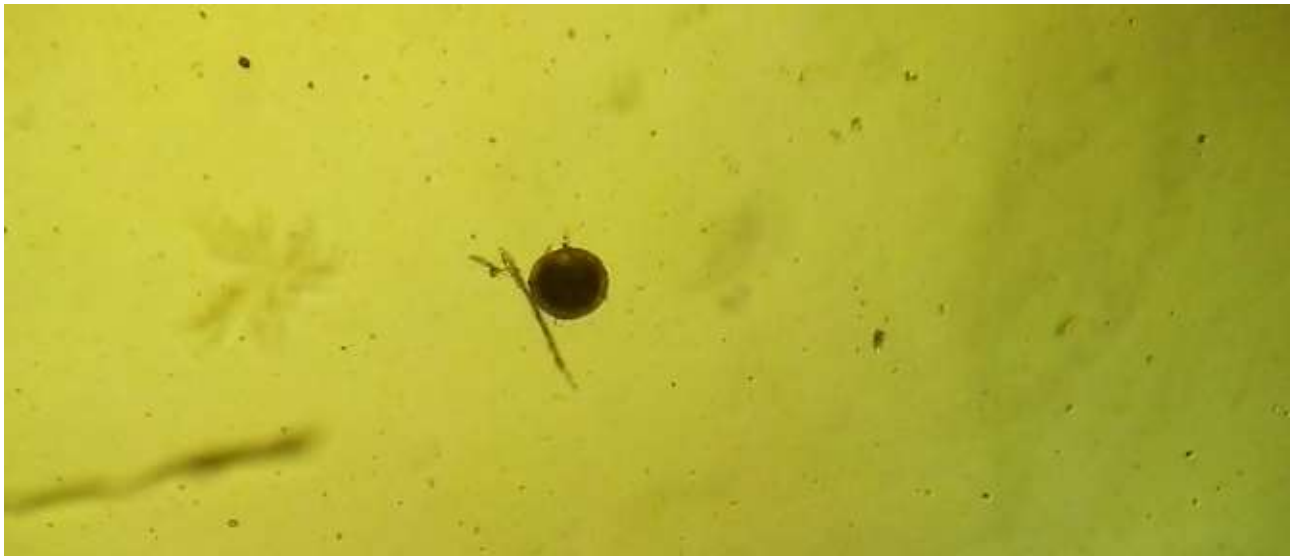
Nous avons ensuite procédé aux calculs statistique en soit.

XII RESULTATS :

xii.1 Identification du parasite :

La recherche au microscope optique sur les lames ont permis de repérer et d'identifier les œufs de *Toxocara canis* par leur aspect morphologique (Figures 18 et 19).





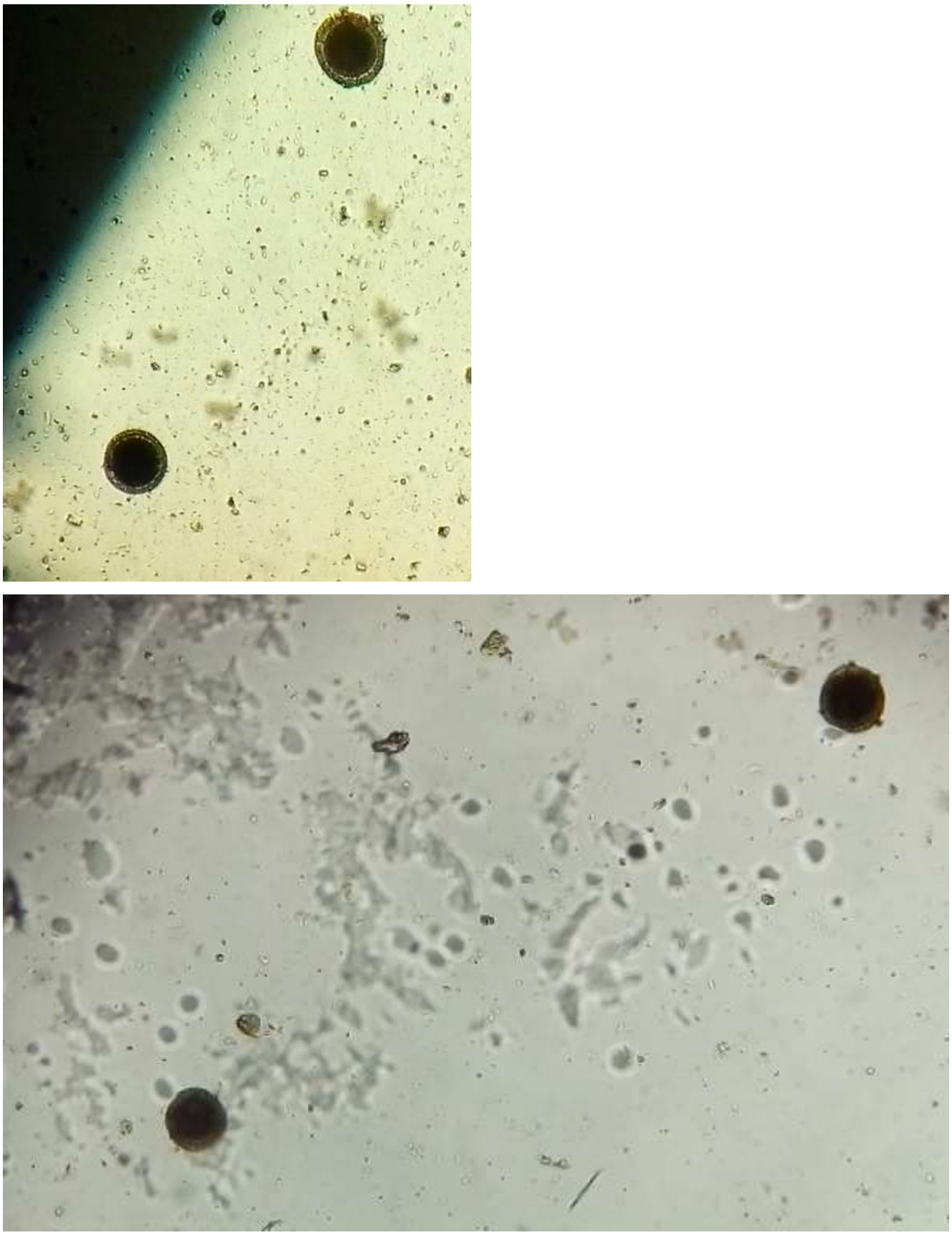


Figure 18 Œufs de Toxocara canis identifiés au microscope optique x100 (Photo personnelle prise par TOLBA R.L., Laboratoire de parasitologie ENSV 2019)

