

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE  
Ministère de l'enseignement supérieur et de la recherche scientifique



Institut des  
sciences  
vétérinaires-Blida

Université Saad  
Dahlab-Blida 1-



Projet de fin d'études en vue de l'obtention du

## Diplôme de Docteur Vétérinaire

**Les parasites digestifs des carnivores domestiques et leur  
impact sur la santé publique**

Présenté par :

**SMAILI Idir**

**SI TAYEB Aghiles Yacine**

Soutenu le :

Devant le jury :

<b>Président(e) :</b>	Docteur ZIAM H.	MCA	ISV Blida
<b>Examineur :</b>	Docteur SAIDANI K.	MCA	ISV Blida
<b>Promoteur :</b>	MEDROUH B.	MAB	ISV Blida

**Année : 2019/2020**

# REMERCIEMENT

Tout d'abord, nous remercions **ALLAH** le tout puissant de nous avoir donné le courage, la volonté et la patience de mener à terme ce présente travail.

A monsieur **MEDROUH Bachir**, qui nous a fait l'honneur d'être notre directeur de mémoire, pour le temps qu'il a consacré à nous apporter les outils méthodologiques indispensables à la conduite de ce projet , pour l'aide précieuse qu'il nous a donné, pour ses remarques et ses conseils qui nous permis de mener à bien ce travail qu'il trouve ici l'expression de notre profonde estime.

Au Docteur **ZIAM H**, Maitre de conférences A à l'institut des sciences vétérinaires de l'université de Blida 1, qui nous a fait l'honneur de présider notre jury, qu'il trouve ici l'expression de notre sincère reconnaissance.

Au Docteur **SAIDANI K**, Maitre de conférences A à l'institut des sciences vétérinaires de l'université de Blida 1, qui nous a fait l'honneur d'examiner notre mémoire, qu'il trouve ici l'expression de nos vifs remerciements.

A toutes les personnes ayant participé de près ou de loin à notre formation et tous ceux qui nous ont apportés leurs soutiens et encouragements durant la réalisation de ce travail.

*Merci à tous.*

# DEDICACE

Je dédie ce modeste travail à :

**Mes chers parents,**

Aucun hommage ne pourrait être à la hauteur de l'aide, des encouragements et l'amour dont ils ne cessent de me combler. Que dieu leur procure longue vie et Santé.

**Mon Frère Amirouche, mes sœurs Kahina & Saliha, ma belle-sœur Malika et mes petits neveux Rayan & Ramzi,**

Pour leurs encouragements permanents, leur appui et leur soutien moral.  
Merci d'être toujours là pour moi.

**A toute la famille SMAILI,**

Qu'ils trouvent ici l'expression de ma haute gratitude.

**A mes amis,**

Zinou, Lyes B, Hamza S, Hamza Z, Hamza G, Mehdi, Yacine, Yanis, Lamine, Bilal, Issam, Larbi, Amine, Abderrahmane, Abdellah, Lyes, à tous les membres de l'association BIAV et tous mes camarades de l'institut des sciences vétérinaires de Blida

**A la mémoire de mes grands-parents,**

Que dieu les accueille dans son vaste paradis.

***SMAILI Idir.***

# DEDICACE

## **A mes chers parents**

Pour m'avoir encouragé toutes ces longues années afin de me permettre d'arrivé jusque-là, je trouverai jamais les mots pour vous remercier assez, je vous dédie cette thèse, Avec tout mon amour.

## **A mon frère et mes sœurs**

Merci de m'avoir soutenu tout le long de mes études.

## **A mon binôme IDIR SMAILI**

### **A mes amis de la promotion 2019/2020**

HAMZA.S, LYES.H, HAMZA.G et HAMZA.Z

### **A mon promoteur Dr MEDROUH BACHIR**

Que dieu bénisse toutes personnes ayant aidé à ma réussite

Même ceux que j'ai omis de cité.

***SI TAYEB Aghiles Yacine.***

## RESUME

Chez les Carnivores domestiques, les infestations parasitaires dues aux parasites digestives sont très répandues dans le monde. En effet, les chiens et les chats peuvent être infectés par différents parasites gastro-intestinaux notamment : les protozoaires et les helminthes dont ce dernier se divise en plusieurs genres d'helminthes, on cite : les cestodes, les nématodes et les trématodes. Quelques-uns de ces parasites ont une plus grande importance en raison de : leur cycle de vie, de leur prévalence, leur pathogénicité pour l'hôte et leur potentiel zoonotique qui peuvent être susceptible de menace imminente pour la santé publique. Les parasites sont essentiellement mis en évidence par examen des selles. Plusieurs techniques sont utilisées pour le diagnostic de l'infestation parasitaire.

Dans l'objectif d'évaluer la prévalence des infestation parasitaire et leur impact sur la santé publique, nous avons réalisé une méta analyse sur 5 articles qui traitent cette thématique. Les résultats ont montré que le taux d'infestation est élevé dans tous es travaux ciblés (allant de 20 % à 87 %). Dans ces travaux de nombreux parasites ont été identifiés dont certaines sont pathogènes pour l'homme malgré leur faible taux à savoir *Ankylostoma spp.*, *Toxocara canis*, *Girdia sp.* et *Cryptosporidium*.

Les parasites digestifs des carnivores constituent un problème vétérinaire et de santé publique une bonne prophylaxie est nécessaire pour les maîtriser.

### **Mots clés :**

Carnivores domestiques, parasites digestifs, examen des selles, prophylaxie.

## ABSTRACT

Among domestic carnivores, parasitic infestations due to digestive parasites are widespread throughout the world. Indeed, dogs and cats can be infected by various gastrointestinal parasites including: protozoa and helminths of which the latter is divided into several types of helminths, we cite: cestodes, nematodes and trematodes. Some of these parasites are of greater importance because of: their life cycle, prevalence, pathogenicity to the host and zoonotic potential which may be of imminent threat to public health. Parasites are primarily detected by examination of the faeces. Several techniques are used to diagnose parasite infestation.

In order to assess the prevalence of parasite infestation and its impact on public health, we have carried out a meta-analysis on 5 articles dealing with this topic. The results showed that the infestation rate is high in all the targeted works (ranging from 20% to 87%). In this work, many parasites have been identified, some of which are pathogenic for humans despite their low rate, namely *Ankylostoma* spp., *Toxocara canis*, *Girdia* sp. and *Cryptosporidium*.

The digestive parasites of carnivores constitute a veterinary and public health problem and good prophylaxis is necessary to control them.

### **Keywords:**

domestic carnivores, digestive parasites, stool examination, prophylaxis.

## ملخص

في الحيوانات آكلة اللحوم الأليفة، تنتشر الإصابة الطفيلية بسبب الطفيليات الهضمية في جميع أنحاء العالم. في الواقع ، يمكن أن تصاب الكلاب والقطط بمختلف طفيليات الجهاز الهضمي ، على وجه الخصوص: الأوليات والديدان الطفيلية ، وتنقسم هذه الأخيرة إلى عدة أجناس من الديدان الطفيلية ، بما في ذلك: الديدان الخيطية والديدان الخيطية والتريماتودا. هناك عدد قليل من هذه الطفيليات ذات أهمية أكبر بسبب: دورة حياتها ، وانتشارها ، وإمكاناتها المرضية للمضيف ، وإمكانية الإصابة بالحيوان والتي قد تكون عرضة لتهديد وشيك للصحة العامة. يتم الكشف عن الطفيليات بشكل رئيسي من خلال فحص البراز. يتم استخدام عدة تقنيات لتشخيص الإصابة بالطفيليات.

من أجل تقييم انتشار الإصابة بالطفيليات وتأثيرها على الصحة العامة، قمنا بإجراء تحليل تلوي على 5 مقالات تتناول هذا الموضوع. أظهرت النتائج أن نسبة الإصابة عالية في جميع الوظائف المستهدفة (تتراوح من 20% إلى 87%). في هذا العمل ، تم التعرف على العديد من الطفيليات ، بعضها ، ممرض للإنسان على الرغم من انخفاض معدلها وهي *Giardia Spp.* و *Ankylostoma Spp*, *Toxocara Canis* و كريبتوسبورديوم.

تشكل الطفيليات الهضمية للحيوانات آكلة اللحوم مشكلة بيئية ومشكلة للصحة العامة والوقاية الجيدة ضرورية للسيطرة عليها.