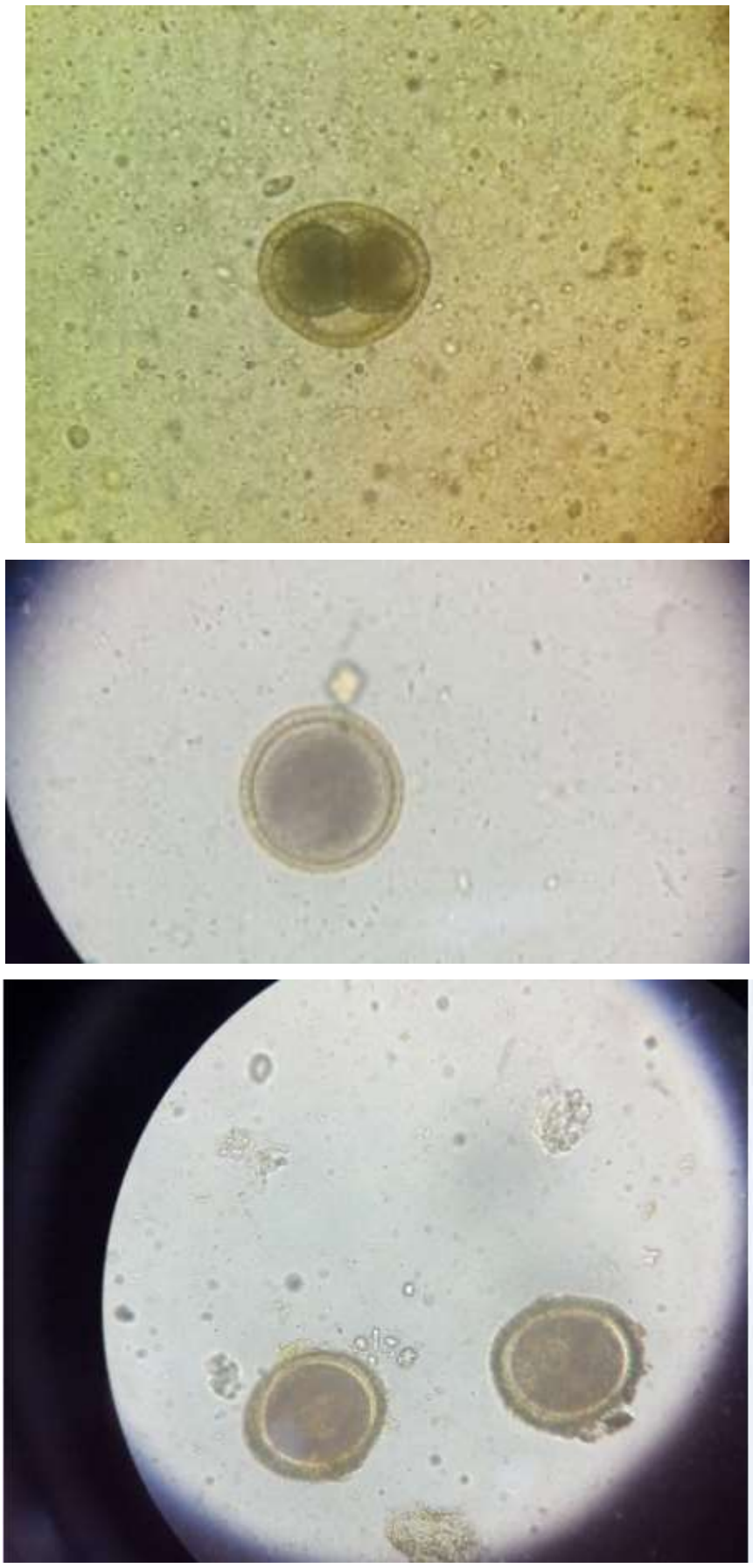


Figure 19 Œufs de *Toxocara canis* identifiés au microscope optique x400 (Photo personnelle prise par TOLBA R.L., Laboratoire de parasitologie ENSV 2019)

xii.2 Prévalence globale :

La prévalence globale retrouvée de *Toxocara canis* est de 19.72 % soit 14 cas sur les 71.

80.28% soit 57 prélèvements sur 71 ce sont révélés négatifs à *T. canis*.

Les résultats sont représentés dans le Tableau 2 et la Figure 20.

Tableau 2 Prévalence globale de *Toxocara canis* chez les chiens prélevés

Parasite	Nombre de chien infesté	Prévalence
Toxocara canis	14/71	19.72 %
Négatif à *Toxocara canis*	57/71	80.28 %

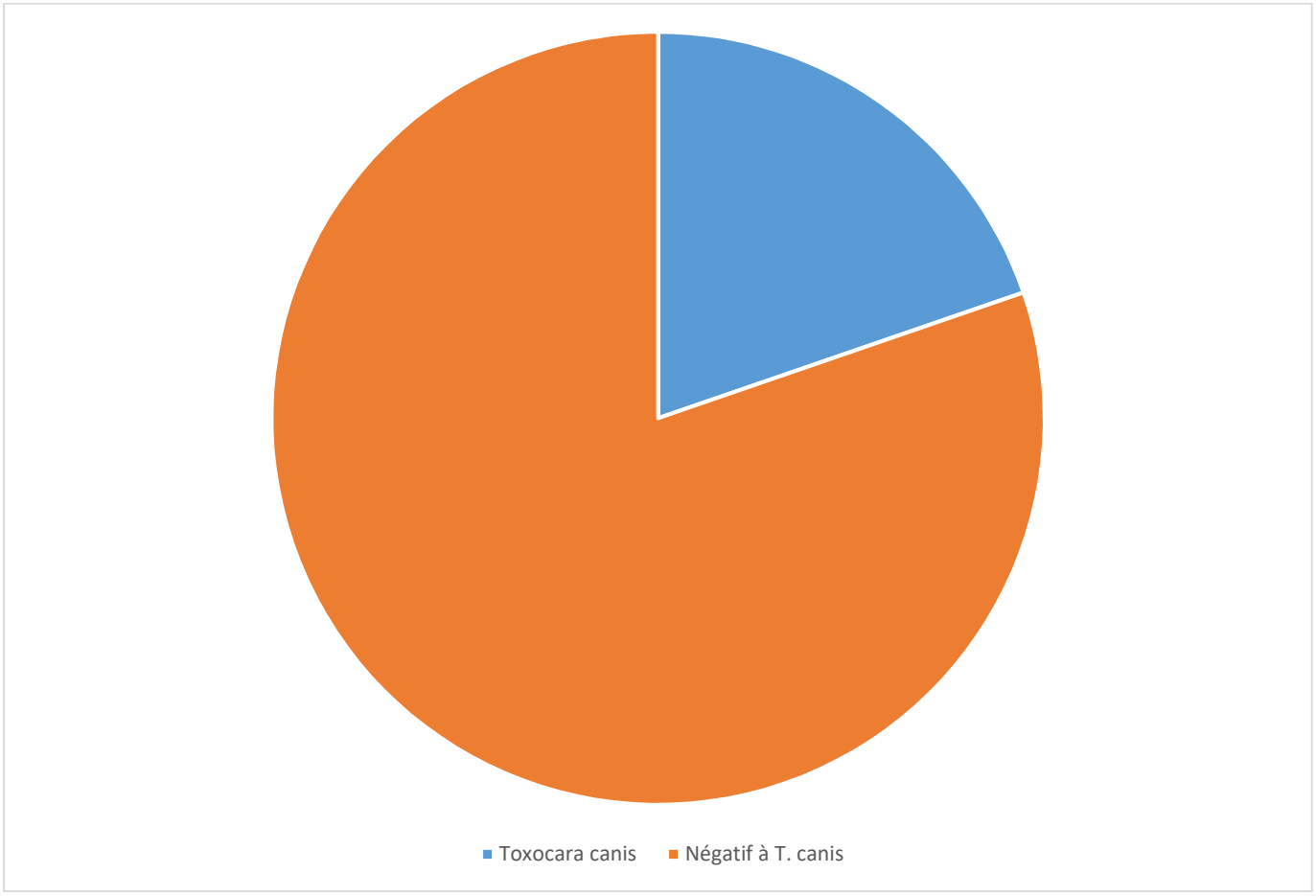


Figure 20 Graphique de la prévalence globale retrouvée

xii.3 Variation de la prévalence selon l'origine du chien :

On constate lors de l'étude de la variation de la prévalence selon l'origine du chien que c'est l'un des facteurs les plus influents, les chiens de la fourrière présentent de loin la prévalence la plus élevée

avec 32.14% soit 9 cas sur 28, viennent ensuite les chiens de chenils avec une prévalence de 16% soit 4 cas sur 25, et enfin les chiens de propriétaires ont présenté la prévalence la plus faible avec 5.56% soit 1 cas sur 18.

Les résultats sont représentés dans le Tableau 3 et la Figure 21.

Tableau 3 Variation de la prévalence de *Toxocara canis* selon l'origine du chien

Parasite / Origine	Propriétaires	Chenils	Fourrière
Toxocara canis	5.56% (1/18)	16% (4/25)	32.14%(9/28)

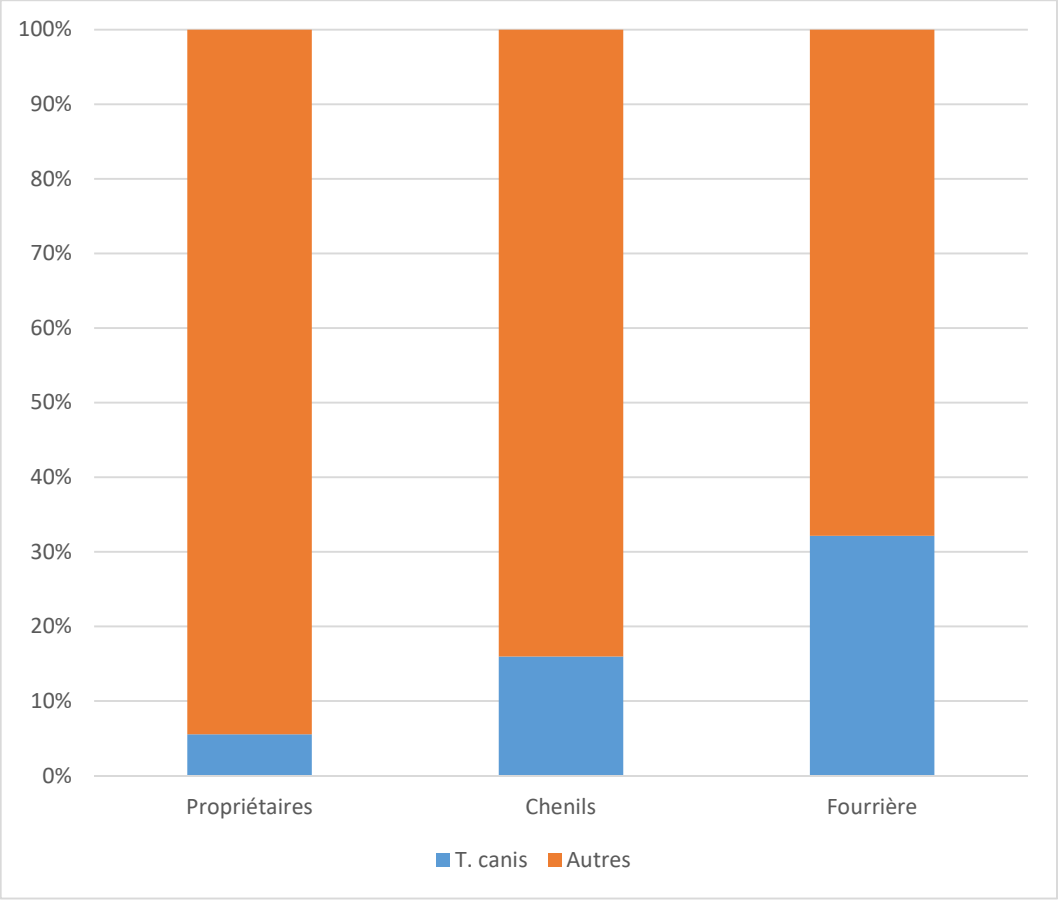


Figure 21 Graphique de la variation de la prévalence de *T.canis* selon l'origine du chien.

xii.4 Variation de la prévalence selon l'âge :

L'âge est réparti en 2 groupes : les jeunes qui ont un âge inférieur ou égale à 6 mois et les adultes ayant plus de 6 mois.

On constate que les jeunes chiens présentent de loin la prévalence la plus élevée qui est de 40% soit 6 cas sur 15 contre une prévalence de 14.29% soit 8 cas sur 56 pour les chiens adultes. Une différence remarquable est donc notée dans le cas de ce facteur d'influence.

Les résultats sont représentés dans le Tableau 4 et la Figure 22.

Tableau 4 Variation de la prévalence de *T.canis* selon l'âge

Parasite/Age	Age : ≤ 6 mois	Age : > 6 mois
Toxocara canis	40% (6/15)	14.29% (8/56)

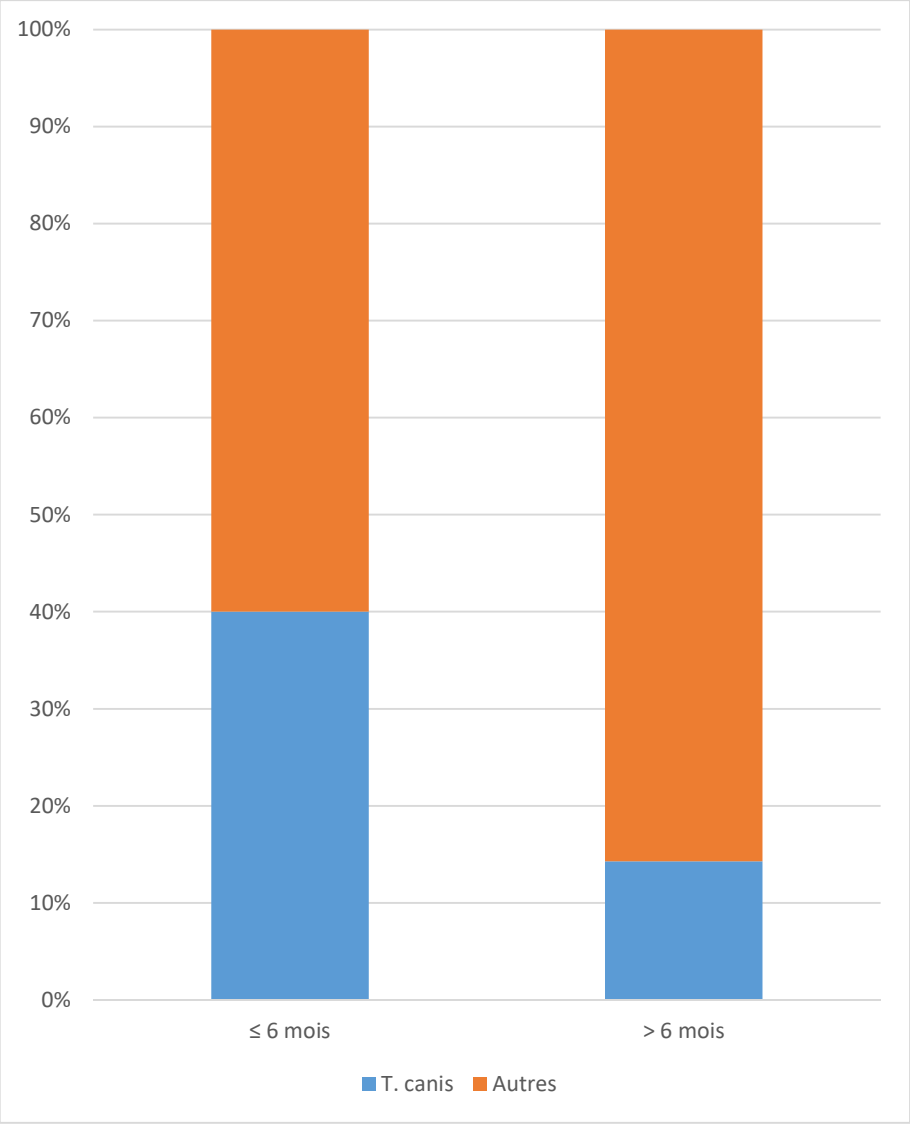


Figure 22 Graphique de la Variation de la prévalence de T.canis selon l'Age

xii.5 Variation de la prévalence selon le sexe :

On constate un écart important entre la prévalence des femelles qui est de 32.14% soit 9 cas sur 28, et la prévalence des mâles qui est de 11.63% soit 5 cas sur 43.