### الكلمات المفتاحية:

الحيوانات آكلة اللحوم الأليفة ، طفيليات الجهاز الهضمي ، فحص البراز ، الوقاية

# SOMMAIRE

## CHAPITRE I

<b>1</b>	<b>Généralités sur le tube digestif des carnivores :.....</b>	<b>2</b>
1.1	La cavité buccale :.....	2
1.2	L'œsophage :.....	4
1.3	L'estomac :.....	5
1.4	L'intestin grêle :.....	7
1.5	Le gros intestin :.....	9
1.6	L'anus et le canal anal :.....	10
1.7	Les glandes annexes :.....	11
1.7.1	Le foie : .....	11
1.7.2	La rate : .....	12
1.7.3	Le pancréas :.....	13

## CHAPITRE II

<b>1</b>	<b>LES PARASITES :.....</b>	<b>15</b>
1.1	Les protozoaires : .....	15
1.1.1	<b>GIARDIA INTESTINALIS : .....</b>	<b>16</b>
1.1.2	<b>TOXOPLASMA GONDI : .....</b>	<b>17</b>
1.1.3	<b>CRYPTOSPORIDIUM SPP:.....</b>	<b>19</b>
1.1.4	<b>SARCOCYSTIS SPP : .....</b>	<b>20</b>
1.1.5	<b>Isospora spp : .....</b>	<b>23</b>
1.1.6	<b>Neospora caninum :.....</b>	<b>24</b>
1.1.7	<b>Hammondia spp :.....</b>	<b>25</b>
1.1.8	<b>Tri-tri-chomonas foetus :.....</b>	<b>26</b>
1.2	<b>LES PLATHELMINTHES :.....</b>	<b>28</b>
1.2.1	<b>Dipylidium caninum :.....</b>	<b>28</b>
1.2.2	<b>Echinococcus spp : .....</b>	<b>29</b>
1.2.3	<b>Mesocestoide spp :.....</b>	<b>30</b>

1.2.4	Diphyllobothrium latum:.....	31
1.2.5	Taenia spp : .....	32
1.3	Les Nématodes :.....	33
1.3.1	Toxocara spp : .....	33
1.3.2	Les Ankylostomes : .....	35
1.3.3	Strongyloides :.....	37
1.3.4	Trichuris Vulpis : .....	38

### CHAPITRE III

1	Coprologie :.....	40
1.1	CoproscoPie :.....	40
1.1.1	Définition : .....	40
1.1.2	Objectifs :.....	40
1.1.3	Prélevements :.....	41
1.1.4	Méthodes de récolte :.....	41
1.1.5	Méthodes d'analyse :.....	44
1.2	La Coproculture : .....	55
2	Sérologie :.....	59
3	Biologie Moléculaire :.....	61

### PARTIE EXPERIMENTALE

1	Matériels & Méthodes : .....	63
1.1	Objectifs :.....	63
1.1.1	Nature des données :.....	63
1.1.2	Critères d'inclusion et d'exclusion : .....	64
1.1.3	Extraction et classification des données :.....	65
2	Résultats et discussion : .....	66
2.1	Documents collectés :.....	66
2.2	Classification des données :.....	67
2.2.1	L'espèce des animaux testés : .....	67
2.2.2	b) Statut des animaux : .....	67

2.2.3	Classification selon la taille de l'échantillon :.....	68
2.2.4	Les méthodes de diagnostic utilisées :.....	68
2.2.5	La prévalence d'infestation parasitaire :.....	69
2.2.6	Les espèces de parasites identifiées :.....	70
2.2.7	Les espèces pathogènes pour l'homme et leur prévalence : .....	73
2.3	Discussion : .....	74
3	Conclusion et recommandations : .....	75
3.1	Conclusion :.....	75
3.2	Recommandations :.....	75

---

## LISTE DES TABLEAUX

---

Tableau 1: Propriétés des agents conservateurs (Bathiard & Vellut, 2002) .....	42
Tableau 2: Tableau comparatif des principales méthodes diagnostiques (Bathiard & Vellut, 2002).....	56
Tableau 3 : Particularités du prélèvement et de la technique de diagnostic coprologique (Bathiard & Vellut, 2002).....	58
Tableau 4: Place de la sérologie et des recherches directes dans le dépistage de maladies parasitaires (Dr Togni, 2013) .....	60
Tableau 1 : Intitulé des documents sélectionnés pour l'analyse.....	66
Tableau 2: Nom des techniques utilisées dans chaque étude parasitologique. ....	68
Tableau 3: Espèces de parasites identifiés .....	70

---

## LISTES FIGURS

---

Figure 1 : Cavité Buccale d'un chien (Washington State University College of Veterinary Medicine).....	4
Figure 2: Anatomie de l'estomac et de l'intestin grêle proximal en coupe transversale (Freiche & Hernandez, 2010) .....	7
Figure 3: Sections de l'intestin grêle et du côlon (Sturtz & Asprea, 2012) .....	9
Figure 4: La forme du foie d'un chien (surface viscéral) (Budras, McCarthy, Horowitz, & Berg, 2007).....	12
Figure 5: Le pancréas chez le chien (Washington State University College of Veterinary Medicine).....	13
Figure 6 : Différentes configurations du cycle évolutif de TOXOPLASMA GONDI (ESCCAP, 2013) .....	19
Figure 7: Schéma du cycle de vie de Sarcocystis spp (Wéry, 1995) .....	22
Figure 8: Cycle évolutif de Neospora caninum ( FONTBONNE, SARRAZIN, & POLACK, 2010).....	25
Figure 9 : Technique d'observation de l'échantillon au microscope (Euzéby, 1981) .....	46
Figure 10 : Schéma du montage de Baermann (BUSSIÉRAS & CHERMETTE, 1991) .....	51
Figure 11 : classification des animaux testés selon l'espece .....	67
Figure 12: Classification selon leur mode de vie.....	670
Figure 13: Classification selon la taille de l'échantillon .....	68
Figure 14 : Classification selon la méthode de diagnostic utilisée. ....	69
Figure 15: nombre d'animaux infesté par rapport aux animaux testés.....	70
Figure 16: les protozoaires identifiés à travers les diagnostics.....	75
Figure 17: les Parasites helminthes identifiés.....	75

**Figure18:** prévalence des infestations parasitaires pathogènes pour l'homme.....76

---

# Introduction

---

Les parasites digestifs chez les chiens et les chats sont très répandues dans le monde. Les parasites digestifs représentent encore aujourd'hui une source d'inquiétude chez les propriétaires de chat et chiens et leurs vétérinaires. En effet, malgré une nette évolution de l'arsenal thérapeutique antiparasitaire depuis le début du vingtième siècle, les parasitoses digestives des carnivores domestiques restent des facteurs non négligeables d'amaigrissement, de mauvais état général, de troubles digestifs et une alerte pour la santé publique.

La première partie de cette étude rappelle les principales caractéristiques des parasites gastro-intestinaux les plus fréquents chez le chien et le chat, leurs signes cliniques et les méthodes diagnostiques existantes.

La seconde partie correspond à une méta-analyse comprenant plusieurs articles scientifiques, la taille des échantillons, les méthodes de diagnostic utilisées, la prévalence des infestations parasitaires et les parasites qui représentent un danger susceptible pour la santé publique.