Les résultats sont représentés dans le Tableau 5 et la Figure 23.

Tableau 5 Variation de la prévalence de *Toxocara canis* selon le sexe

Parasite/Sexe	Male	Femelle
Toxocara canis	11.63% (5/43)	32.14% (9/28)

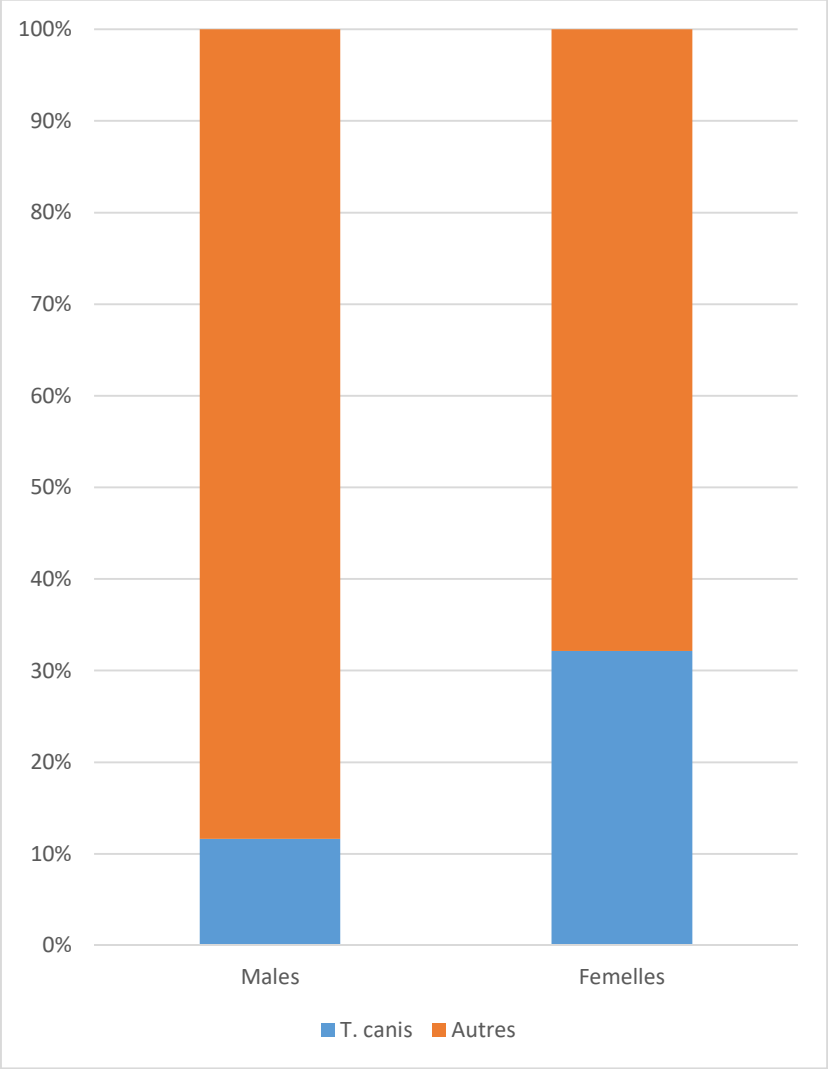


Figure 23 Graphique de la Variation de la prévalence de *Toxocara canis* selon le sexe

xii.6 Variation de la prévalence selon la race :

D'après le tableau 6, on peut dire que les chiens de la race commune sont les plus touchés par le parasite avec une prévalence de 40% (6 cas sur 15) contre 14.29% soit 8 cas sur 56 pour les chiens de races pures.

Parmi ces chiens de races 37.5% sont des bergers allemands, 25% des Malinois, 12.5% des Staffs, 12.5% des Dogues Argentins, et 12.5% des Pitbulls.

Les Résultats sont représentés dans le Tableau 6 et la Figure 24.

Tableau 6 Variation de la prévalence de *Toxocara canis* selon la Race

Parasite/Race	Races Pures	Race Commune
Toxocara canis	14.29% (8/56)	40% (6/15)

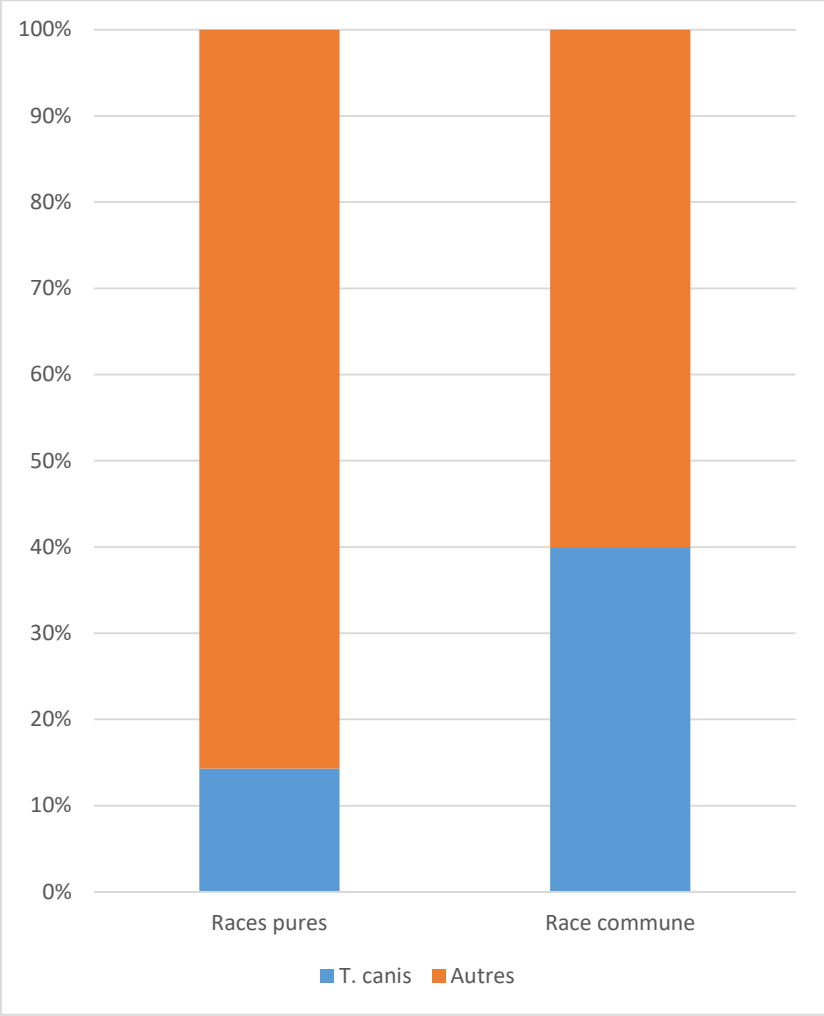


Figure 24 Graphique de la Variation de la prévalence de *Toxocara canis* selon la Race

xii.7 Variation de la prévalence selon le traitement antihelminthique :

Les chiens vermifugés ont présenté une prévalence nulle de 0% soit 0 cas sur 30, en revanche, les chiens non traités ont une prévalence de 34.15% soit 14 cas sur 41.

Parmi les chiens vermifugés, 93.33% ont reçu du Praziquantel lors du dernier traitement, et 6.67% ont reçu une association d'Oxibendazole et de Niclosamide.

Les Résultats sont représentés dans le Tableau 7 et la Figure 24.