## **Chapitre I**

# **APPAREIL DIGESTIF DES CARNIVORES DOMESTIQUES**

---

# APPAREIL DIGESTIF DES CARNIVORES DOMESTIQUES

---

## 1 Généralités sur le tube digestif des carnivores :

---

Le tube digestif est un tube à l'intérieur du corps, qui s'étend de la bouche à l'anus. Certaines structures sont reliées au tube par des conduits, comme les glandes salivaires, la vésicule biliaire et le pancréas. Dans l'ordre, du crâne au caudal, les parties comprennent les lèvres, les dents et la cavité buccale, le pharynx, l'œsophage, l'estomac, l'intestin grêle, le gros intestin, le rectum et l'anus. **(Sturtz & Asprea, 2012)**

Les carnivores mangent principalement de la chair et donc de la viande. Leur nourriture étant moins résistante du fait que les cellules animales n'ont pas cette double paroi, ils n'ont donc pas besoin de cellulase ni d'un tube aussi long que celui des herbivores pour absorber les nutriments. Les protéines, les glucides et les lipides qui sont présents dans la chair animale, demandent chacun une enzyme spécifique pour être dégradé. Ces animaux ont donc un système digestif et un caecum moins allongé que celui des herbivores. La taille du tube digestif fait de 3 à 6 fois la taille du corps et le colon est plutôt court, simple et lisse. **(DAMIEN.R, 2017)**

### 1.1 La cavité buccale :

Chez le chien et le chat, le tube digestif commence à la cavité buccale, qui comprend les lèvres, les joues, la langue et les dents. La cavité buccale (bouche) joue un rôle important dans l'ingestion et la mastication. Elle comprend les mandibules droite et gauche, ainsi que les os incisifs et maxillaires, qui forment ensemble les mâchoires inférieure et supérieure. Ils s'articulent au niveau de l'articulation temporo-mandibulaire. Le palais est formé par l'os palatin. Celui-ci est recouvert d'une membrane muqueuse et forme le palais dur, qui s'étend vers l'arrière de la cavité buccale comme le palais mou. Les corps horizontaux des mandibules, réunis sur la ligne médiane au niveau de la symphyse mandibulaire, forment les deux arcs dentaires inférieurs. Les os incisifs et maxillaires forment les deux arcs dentaires supérieurs. Les arcs dentaires abritent les dents. Les côtés des mâchoires sont reliés par la peau et forment les joues, dont la surface intérieure est recouverte de muqueuse. Entre ces deux couches se trouve le muscle masséter - le principal muscle de mastication. L'ouverture crânienne de la cavité buccale est délimitée par les lèvres supérieure et inférieure composées de muscles. Celles-ci

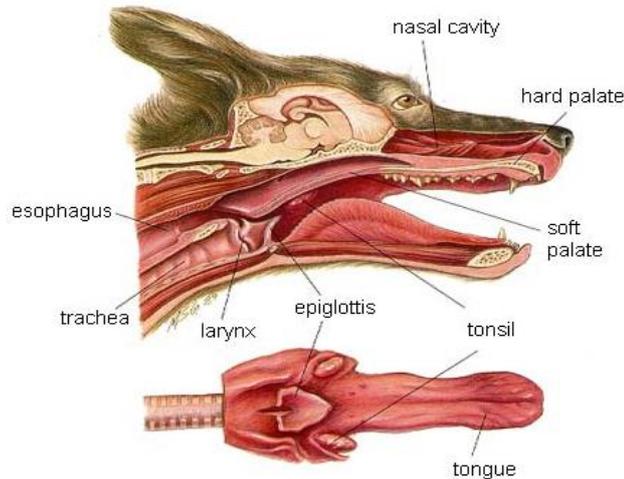
sont recouvertes à l'extérieur par la peau poilue et à l'intérieur par la muqueuse. La langue repose sur le sol de la cavité buccale et est composée de faisceaux de muscles striés qui courent dans toutes les directions. Sa racine est attachée à l'appareil hyoïde et est continue avec le larynx. L'extrémité crânienne est libre et très mobile, de sorte qu'elle peut mouler des aliments en bolus. La surface est recouverte d'une membrane muqueuse disposée en papilles rugueuses qui aident à contrôler la nourriture et à toiletter le pelage. Des papilles gustatives spécialisées sont réparties sur la surface de la langue, en particulier vers l'arrière, qui interviennent dans le goût. La veine linguale, qui peut être utilisée pour la ponction veineuse chez un animal anesthésié, passe sous la langue **(Aspinall, 2004)**

Les dents sont encastrées dans les cavités ou alvéoles des gencives, qui sont formées par des muqueuses recouvrant les arcades dentaires supérieures et inférieures. Il existe quatre types de dents, chacune ayant une forme différente liée à sa fonction. La surface de morsure de chaque dent est disposée en cuspides ou en tubercules qui aident à décomposer les aliments.

Tous les mammifères ont deux séries de dents au cours de leur vie. Les dents de lait sont présentes dans les arcades dentaires à la naissance et font éruption au fur et à mesure que l'animal grandit. Les dents définitives se développent plus tard et poussent les dents de lait hors de la mâchoire lorsqu'elles grandissent vers le haut. Les dents de lait sont petites et blanches ; les dents permanentes sont plus grandes et présentent des signes d'usure au fur et à mesure que l'animal vieillit. Des glandes salivaires appariées se trouvent dans les tissus entourant la cavité buccale et y sont reliées par des canaux. Celles-ci sécrètent de la salive qui, chez le chien, se compose principalement d'eau, de mucus et d'électrolytes, mais ne contient pas d'enzymes. (Chez les carnivores, la digestion ne commence pas dans la bouche comme chez d'autres espèces telles que l'homme). **(Aspinall, 2004)**

Les animaux carnivores ont tendance à avoir une bouche large par rapport à la taille de leur tête et des muscles de la mâchoire très développés appelés muscles temporaux **(Slideshare , 2012)**

## Mouth



**Figure 1 : Cavité Buccale d'un chien (Washington State University College of Veterinary Medicine)**

### 1.2 L'œsophage :

C'est une portion du tube digestif, en forme de tube, chargée de transporter les aliments de la bouche à l'estomac. (LAURENCE.D, n.d)

L'œsophage est un organe constitué de tuniques musculaires et délimité par deux sphincters : le sphincter œsophagien proximal (SOP) en amont (composé de muscles striés), et le sphincter œsophagien caudal (SOC) situé à la jonction cardiale. Ce dernier, qui n'a pas de réelle définition anatomique, est impliqué dans les mécanismes de régulation de pression entre l'œsophage et la cavité gastrique. Plus caudalement, la zone de transition entre la muqueuse œsophagienne et la muqueuse gastrique, encore dénommée « ligne Z », présente un aspect macroscopique variable chez les carnivores domestiques. Chez un chien de taille moyenne, la longueur totale de l'œsophage est d'une trentaine de centimètres. Chez un chat, elle est en moyenne de 15 cm. Lorsqu'il est vide, l'organe est aplati sur lui-même et son calibre est d'environ 2 cm. Il peut tripler lors de la déglutition grâce à ses grandes capacités de dilatation. Cependant, il existe le long de son trajet des zones de rétrécissement : l'entrée du thorax, le passage au-dessus du cœur et le passage du diaphragme. L'œsophage distal peut être pigmenté dans certaines races (Shar Pei , Chow Chow ). (Freiche & Hernandez, 2010)

L'œsophage assure un rôle de transport passif des aliments du pharynx à l'estomac, sans qu'aucune activité motrice spontanée ne soit possible. Les ondes péristaltiques sont générées par la distension pariétale et par les mouvements de déglutition. La physiologie oesophagienne est relativement simplifiée par rapport aux autres segments de l'appareil digestif. Il existe cependant un grand nombre d'affections qui ont pour conséquence des perturbations d'origine organique ou fonctionnelle, se traduisant par des signes caractéristiques. **(Freiche & Hernandez, 2010)**

### **1.3 L'estomac :**

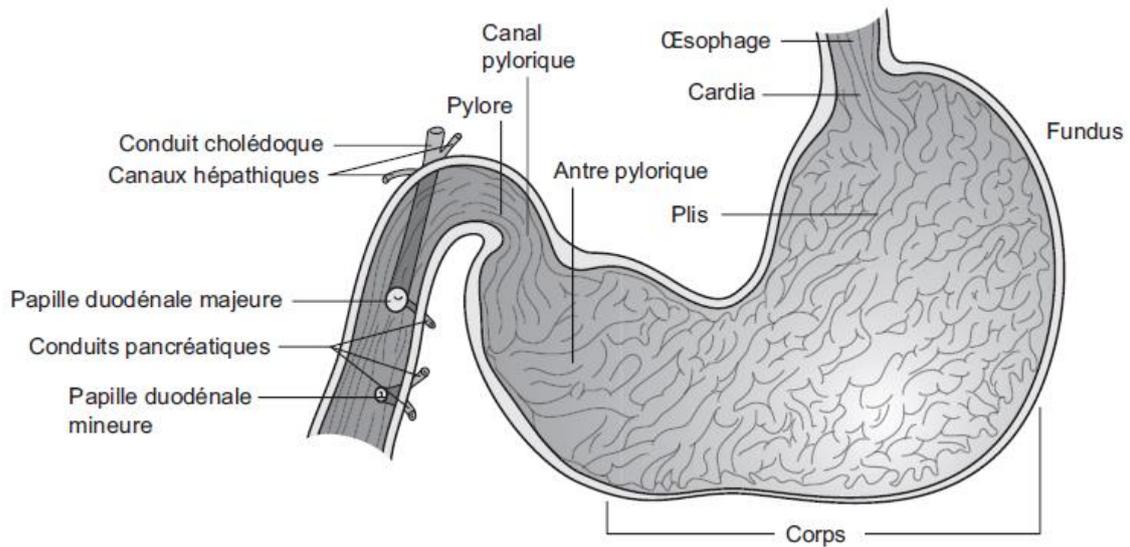
L'estomac est un organe creux en forme de sac, situé entre l'œsophage et le duodénum de l'intestin grêle. Il participe à la digestion des aliments par l'intermédiaire des sucs gastriques. Il est constitué de différentes parties: le cardia, le fundus, le corps et le pylore. **(LAURENCE.D, n.d)**