Tableau 7 Variation de la prévalence de *Toxocara canis* selon le traitement antihelminthique

Parasite/Traitement	Vermifugé	Non Vermifugé
Toxocara canis	0% (0/30)	34.15% (14/41)

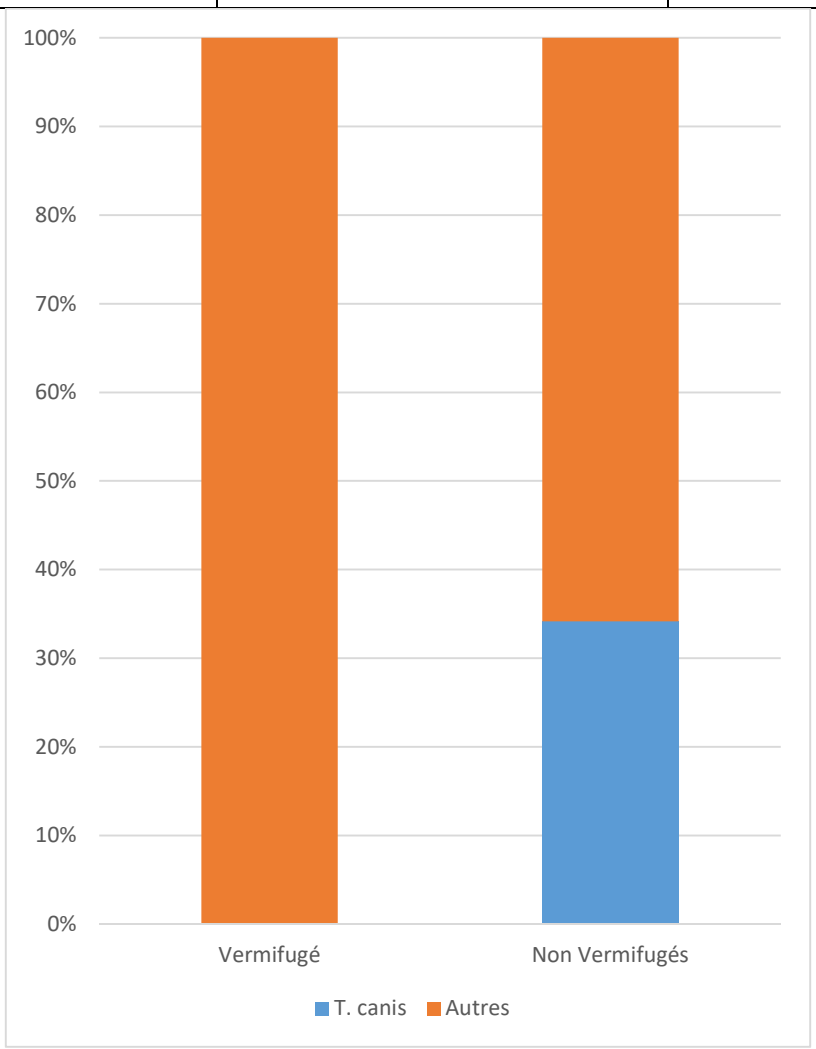


Figure 25 Graphique de la Variation de la prévalence de *Toxocara canis* selon le traitement antihelminthique

XIII DISCUSSION

Nous avons pu déterminer dans la partie bibliographique l'importance de la toxocarose pour la santé publique et pour la santé animale, la méconnaissance de la toxocarose, nous a incité à entreprendre cette étude pour mieux connaitre l'épidémiologie de cette helminthose dans la région d'Alger.

Des études similaires ont été réalisées dans le monde, cependant, peu d'informations sont disponibles sur la situation en Algérie, et ce, en dépit d'un climat favorable pour le parasite et d'une population canine non-contrôlée.

Dans notre étude, la prévalence globale retrouvée est de 19.72%. Cette prévalence est supérieure à celles retrouvées dans des travaux antérieurs dans la même région comme celle de (SAADI *et al.*, 2015), qui ont trouvé une prévalence globale de 11.76%, ou encore celle de (MEHDAOUI et ABDELLAH, 2014) qui ont trouvés une prévalence de 12.61 %. Nos résultats sont proches d'autres travaux menés à l'étranger tels que ceux de (MARTINEZ-MORENO *et al.*, 2006), en Espagne, qui déclarent une prévalence globale de 17.72%, et ceux de (FERRAUD *et al.*, 1988), en France, qui retrouvent une prévalence globale de 16.8%.

Dans cette étude, la prévalence selon l'origine montre que les chiens issus de la fourrière sont les plus affectés par le parasite (avec une prévalence de 32.14% contre 16% pour les chiens de chenils et 5.56% pour les chiens de propriétaires). On peut avancer que l'origine du chien est un facteur qui influence grandement la prévalence du parasite. En effet, les chiens vivants dans la fourrière sont des animaux errants sans propriétaires, ils proviennent de la rue et de par leur déplacement non contrôlé, sont en permanente exposition à l'infestation par les œufs de *Toxocara canis* qui eux même sont résistants dans le milieu extérieur, ce qui rend l'exposition à l'infestation inévitable. De plus, l'hygiène et les conditions sanitaires conséquentes à la vie à la fourrière, favorisent la contamination entre les animaux en captivité, à l'opposé des chiens de propriétaires, qui vivent dans des maisons, et généralement, seuls, et sans doute, dans de conditions d'hygiène et sanitaire meilleures et avec le suivi d'un vétérinaire.

Quant aux chiens de chenils, leur habitat est acceptable, mais en collectif, il s'agit généralement d'un élevage de groupe, ce qui rend leur entretien médiocre et donc avec des conditions de vie moins entretenues ; Des études dans d'autres régions du monde ont montré des résultats plus ou moins similaires, mais certaines d'entre elles classifient les chiens en 2 origines seulement (les chiens errants et de propriétaires, incluant les chiens de chenils avec les chiens de compagnie). Ainsi, dans les travaux de (MARTINEZ-MORENO *et al.*, 2006), en Espagne, une prévalence de 31.82% est déclarée chez les chiens errants contre 12.21% chez les chiens de propriétaire. (ROBERTSON *et al.*, 2000), dans leur étude observent que parmi les chiens de compagnie : les chiens de chenils sont les plus

touchés suivis des chiens vivant dans les campagnes puis ceux vivant dans le milieu urbain. (SAADI *et al.*, 2015), dans la même région d'étude, retrouvent une prévalence de 15.68% pour les chiens errants, et 5.88% pour les chiens de propriétaire, (BOUCHERIT et HATTAB, 2015) trouvent une prévalence de 16.28% pour les chiens errants, (ZEBIRI et SEKAT, 2010) trouvent une prévalence de 52% chez les chiens errants et de 21.15% chez les chiens de propriétaires dans l'Algérois.

L'évaluation de la prévalence de *Toxocara canis* selon l'âge des animaux montre qu'elle s'élève à 40% chez les chiens dont l'âge est inférieur ou égale à 6 mois contre 14.29% pour les chiens âgés de plus de 6 mois, les jeunes chiens sont donc les plus sensibles à l'infestation, Ces résultats corroborent avec ceux documentés dans les articles scientifiques et la littérature. En effet, (MARTINEZ-MORENO *et al.*, 2006), trouvent une prévalence de 31.5% chez les chiots et de 11.9% chez les adultes, (SAADI *et al.*, 2015), dans la même région indiquent une prévalence de 20% chez les chiots et 10.67% chez les chiens adultes, (MEHDAOUI et ABDELLAH, 2014) trouvent une prévalence de 20.45% chez les jeunes contre 7.35% chez les adultes également dans la région d'Alger. La majorité des auteurs s'accordent à dire que l'influence de l'âge est étroitement liée au système immunitaire ; ce qui rend ce facteur déterminant, un chien adulte a généralement une immunité spécifique et non-spécifique plus mature qu'un jeune, et a ainsi la capacité de refouler les larves du parasite au niveau des poumons empêchant ainsi leur évolution.