Décrit comme "simple", cet organe en forme de C et ressemblant à un sac se trouve principalement sur le côté gauche de la cavité abdominale crânienne. Les aliments entrent dans l'estomac par le sphincter cardiaque et en sortent par le sphincter pylorique. L'estomac du carnivore peut se distendre énormément, ce qui lui permet d'agir comme un réservoir. La paroi de l'estomac est constituée d'une muqueuse gastrique interne (muqueuse) disposée en rugosité (plis) qui s'aplatit lorsque l'estomac se dilate. Les fosses gastriques situées à l'intérieur de la muqueuse sécrètent des sucs gastriques : les cellules pariétales sécrètent de l'acide chlorhydrique, les cellules principales sécrètent du pepsinogène (un précurseur d'enzyme) et les cellules des gobelets sécrètent du mucus pour lubrifier les aliments et aider à empêcher les sucs gastriques de digérer la paroi de l'estomac. Sous la muqueuse se trouvent trois couches de muscles lisses responsables de la segmentation rythmique et du péristaltisme. L'épiploon, une couche de péritoine viscéral, recouvre l'extérieur de l'estomac. La matière alimentaire, qui est maintenant un mélange acide semblable à une soupe appelé chyme, pénètre dans le duodénum par giclées. Le temps de passage dans l'estomac varie selon les aliments. Les liquides peuvent passer en une demi-heure seulement, tandis que les aliments plus solides peuvent passer en une heure. ou les aliments gras peuvent prendre plus de quatre heures. **(Aspinall, 2004)**

L'estomac du chien est un organe bien développé parfaitement adapté pour une nourriture de carnivores et dont la capacité varie selon les races entre 140 et 280 CL. Ainsi que

celui de l'homme et des autres animaux, il est tapissé par une membrane qu'on nomme la muqueuse gastrique, mais contrairement à eux, cette muqueuse est totalement glanduleuse, autrement dite chacune de ces parties sécrètent du Suc gastrique. C'est probablement pour cette raison que le chien vomit plus facilement que les autres animaux comparables, à l'exception du chat dont l'estomac est organisé de la même manière. **(A.CONSTANTIN & P.D'AUTHEVILLE, 1976)**

Contrairement à l'œsophage qui n'assure qu'une fonction de transport, l'estomac est un organe qui joue un rôle primordial dans les étapes de la digestion : réservoir digestif, il prépare les aliments à leur passage vers l'intestin grêle. Le temps de vidange moyen de l'estomac au terme d'un repas est estimé à 6 à 10 heures. Le suc gastrique, sécrété par la paroi de l'estomac, est composé de pepsine , d'acide chlorhydrique et de mucus. Il enrobe les aliments déglutis et neutralise les bactéries alimentaires. Sous l'influence de facteurs de type humoraux, nerveux et hormonaux, la sécrétion gastrique permet l'hydrolyse des protéines en peptides. Le mucus, riche en bicarbonates, est un acteur de la barrière gastrique et participe à la protection de la muqueuse dans un milieu d'une extrême acidité (pH = 1 à 2). L'histamine est produite par les cellules pariétales entérochromaphines en réponse à la sécrétion de gastrine. Ces dernières font partie des cellules endocrines–paracrines du tube digestif. La lipase gastrique participe à la digestion des lipides. Le facteur intrinsèque est produit par les cellules pariétales. Il sera nécessaire à l'absorption plus distale de la vitamine B12 . Les sécrétions qui se produisent au cours de ce temps gastrique activent la sécrétion des enzymes pancréatiques et améliorent la disponibilité de minéraux comme le calcium et le fer. Si le fundus possède une capacité de dilatation majeure, la zone caudale du corps gastrique et la zone antrale assurent le brassage des aliments. Elles possèdent une activité motrice qui permet la progression de l'ingesta vers le pylore , répondant à la propagation d'ondes rythmées. Les aliments, au terme de leur transit gastrique , sont d'un diamètre millimétrique et prennent le nom de chyme. Leur temps de transit, lié à la composition et à la température du repas, est régulé par l'activité péristaltique du pylore. **(Freiche & Hernandez, 2010)**



**Figure 2:** Anatomie de l'estomac et de l'intestin grêle proximal en coupe transversale (**Freiche & Hernandez, 2010**)

#### 1.4 L'intestin grêle :

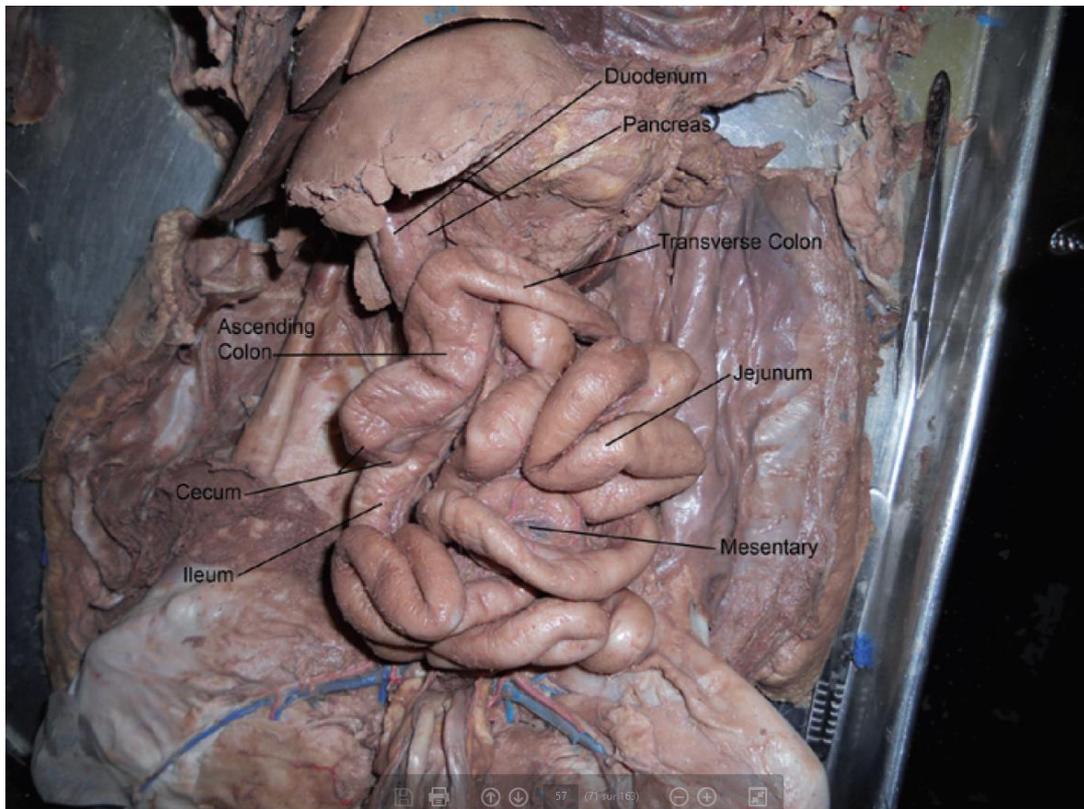
L'intestin grêle est un organe creux, en forme de tube, situé entre l'estomac et le côlon (ou gros intestin). Il est constitué de différentes parties : le duodénum, le jéjunum et l'iléon. (**LAURENCE.D, n.d**)

Le sphincter pylorique est la porte d'accès à l'intestin grêle. Dans l'ordre de passage des nutriments, les sections sont le duodénum, le jéjunum et l'iléon. Le pancréas, un organe ayant des fonctions endocriniennes et exocriniennes, suit la surface médiale du duodénum. Ses fonctions exocrines, celles qui ont trait à l'envoi d'enzymes ou d'autres messagers chimiques, comprennent la libération d'enzymes digestives dans le tractus intestinal. Chez les chiens et les chats, il existe une petite section de tissu vestigial (qui n'est plus physiologiquement nécessaire) appelée le cæcum, qui marque la frontière entre l'intestin grêle et le gros intestin. En revanche, le cæcum est bien développé et essentiel à la digestion chez des espèces telles que les rongeurs, les lapins et les équidés. Le tissu de la L'intestin grêle comporte plusieurs couches, appelées aussi tuniques. Elles comprennent une couche de sérosité, une couche de muscle et de tissu élastique, et une couche de le tissu épithélial. En sortant de l'iléon, le tube qui est l'intestin devient le colon. A son extrémité caudale, il s'élargit en une chambre appelée rectum. La matière sort du corps au niveau de l'anus, un sphincter avec les composantes musculaires

lisses et striées. Les intestins sont souvent appelés "boyaux". Chez le carnivore, il est relativement court - environ trois à quatre fois le longueur du tronc. En comparaison, le boyau est 25 fois plus long du tronc en mouton. Le duodénum est une section relativement courte formant un "J" forme. Le membre descendant se dirige vers le rein droit, avec le membre ascendant s'incurve pour pointer vers l'estomac. La courbe elle-même est la section médiane entre les deux. Contenu dans le membre descendant se trouvent les papilles majeures et mineures (dans le chien ; il n'y en a qu'un dans le chat). Ces ouvertures permettent d'accueillir le canal biliaire et le canal pancréatique. Chez certains animaux, il y a en fait deux conduits pancréatiques. Après un examen approfondi de la surface luminale du duodénum, vous pouvez voir les papilles. **(Sturtz & Asprea, 2012)**

Les infections parasitaires par des helminthes sont fréquentes chez les jeunes animaux et peuvent être l'origine de diarrhée aiguë ou chronique, de retard de croissance et de distension abdominale. Une infection parasitaire massive peut être à l'origine d'une obstruction ou d'une perforation intestinale chez les chiots. Chez l'adulte, les infections massives sont plus rares grâce au développement d'une immunité antiparasitaire. Toutefois, une infection patente est quasi systématique chez la chienne en gestation. **(Freiche & Hernandez, 2010)**

Les infections parasitaires par des protozoaires sont fréquentes et peuvent être l'origine d'une diarrhée aiguë ou chronique. L'infection par *Isospora canis* (chien) et *Isospora felis* (chat) est responsable chez le chiot et le chaton en période de sevrage de diarrhée aiguë d'intensité variable. La réponse à l'administration de sulfamides-triméthoprime (30 mg/ kg/j en 2 pq PO pendant 5 jours) est souvent excellente. L'infection par *Cryptosporidium* spp. est généralement autolimitante sans traitement spécifique que chez les animaux immunocompétents. L'azithromycine est utilisée chez l'Homme dans cette indication et peut l'être également chez le chien et le chat (15–20 mg/kg/j en 2 pq PO pendant 7–10 jours). La nitazoxanide semble être un principe actif prometteur mais les données manquent encore pour pouvoir recommander son utilisation. Le diagnostic des infections par *Isospora* spp. Et *Cryptosporidium* spp. s'effectue par analyse coprologique directe ou par une technique de flottaison. **(Freiche & Hernandez, 2010)**



**Figure 3:** Sections de l'intestin grêle et du côlon (Sturtz & Asprea, 2012)

### 1.5 Le gros intestin :

Le côlon, également appelé gros intestin, fait suite à l'intestin grêle et forme la dernière partie du tube digestif, avant l'anus. Il est constitué de différentes parties : le cæcum, le côlon ascendant, le côlon transverse, le côlon descendant, le côlon sigmoïde et le rectum. (LAURENCE.D, n.d)

Le côlon est court : il mesure de 25 cm chez le chat à plus de 75 cm chez le chien et son diamètre est de 2 à 3 cm. Il débute au niveau du sphincter iléocolique. Chez le chat, l'orifice cæcal est plus large que chez le chien et ne comporte pas de sphincter au sens strict. Le cæcum n'a pas la même forme chez le chat (en virgule) que chez le chien (spiralé) et se situe au niveau du flanc droit entre la 3e et la 4e vertèbre lombaire. Le côlon est constitué par trois segments (les carnivores n'ont pas de côlon sigmoïde, contrairement à l'Homme) :

- le côlon ascendant : il s'étend de la jonction iléocæcale à la première courbure, et est situé à droite de l'abdomen latéralement au lobe droit du pancréas, il remonte cranialement en regard des deux premières vertèbres lombaires.

- le côlon transverse : il s'étend de la première à la seconde courbure, traversant l'abdomen de droite à gauche, et plus cranial (aire de projection sous la première vertèbre thoracique) ;
- le côlon descendant : partie la plus longue du côlon qui chemine à gauche de l'abdomen ventralement au rein gauche, et se place caudalement à l'entrée de la filière pelvienne. La portion haute du côlon descendant est médiale à la rate et au rein gauche. La partie distale est ventrale à la vessie. La jonction colorectale est située à l'entrée du bassin. Elle n'a pas de réelle définition anatomique mais elle est identifiable lors d'une coloscopie. (Freiche & Hernandez, 2010)

Le rectum compose l'extrémité terminale du côlon, il s'étend jusqu'à l'anus qui est formé de deux sphincters : un sphincter interne constitué par couches musculuses lisses du canal anal et un sphincter externe, constitué par un muscle strié. Les glandes circumanales siègent au niveau de la zone anocutanée du canal anal. **(Freiche & Hernandez, 2010)**

### **1.6 L'anus et le canal anal :**

L'anus est l'orifice terminal du tube digestif, faisant suite au côlon et au rectum. Le canal anal, situé entre le rectum et l'anus, permet de retenir et de réguler le passage des matières fécales à l'extérieur, se trouvant dans le rectum, grâce à deux muscles en forme d'anneau : le sphincter interne et le sphincter externe. **(LAURENCE.D, n.d)**

Le canal anal se compose de trois zones, chacune étant caudale par rapport à l'autre : la zone colonnaire commence à la ligne anorectale où se termine le simple épithélium colonnaire de la muqueuse intestinale, qui contient les glandes intestinales. La zone colonnaire est caractérisée par les plis colonnaires de la muqueuse anale. La muqueuse est tapissée par un épithélium pavimenteux stratifié et contient des nodules lymphatiques solitaires et des glandes anales. Les colonnes de la muqueuse recouvrent les vaisseaux sanguins longitudinaux et forment ainsi un corps érectile qui favorise la fermeture de l'anus. La zone intermédiaire (également appelée ligne anocutanée) qui suit peut être vue comme un pli circulaire indistinct de 1 mm de large à la transition vers la cutis externe modifiée. La zone cutanée terminale a une largeur d'environ 4 cm et comporte à son début quelques poils, dont le nombre augmente en direction caudale. Des glandes circumanales hépatoïdes sont également présentes. Entre le canal anal et le muscle sphinctérien anal externe se trouvent les sinus paranaux qui s'ouvrent latéralement entre la zone intermédiaire et la zone cutanée. La fermeture anale est

principalement assurée par le sphincter anal interne et externe muscles. Le muscle du sphincter anal interne est un élargissement de la couche musculaire de la tunique musculaire du rectum. Le muscle strié en croix le muscle externe du sphincter anal ferme l'anus et, ce faisant, comprime le sinus paranal, le vidant ainsi. **(Budras, McCarthy, Horowitz, & Berg, 2007)**

L'excrétion est également connue sous le nom de défécation. Les matières qui ne peuvent pas être digérées passent dans le gros intestin, qui absorbe l'eau ou les électrolytes restants. La masse fécale qui en résulte se déplace au moyen de mouvements de masse involontaires qui sont moins fréquents que le péristaltisme. Lorsque les matières fécales pénètrent dans le rectum, l'étirement de la paroi rectale provoque une tension chez l'animal et l'effort est amplifié par les contractions volontaires des muscles abdominaux. Le sphincter anal, qui est normalement maintenu fermé, se détend et la masse fécale est expulsée. **(Aspinall, 2004)**