Dans notre étude, la prévalence en fonction du sexe est de 11.63% chez les mâles et de 32.14% chez les femelles. Nos résultats sont différents d'autres travaux qui ont trouvé des prévalences quasi similaires entre les mâles et les femelles, comme ceux de (MARTINEZ-MORENO *et al.*, 2006) qui trouvent une prévalence de 17.62% chez les mâles et de 17.90% chez les femelles ; ainsi que de (SAADI *et al.*, 2015) dans la même région d'étude qui trouvent une prévalence de 11.48% pour les mâles et de 12.5% pour les femelles. (SURGAN *et al.*, 1980 ; HOFFSCHIR, 1985) ont en revanche trouvé que les mâles étaient plus fréquemment infestés par le parasite que les femelles, (MEHDAOUI et ABDELLAH, 2014) sur l'Algérois ont également trouvés une prévalence plus élevée chez le mâle avec 14.28% contre 9.75% chez la femelle.
La différence dans notre étude est probablement due à la taille de l'échantillon qui est de 43 chez les mâles contre 28 chez les femelles. Mais une hypothèse nous renvoie vers le cycle du parasite, sachant que les hormones femelles dans le dernier tiers de la gestation réactivent les larves enkystées qui reprendront leur cycle (CHARLOT, 2007), ce qui pourrait expliquer la prévalence plus élevée chez les femelles.

Dans la présente étude, le taux de prévalence en fonction de la race est de 14.29% chez les chiens de races pures, et de 40% chez les chiens de race commune. (SAADI *et al.*, 2015) retrouvent des résultats similaires avec 5.56% chez les chiens de races pures et 22.59% chez les chiens de race commune, (ZEBIRI et SEKAT, 2010) trouvent une prévalence de 22.45% chez les chiens de races pures, et de 49.06% chez les chiens de race commune. Ces résultats ne traduisent pas pour autant la prédisposition génétique d'une race à la toxocarose, mais plutôt un échantillonnage plus important des chiens de race commune au niveau de la fourrière, tandis que les chiens de races pures sont plus ou moins distribués sur les 3 origines préalablement définies.

Dans notre étude, aucun cas d'infestation à *Toxocara canis* ne s'est révélé chez les animaux vermifugés (0%), alors qu'un taux de prévalence de 34.15% est retrouvé chez les chiens non vermifugés. Ce résultat confirme le rôle important de la vermifugation pour traiter l'infestation et stopper le cycle de *Toxocara canis,* et ce bien que 93.33% des vermifugations étaient à base de Praziquantel, qui est une molécule non prescrite pour le traitement des nématodoses dont *Toxocara canis*. L'une des explications viendrait du « protocole » antiparasitaire employé par la majorité des vétérinaires algériens qui est beaucoup plus lié à un facteur économique que scientifique, ce protocole consiste à utiliser une association d'Oxibendazole et de Niclosamide jusqu'à l'âge de 6 mois puis à passer au Praziquantel pour les adultes ; l'Oxibendazole qui est efficace contre les nématodes permet donc de protéger l'animal pendent les 6 premiers mois de sa vie où il est le plus sensible à la toxocarose puis l'immunité acquise lui permettrait de résister malgré l'usage du Praziquantel.

XIV CONCLUSION ET RECOMMANDATIONS

Cette étude a permis d'estimer la prévalence de *Toxocara canis* chez les chiens de la région d'Alger qui s'annonce importante (19.72%) et de mettre en évidence les paramètres d'influence les plus importants sur la prévalence, qui sont :

L'origine du chien : 03 origines ont été étudiées, les chiens issus de la fourrière (errants) sont les plus touchés par le parasite (32.14%), par rapport aux chiens de propriétaires (5.56%) et ceux des chenils (16%).

L'Age : les jeunes animaux âgés de 6 mois et moins expriment un taux d'infestation parasitaire supérieure (40%)aux chiens adultes (14.29%).

La Vermifugation : Aucun cas d'infestation parasitaire n'a été révélé chez les chiens vermifugés (00%). Tandis que les chiens non vermifugés ont exprimé un taux de prévalence important (34.15%).

D'autres études plus étalées dans le temps et avec un échantillonnage plus important sont à recommander dans d'autres régions du pays, afin d'estimer la prévalence réelle de cette maladie et de mieux comprendre son épidémiologie en Algérie.

Pour une lutte efficace contre cette helminthose, il est nécessaire de prendre des mesures de prophylaxie strictes.

Pour les chiens des propriétaires et les chiens des chenils, il est nécessaire d'assurer l'hygiène de l'habitat et de l'environnement, le propriétaire/maitre-chien doit contribuer dans cette lutte par une vermifugation systématique de son animal chaque trimestre, il doit aussi disposer des fèces de ses chiens pour limiter la contamination de l'environnement.

Pour les chiens errants des programmes de vaccination, de stérilisation et de vermifugation doivent être instaurés par l'Etat ou par des organisations.

Il est aussi nécessaire de rechercher tout endroit infesté par les œufs du parasite, en particulier ceux ou le risque de contamination humaine est important, comme les bacs à sables qui représentent un véritable danger pour les enfants. Des techniques de laboratoire pour retrouver les œufs dans les sols existent, il faut par la suite procéder à la désinfection et à la destruction des œufs dans ces sols contaminés.

Le vétérinaire doit suivre les protocoles de vermifugation recommandés, en commençant les traitements antihelminthiques dès la 2ème semaine, et non pas à la 8ème semaine. Aussi ; il ne faut pas oublier de vermifuger les chiennes gestantes au 40ème jour, puis à j15 post-partum.

Il serait utile de recourir à des examens coprologiques au moins une fois par an pour un chien afin de juger de l'efficacité du traitement actuel et d'alterner éventuellement les molécules antihelminthiques pour éviter les résistances.

Le vétérinaire se doit aussi d'assumer son rôle dans l'éducation et la sensibilisation du public vis-à-vis de la toxocarose et de ses risques zoonotiques.

XV PERSPECTIVES D'AVENIR

Il serait intéressant pour avoir une meilleure connaissance de l'importance de ce parasite de mener des enquêtes épidémiologiques chez les chiens dans toutes les autres régions du pays, et de comparer les résultats retrouvés.

Il serait également intéressant de faire des enquêtes sur la séroprévalence de *Toxocara canis* chez l'homme, des études à l'étranger comme celle de (BAIXENCH *et al.,* 1992) ont retrouvé des séroprévalences de 20,4% chez les étudiants de l'école vétérinaire de Toulouse et de 4,82% sur des donneurs de sang adultes toulousains.

La prévalence environnementale de *Toxocara canis* est également importante à étudier, afin d'identifier les lieux où la présence des œufs est la plus importante dans l'objectif d'améliorer la lutte et la prophylaxie contre le parasite, un travail publié par (KLEINE *et al.,* 2016) a permis de mettre en évidence une méthode fiable et simple afin de rechercher les œufs de *Toxocara canis* sur les sols (Figure 25).