## **1.7 Les glandes annexes :**

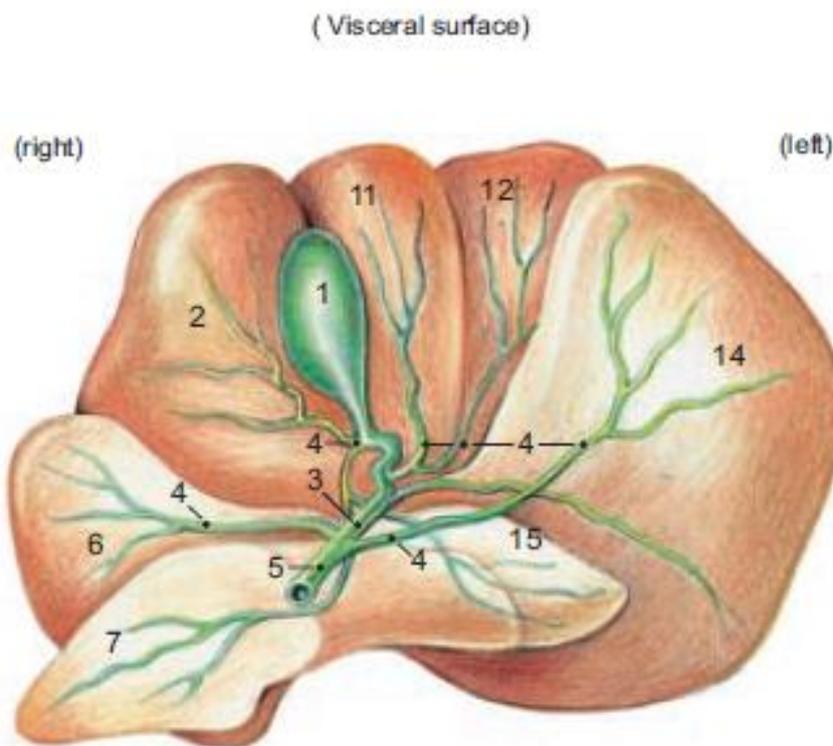
### **1.7.1 Le foie :**

Le foie est volumineux et très échancré. Il est divisé en six lobes principaux (voire sept si on considère que le lobe caudé est divisé en deux parties). Le lobe moyen porte la vésicule biliaire qui stocke et concentre la bile produite par le foie. **(LAURENCE.D, n.d)**

Le foie siège dans l'abdomen cranial, entre le diaphragme et l'estomac. Il est constitué de quatre lobes et de la vésicule biliaire. Cette dernière est connectée au duodénum par le conduit cystique qui devient le canal cholédoque après le carrefour des voies biliaires **(Freiche & Hernandez, 2010)**

Le foie a un certain nombre de fonctions importantes. L'un de ses principaux rôles est de faire partie du processus digestif. Il est situé caudalement par rapport au diaphragme, s'étendant de la ligne médiane vers la droite de l'animal. En plus de contribuer au métabolisme des nutriments, il aide à la production de la bile. Le sang contenant les nutriments absorbés voyage depuis l'appareil digestif via le système circulatoire portal, est traité par le foie, puis est soit libéré dans la circulation générale, soit renvoyé vers l'appareil digestif. Le foie des mammifères possède des lobes distincts. Chez les chiens et les chats, ce sont les lobes latéral gauche, médial gauche, latéral droit, médial droit, quadratique et caudé. La vésicule biliaire se trouve entre les lobes quadratique et médial droit. La surface séreuse du foie comporte des fosses (concavités) dans lesquelles se trouvent l'estomac et le rein droit. Il existe également des

rainures qui accueillent la veine cave caudale et l'œsophage. Le ligament falciforme, vestige d'un vaisseau embryonnaire, relie le foie au diaphragme. La circulation vers et depuis le foie achemine des matières en provenance et à destination du tube digestif, ainsi que des matières filtrantes vers le reste de la circulation périphérique. Les entrées artérielles comprennent les artères hépatiques et cœliaques, et la veine principale est la veine porte. Le foie est relié par un grand canal à la vésicule biliaire et par un canal plus petit au duodénum. **(Sturtz & Asprea, 2012)**

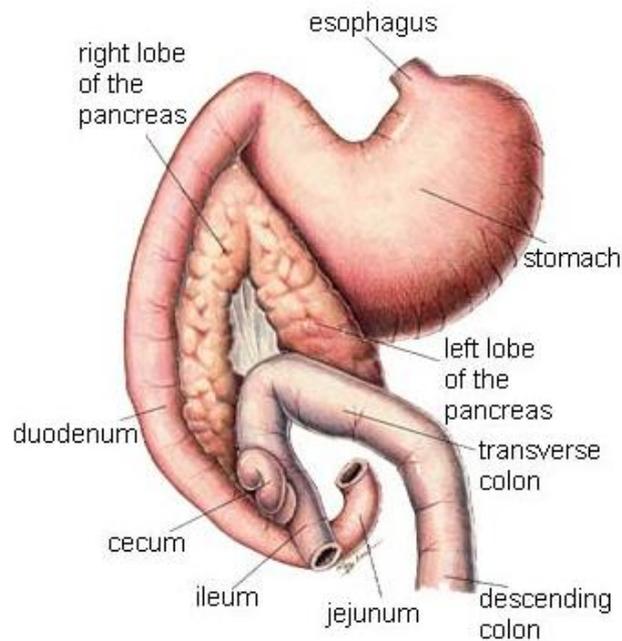


**Figure 4:** La forme du foie d'un chien (surface viscéral) **(Budras, McCarthy, Horowitz, & Berg, 2007)**

### 1.7.2 La rate :

La rate est un organe extrêmement vascularisé qui se trouve tout contre l'estomac. Elle ne dispose d'aucun canal excréteur et ses fonctions ne sont très bien connues. On pense qu'elle contribue à la production de nouveaux globules rouges et blancs ainsi qu'à la destruction de ceux qui sont usés. **(A.CONSTANTIN & P.D'AUTHEVILLE, 1976)**

## Pancreas



**Figure 5:** Le pancréas chez le chien (Washington State University College of Veterinary Medicine)

### 1.7.3 Le pancréas :

Le pancréas est un organe glandulaire de petite taille en forme de « V », en grande partie situé dans la portion craniale droite de l'abdomen. La tête pancréatique ou lobe droit est logée à proximité du duodénum descendant. Le lobe gauche plus petit, est proche du colon transverse. Le corps réunit les deux lobes. Le canal pancréatique le plus important draine la tête du pancréas et s'abouche au duodénum, indépendamment du canal cholédoque. Le second canal pancréatique draine préférentiellement le lobe gauche et s'abouche au canal cholédoque au niveau de la papille pancréatique majeure, située à environ 5 cm du pylore. En revanche, on observe qu'un seul canal excréteur commun aux sécrétions pancréatiques et biliaires chez la grande majorité des chats. (Freiche & Hernandez, 2010)

Le PANCREAS se compose de deux parties aux fonctions très différentes, la partie exocrine prédominante et la petite partie endocrine. La surface de l'organe est lobulaire et partiellement nodulaire. La couleur dépend du contenu sanguin et est d'un rouge pâle à profond. Le pancréas est grossièrement en forme de crochet, avec une longueur totale

d'environ 25 cm chez un chien de taille moyenne de 15 kg. Le corps du pancréas est adjacent à la partie crânienne du duodénum, et son lobe gauche associé est dirigé à gauche vers la rate. Le lobe gauche est également appelé lobe splénique ou branche transversale. Le lobe droit du pancréas ou lobe duodéal se trouve du côté droit dans le mésoduodénum descendant. La partie exocrine du pancréas provient embryologiquement de deux organes-primordia et, en accord avec cela, il y a généralement deux canaux d'excrétion. Le canal pancréatique fusionne soit en commun avec le canal cholédoque commun, soit directement à côté de celui-ci, sur la papille duodénale principale dans la zone du corps du pancréas. Le canal pancréatique accessoire se termine quelques cm plus loin en direction caudale sur la papille duodénale mineure, dans la partie crânienne du lobe pancréatique droit. Les deux canaux communiquent à l'intérieur du pancréas et, en cas d'oblitération de la partie terminale du canal pancréatique, ce qui se produit rarement, seule l'ouverture du canal pancréatique accessoire sur la papille duodénale mineure demeure. Dans le pancréas, des enzymes de division des lipides, des glucides et des protéines sont formées. Ces enzymes sont en partie formées de précurseurs inactifs qui sont activés dans l'intestin par une entérokinase. Les îlots pancréatiques (îlots LANGERHANS), de la taille d'une aiguille, atteignent un diamètre maximal de seulement 0,5 mm et forment ensemble la partie endocrine, qui représente plus ou moins 1 à 2 % du pancréas. Les îlots pancréatiques ont un réseau capillaire dense, et leurs hormones (principalement l'insuline et le glucagon) sont drainées par le système vasculaire sanguin. **(Budras, McCarthy, Horowitz, & Berg, 2007)**

## **Chapitre II**

# **Les parasites digestifs des carnivores domestiques**

---

# Les parasites digestifs des carnivores digestifs

---

## 1 LES PARASITES :

---

### 1.1 Les protozoaires :

Les protozoaires sont des organismes unicellulaires eucaryotes qui, avec les algues unicellulaires et les moisissures vaseuses, appartiennent au royaume des protistes. Ils possèdent une structure plus simple et plus primitive que les membres du règne animal. Les protozoaires contiennent un noyau entouré d'une membrane et des organes cellulaires. La plupart des protozoaires ont, au moins à un certain stade de leur vie, des structures telles que des flagelles ou des cils qui leur permettent de se déplacer et, pour certaines espèces, d'obtenir des nutriments. La classification traditionnelle des protozoaires est basée sur leurs structures de mouvement (par exemple, les flagellés, les ciliés). La plupart des protozoaires sont microscopiques. Ils vivent dans des conditions humides et seuls quelques-uns sont des parasites. Les protozoaires se multiplient généralement de manière asexuée par fission binaire ou multiple. Certains sont capables de se reproduire par voie sexuelle.

Les protozoaires de l'ordre des eucoccidioses sont appelés coccidiens et sont responsables de la coccidiose. Chez les chiens, les coccidiens sont de type *Isospora* et se reproduisent sexuellement dans l'intestin du chien. Après des cycles de reproduction asexuée, la mérogonie (également appelée schizogonie) et la gamétogonie ont lieu, la production d'oocystes destinés à être disséminés dans l'environnement.

Selon le coccidien, les oocystes sont directement infectieux pour l'hôte suivant ou ils nécessitent un certain délai de temps dans l'environnement riche en oxygène pour se sporuler dans la forme infectieuse. Les oocystes sporulés de type *Isospora* ont deux sporocystes à l'intérieur, avec quatre sporozoïtes en leur sein. Dans Les oocystes de type *Eimeria*, qui sont excrétés par les herbivores les animaux, il y a quatre sporocystes ou plus avec deux sporozoïtes en leur sein. ( Saari, Näreaho, & Nikander, 2019)

### 1.1.1 GIARDIA INTESTINALIS :

#### 1.1.1.1 Espèce :

*Giardia intestinalis* (syn. *G. duodenalis*, *G. lamblia*) est parasite de très nombreux mammifères, dont l'Homme, le chien et le chat. **(ESCCAP, 2013)**

KYSTE de forme elliptique; l'organisme à l'intérieur du kyste contient 2 ou 4 noyaux; cytoplasme apparaissant incolore ou légèrement verdâtre; dimensions: 8-12 x 7-10  $\mu$ . Le ZnSO<sub>4</sub> provoque la formation d'une vacuole qui déforme le parasite sans affecter la forme du kyste. **(Villeneuve A. , 2013)**

TROPHOZOÏTE de la forme d'une poire coupée en deux, comporte 4 paires de flagelles et deux corps médians en forme d'oreille de marteau; dimensions: 9-21 x 5-15  $\mu$ . Le nombre d'éléments parasitaires varie énormément, d'un animal à l'autre. **(Villeneuve A. , 2013)**

#### 1.1.1.1 Cycle évolutif et conséquences épidémiologique :

Le cycle de vie de la *Giardia* est simple et comporte deux étapes principales : le trophozoïte proliférant et le kyste infectieux. L'infection à la *Giardia* est déclenchée par l'ingestion de kystes infectieux, dont la rupture du kyste est stimulée par le milieu acide de l'estomac et la présence de bile et de trypsine dans le duodénum. Les parasites émergents se transforment rapidement en trophozoïtes qui se fixent aux cellules épithéliales intestinales à l'aide du disque adhésif. Le disque adhésif est essentiel à la fixation et constitue un facteur de virulence majeur de la *Giardia*. L'enkystement commence lorsque le trophozoïte détecte un changement dans l'environnement alors que la cellule est transportée plus bas dans l'intestin grêle. La cellule réagit en formant une paroi de kyste qui permet au parasite de survivre à l'extérieur de l'hôte pendant plusieurs semaines dans l'eau froide. **(Einarsson, Ma'ayeh, & Svärd, 2016)**

Les trophozoïtes se fixent à la surface des entérocytes dans l'intestin grêle, généralement dans la partie proximale. Cette fixation endommage les entérocytes, entraînant des modifications fonctionnelles et un émoussement des villosités intestinales, ce qui conduit à une maldigestion, une malabsorption et une diarrhée. Il n'y a pas d'infections d'autres tissus, sauf de très rares cas d'infection ectopique suite à une perforation intestinale attribuable à d'autres causes. **(CAPC VET, 2016)**

### **1.1.1.2 Signes cliniques :**

Les animaux de compagnie sont fréquemment infectés par la Giardia et sont sensibles aux espèces de Giardia adaptées à l'hôte et aux zoonoses. Bien que les infections à la Giardia soient courantes chez les chiens et les chats, la plupart des animaux infectés restent asymptomatiques. En cas de maladie clinique, elle est généralement associée aux jeunes animaux et à ceux qui se trouvent dans des chenils ou des chatteries, où les effets du surpeuplement, du sevrage et de la carence nutritionnelle peuvent provoquer un stress et exacerber les effets d'une infection. Le signe clinique le plus constant de la giardiase chez les chiens et les chats est la diarrhée de l'intestin grêle, qui peut être aiguë ou chronique, et de nature autolimitée, intermittente ou continue. (**Ortega-Pierres, Cacciò, Fayer, Mank, Smith, & Thompson, 2009**)

## **1.1.2 TOXOPLASMA GONDI :**

### **1.1.2.1 Espèce :**

*Toxoplasma gondii* est la seule espèce du genre *Toxoplasma*. Seuls les chats et quelques autres Félinés sont hôtes définitifs (et permettent donc la reproduction sexuée du parasite) alors que tous les mammifères (dont l'Homme, le chien et le chat) ainsi que les oiseaux peuvent jouer le rôle d'hôtes intermédiaires (assurant la multiplication asexuée du parasite). (**ESCCAP, 2013**)

l'ookyste : Coquille mince et ronde; embryon rond à contenu finement granulaire, à une ou deux cellules, rempli habituellement l'intérieur; cytoplasme apparaissant rosé. Dimensions: 11-13 x 9-11  $\mu$ ; celles-ci ne permettent pas de les différencier de ceux d'*Hammondia* et de *Besnoit* (**Villeneuve A. , 2013**)