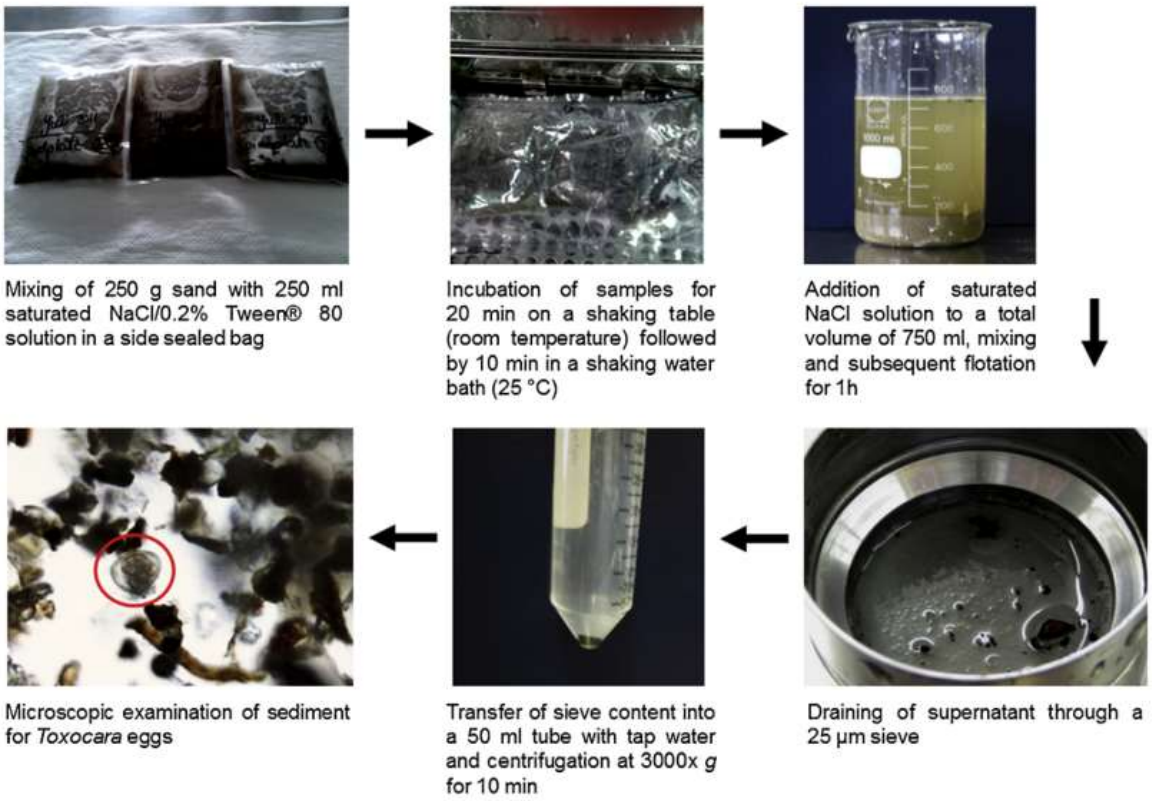


Figure 26 Procédure pour la recherche des œufs de *Toxocara canis* dans le sol (KLEINE *et al*., 2016).

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

A

AISSI M., 2017 : Polycopié de pathologies parasitaire, école nationale supérieure vétérinaire d'alger p12s

ARAMBULO P.V., STEELE J.H., 1976 : Urban dogs in Houston, Texas – Parasitic infection and environmental health impact. International Journal of Zoonoses, 3, 114-144

AUBRY P., GAUZERE B., 2017 : Toxocarose ou larva migrans viscérale chez un métropolitain : cas clinique, publication de l'institut de médecine tropicale de l'université de bordeaux. 1-3

B

BAIXENCH M.T., MAGNAVAL J.F., DORCHIES P., 1992 : Epidémiologie de la toxocarose chez les étudiants de l'école vétérinaire de Toulouse., Revue de Médecine Vétérinaire, Tome 143 Volume 10, 749-752

BARR S.C., BOWMAN D.D., 2012 : Canine and Feline Infectious Diseases and Parasitology ,2nd edition, Wiley Blackwell, 453-460

BOUCHERIT Y., HATTAB F., 2015 : Parasitisme interne des carnivores domestiques de la fourrière d'Alger, Projet de fin d'études de l'école nationale supérieure vétérinaire d'Alger, 23-32

BORG O.A., WOODRUFF A.W., 1973 : Prevalence of infective ova Toxocara species in public places. British Medical Journal, 4, 470-472.

BOURDEAU P., CHERMETTE R., 1985 : Helminthoses digestives du chien dans la région Ile-de-France. Bilan d'analyses coproscopiques. Revue de Médecine Vétérinaire, Tome 161 Volume 9, p643-647.

BOWMAN D., 2014 : Georgis' Parasitology for Veterinarian 10th edition, Edition Elsevier 200-203

C

CENTER FOR DISEASE CONTROL AND PREVENTION, 2007 : Cycle parasitaire de *Toxocara canis* , Contribution Wikipedia (https://commons.wikimedia.org/wiki/File:Toxocara_canis_LifeCycle(French_version).GIF) (vu le 21/05/2019)

CHARLOT S., 2007 : Transmission des ascarides de carnivores domestiques à l'homme : analyse de 20 cas de toxocarose humaine diagnostiques à Toulouse (Haute-Garonne) et en région parisienne, These de Doctorat P6-35

D

DORCHIES P., GUITTON C., 1993 : Les ascaridoses des carnivores domestiques. Revue de Médecine Vétérinaire, Tome 169 (5/6), p333-343.

DORCHIES P., MAGNAVAL J.F., BAIXENCH M.T., 1992 : Epidémiologie de la Toxocarose chez les étudiants de l'école nationale vétérinaire de Toulouse. Revue de Médecine Vétérinaire, tome 143 volume 10, p749-752.

E

EUZEBY J., 2008 : Grand dictionnaire illustré de parasitologie médicale et vétérinaire, édition Tec & Doc Lavoisier p745-746

F

FERRAUD J.P., RICHARD S., POUEYMIDOU B., 1988 : Bilans d'analyses coproscopiques effectués chez les chiens recrutés par les armées françaises. Revue de Médecine Vétérinaire, Tome 139 Volume 11, p1023-1025.

FLUKEMAN, 2007 : Contribution sur l'encyclopédie en ligne Wikipédia (https://fr.wikipedia.org/wiki/Fichier:Toxocara_larva.jpg) (Vu le 16/4/2019)

FRANC M., CADIERGUES M.C., MARCHAND A., BOURDOISEAU G., BUSSIERAS J., 1997 : Le parasitisme intestinal des carnivores domestiques : bilan d'une enquête conduite dans les quatre écoles vétérinaires françaises. Revue de Médecine Vétérinaire Tome 148 Volume 3, p247-250.

G

GIGNAC E. L. M., 2011 : Traitement de la toxocarose larvaire des carnivores domestiques : médecine factuelle, Thèse de Doctorat p27-45

GUAY B., 2005 : prévalence de toxocara spp., ancylostoma spp. et autres parasites fécaux chez les chiens et les chats présentés dans les établissements vétérinaires québécois , Thèse de l'université de Montréal 8-18

H

HENDRIX C. M., ROBINSON E., 2012 : Diagnostic parasitology for veterinary technicians, Edition Elsevier, 318

HOFFSCHIR D. J. A., 1985 : Contribution à l'épidémiologie de la toxocarose zoonose à *Toxocara canis* en milieu urbain. Thèse Médecine Vétérinaire, Toulouse ; p65

K

KAUR J., GUPTA A., WADHWA N., 2017 : Hepatic Visceral Larva Migrans Causing Hepatic Venous Thrombosis and Prolonged Fever, Indian Pediatrics 2017;54: 882-884

KLEINE A., JANECEK E., WAINDOK P., STRUBE C., 2016 : Flotation and adherence characteristics of Toxocara canis and T. cati and a reliable method for recovering Toxocara eggs from soil, Veterinary Parasitology 227, édition Elsevier, 35-41.

L

LEE H., KIM S.T., OH D.K., KIM H., KIM K.H., JEON P., BYUN H.S., 2009 : MRI findings of spinal visceral larva migrans of *Toxocara canis*, European Journal of Radiology 75 (2010) 236-240.

M

MAIZELS R.M., 2013 : Toxocara canis : Molecular basis of immune recognition and evasion, Veterinary Parasitology 193 (2013), 365-374.

MARTINEZ-MORENO F.J., HERNANDEZ S., LOPEZ-COBOS E., BECERRA C., ACOSTA I., MARTINEZ-MORENO A., 2006 : Estimation of canine intestinal parasites in Córdoba (Spain) and their risk to public health ; Veterinary Parasitology 143 (2007) p7–13

MEHLHORN H., 2016, Animal Parasites Diagnosis,Treatment, Prevention, Edition Springer International 392-399

MEHDAOUI K., ABDELLAH H., 2014 : Principaux parasites identifiés chez le chien au laboratoire de parasitologie-mycologie de l'ENSV, Projet de fin d'études de l'Ecole nationale supérieure vétérinaire d'Alger, 25-37

P

PARSONS J.C., 1987 : Ascarid infections of cats and dogs. Veterinary Clinics of North America Small Animal Practice 17, 1303–1307.

PEREGIN S.A. 2019, MSD Veterinary Manual Online Version (https://www.msdvetmanual.com/digestive-system/gastrointestinal-parasites-of-small-animals/roundworms-in-small-animals) , Edition MSD Animal Health (Vu le 05/07/2019)

R

ROBERTSON I.D., IRWIN P.J., LYMBERY A.J., THOMPSON R.C.A., 2000 : The role of companion animals in the emergence of parasitic zoonoses. International Journal of Parasitology, 30,1369-1377.

S

SAADI I., LAKEL M.N., SOFIANE S., 2015 : Etude épidémiologique des principaux nématodes gastro-intestinaux du chien dans la région d'Alger : *Toxocara canis – Ankylostoma caninum* et Trichuris Vulpis , Projet de Fin d'étude de l'école nationale supérieure vétérinaire d'Alger. 38-49

SURGAN M.H., COLGAN K.B., KENNETT S.I., PAFFMANN J.V., 1980 : A survey of canine toxocariasis and toxocaral soil contamination in Essex County, New Jersey. American Journal of Public Health., 70(11), 1207-1208.

T

TAYLOR M.A., COOP R.L, WALL R.L., 2016 : Veterinary Parasitology ,4th edition , Wiley Blackwell 603-605

TRICOT C., 2003 les principales parasitoses humaines d'origine canine ou féline, Thèse de Doctorat Vétérinaire p61-70

W

WILDER, H. C. 1950 : Nematode endophthalmitis. Transactions of the american academy of ophthalmology and otolaryngology 55:99-104.

Z

ZAJAC A.M., CONBOY G.A., 2012 : Veterinary Clinical Parasitology 8th edition, Wiley-Blackwell, 54-55.

ZEBIRI E., SEKAT I. N., 2010 : Contribution à l'étude de la prévalence des parasites intestinaux chez le chien dans la région d'Alger, Projet de fin d'étude de l'école nationale supérieure vétérinaire d'Alger, 23-31.

ANNEXE I : FICHE D'ENQUETE

Date :

Informations sur le propriétaire :

Nom :

Adresse :

Tel :

Informations sur l'Animal :

Espèce : Race :

Nom : Age :

Sexe : Robe :

Origine : Propriétaire / Chenil / Errant

Symptômes et lésions :

Vermifuge : OUI / NON

Date du dernier traitement :

Molécule utilisée :

Prélèvement numéro :

Résumé :

Toxocara canis est un nématode provoquant une parasitose intestinale chez le chien, il est aussi zoonotique et cause la larva migrans oculaire, viscérale, et la forme neurologique chez l'homme.

L'objectif de ce travail est d'étudier la prévalence de ce parasite dans la région d'Alger, en utilisant la technique de la flottaison sur 71 prélèvements de matières fécales recueillis au courant de l'année universitaire 2018-2019.

La prévalence globale retrouvée est de 19.72% ; la prévalence chez les chiens errants de la fourrière est la plus élevée 32.14% suivi des chiens de chenils 16% et en dernier les chiens de propriétaires 5.56% ; la prévalence chez les jeunes chiens d'âge égale ou inférieur à 6 mois est de 40% , elle est plus élevée que celle des chiens adultes de plus de 6 mois retrouvée avec 14.29% ; les femelles ont un taux d'infestation de 32.14%, supérieur à celui des mâles estimé à 11.63% ; la race commune semble plus touchée avec une prévalence de 40% contre 14.29% pour les races pures, et enfin aucun cas de l'infestation par *T. canis* n'a été détecté chez les chiens vermifugés (0%), quant aux chiens non vermifugés ils présentent une prévalence de 34.15%.

Nous avons conclu qu'il était nécessaire de mettre en place des programmes de lutte basés sur la vermifugation de tous les animaux y compris les chiens errants avec des protocoles étudiés, ainsi que sur la lutte contre la présence du parasite dans l'environnement, le suivi des chiens par des examens de routine, et enfin la sensibilisation et l'éducation de la population à propos du parasite.

Abstract :

Toxocara canis is a nematode, it causes an intestinal parasitosis in dogs, it's also zoonotic and provoke Ocular and Visceral Larva Migrans, and Neurologic form in Humans.

The goal of this research project is to study the prevalence of this parasite in the Algiers region, using the flotation technique on 71 samples collected during the 2018-2019 academic year.

The overall prevalence found is 19.72%; the prevalence among stray dogs in the pound is the highest 32.14% followed by kennel dogs 16% and lastly owner dogs 5.56%; the prevalence among young dogs aged 6 months or less is 40%, it is higher than that of adult dogs over 6 months found with 14.29%; females have an infestation rate of 32.14% higher than males estimated at 11.63%; common breeds seem to be more affected with a prevalence of 40% compared to 14.29% for pure breeds, and finally no case of *T. canis* infestation has been detected in dewormed dogs (0%), while non-dewormed dogs have a prevalence of 34.15%.

We concluded that it was necessary to set up control programs based on the deworming of all animals, including stray dogs, with studied protocols, as well as on controlling the presence of the parasite in the environment, monitoring dogs through routine examinations, and finally raising public awareness and education about the parasite.

ملخص

Toxocara canis عبارة عن نيماتودا تسبب تطفل الأمعاء لدى الكلاب ، كما أنها تصيب الإنسان وتسبب امراض في الأعضاء, في العين و في الأعصاب.

الهدف من هذا المشروع هو دراسة مدى انتشار توكسوكارا كانيس في منطقة الجزائر العاصمة ، وذلك باستخدام تقنية التعويم على 71 عينة تم جمعها خلال العام الدراسي 2018-2019.

معدل الانتشار العام قدره 19.72 ٪., نسبة الانتشار عند الكلاب الضالة في الجنيه هي أعلى نسبة 32.14 ٪ تليها الكلاب المربات 16 ٪ وأخيرا كلاب المنازل 5.56 ٪ .يبلغ معدل الانتشار عند الكلاب الصغار بين 6 أشهر وأقل 40٪، وهو أعلى من عند الكلاب البالغة فوق 6 أشهر التي وجدت بنسبة 14.29٪؛ تبلغ نسبة الإصابة بين الإناث 32.14٪ وهي أعلى من الذكور المقدرة بـ 11.63٪؛ يبدو أن السلالات الشائعة تتأثر أكثر بنسبة 40٪ مقارنةً بالسلالات النقية بنسبة 14.29٪، وفي النهاية لم يتم اكتشاف أي حالة إصابة بالطفيلي عند الكلاب المعالجة ضد الديدان (0٪)، في حين أن عند الكلاب الغير معالجة ضد الديدان نسبة الانتشار 34.15٪.

خلاصتنا أنه من الضروري إعداد برامج مكافحة تعتمد على معالجة من جميع الحيوانات، بما في ذلك الكلاب الضالة، مع البروتوكولات المدروسة، وكذلك السيطرة على وجود الطفيلي في البيئة، ومراقبة الكلاب من خلال الفحوصات الروتينية، وأخيرا رفع الوعي العام والتثقيف حول الطفيلي.