### **1.1.2.2 Cycle évolutif et conséquences épidémiologiques :**

Le cycle de vie de *T. gondii* comporte des phases sexuelles et asexuées. Le cycle de vie sexuel n'a lieu que chez les chats, qui sont donc désignés comme les hôtes définitifs de *T. gondii*. Dans l'épithélium intestinal du chat, *T. gondii* se différencie en gamétocytes mâles et femelles permettant la reproduction sexuée. En fin de compte, les chats atteints d'une primo-infection peuvent perdre des millions d'ovocytes, qui contiennent quatre sporozoïtes haploïdes. En plus de son hôte définitif, *T. gondii* peut naturellement infecter un large éventail d'hôtes intermédiaires à sang chaud, allant des oiseaux aux rongeurs en passant par les humains. Chez les hôtes intermédiaires, *T. gondii* subit une réplication asexuée, ce qui signifie que les parasites

reproduisent simplement leur génome haploïde et se divisent en deux cellules filles. Ce processus est connu sous le nom d'endodyogénie et est légèrement différent de la division cellulaire eucaryote typique. Dans l'endodyogénie, deux cellules filles se forment dans la cellule mère, qui finit par se dissoudre lorsque les cellules filles se forment et se séparent complètement. La tachyzoïte est la forme haploïde à réplication rapide qui se dissémine dans l'hôte et sur laquelle la réponse immunitaire est généralement dirigée. Dans certains tissus et types de cellules, les tachyzoïtes se transforment en bradyzoïtes - une forme à réplication lente qui produit des kystes. Les kystes contiennent de nombreux bradyzoïtes et semblent échapper à la réponse immunitaire, ce qui permet à *T. gondii* d'établir une infection persistante pendant toute la vie de l'hôte. Chez l'homme, *T. gondii* s'enkystera et persistera dans le cerveau et dans les muscles cardiaques et squelettiques. Chez les rongeurs comme chez l'homme, le cerveau est le principal organe d'enkystement. Les hôtes déficitaires ou intermédiaires s'infectent en ingérant des aliments ou de l'eau contaminés par des oocystes ou des kystes tissulaires. En outre, chez l'homme, *T. gondii* peut être transmise de la mère au fœtus (infection congénitale) et par le biais de transplantations d'organes contaminés (cœur). **(Kochanowsky & Koshy, 2018)**

### **1.1.2.3 Signes clinique :**

La toxoplasmose aiguë est rare chez le chat. Les chatons infectés in utero peuvent montrer des signes d'infection après la naissance et les infections prénatales de chatons sont souvent fatales. La pathogénie des manifestations cliniques chez le chat adulte n'est pas clairement définie ; on pense que l'immunodépression par des agents pathogènes viraux (FeLV, FIV) peut jouer un rôle. Les animaux affectés montrent des signes d'infection systémique associant fièvre, anorexie, douleurs abdominales, dyspnée, inflammation oculaire voire troubles du système nerveux central. Les signes cliniques sont rarement reliés aux stades intestinaux du parasite. Une forme clinique aiguë pouvant être accompagnée de signes neuromusculaires est parfois observée chez le chien infecté par *T. gondii*. (ESCCAP, 2013)

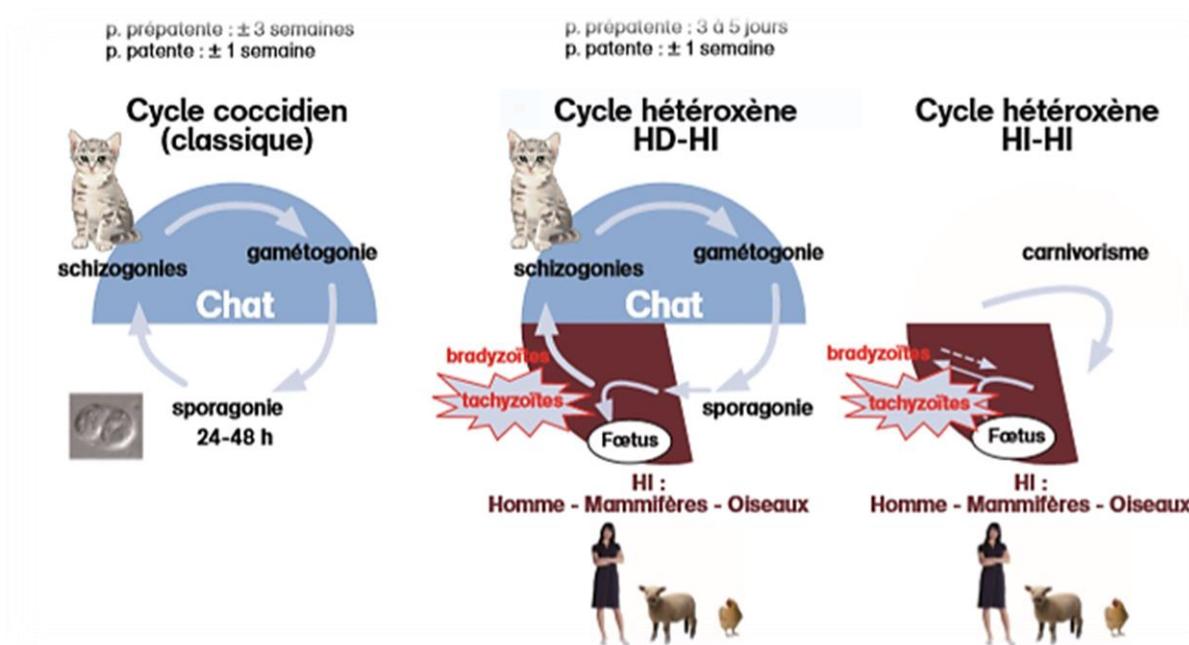


Figure 6 : Différentes configurations du cycle évolutif de TOXOPLASMA GONDI (ESCCAP, 2013)

### 1.1.3 CRYPTOSPORIDIUM SPP:

#### 1.1.3.1 Espèce :

*Cryptosporidium parvum* est une coccidie ubiquiste qui parasite principalement les jeunes ruminants, mais également plusieurs autres mammifères, dont l'Homme et parfois le chien et le chat. L'espèce *Cryptosporidium canis* a été signalée principalement chez le chien et *C. felis* infecte principalement le chat (ces deux espèces ont également été observées chez le veau et l'Homme). Les oocystes de *Cryptosporidium* sont très petits et d'aspect semblable suivant les espèces. (ESCCAP, 2013).

#### 1.1.3.2 Cycle évolutif et conséquences épidémiologique :

Le cycle de vie du *Cryptosporidium* comprend des étapes endogènes et exogènes. Le développement endogène commence par l'ingestion des oocystes et leur fixation à l'épithélium gastro-intestinal. À ce stade, quatre sporozoïtes infectieux émergent de l'oocyste. A condition qu'ils soient dans un environnement approprié, les sporozoïtes parasitent les cellules épithéliales des sites gastro-intestinaux et/ou extra-intestinaux en utilisant un processus actif appelé motilité de glissement, consistant en un glissement circulaire et hélicoïdal. Après l'invasion, les sporozoïtes se différencient en trophozoïtes, dont les noyaux se divisent par mérogonie. Chaque noyau se développe en un mérozoïte qui est principalement situé à l'intérieur d'un méroton. Après la maturation à l'intérieur des mérotons, chaque mérozoïte se

sépare des autres et peut infecter une autre cellule hôte et se transformer soit en un mérozoïte de type I qui produit quatre mérozoïtes I, soit en un mérozoïte de type II qui produit six à huit mérozoïtes II. Les mérozoïtes de type II initient la multiplication sexuelle et se différencient en microgamont ou un macrogamonte. Après l'entrée d'un microgamète dans le cytoplasme du macrogamonte, on suppose que seuls les macrogamonts fécondés se développent en oocyste. La formation de la paroi protectrice de l'oocyste est terminée par un mécanisme qui n'est pas complètement compris. En ce qui concerne l'épaisseur de la paroi de l'oocyste, deux types d'oocystes sont formés : les oocystes à paroi mince sont responsables de l'autoinfection due à la libération de quatre sporozoïtes qui infectent d'autres cellules du même hôte, alors que les cellules à paroi épaisse les oocystes sont rejetés dans l'environnement et peuvent conserver leur infectiosité pendant plusieurs mois dans l'eau salée et l'eau douce. Le fait que les oocystes de *Cryptosporidium* puissent survivre dans l'environnement pendant de longues périodes tout en restant infectieux à faible dose a suscité l'intérêt de la santé publique pour cet agent pathogène (**Karanis & Aldeyarbi, 2011**)

#### **1.1.3.3 Signes cliniques :**

L'infection peut entraîner une diarrhée malabsorptive ou sécrétoire. Les sujets immunocompétentes présentent une gamme de symptômes qui peuvent commencer par des crampes abdominales, des nausées, fièvre de bas grade et anorexie. Les selles sont offensives, lâches à aqueux et sont généralement de couleur brun-vert avec du mucus mais pas de sang ni de pus. La durée des symptômes est de un jour à huit semaines. La fréquence des selles est de deux à dix fois par jour. Chez les sujets immunodéprimées, le bilan clinique et les manifestations sont variables : de transitoires asymptomatiques des infections à la diarrhée fulgurante. (Macpherson, Gottstein, & Geerts, 2000)

#### **1.1.4 SARCOCYSTIS SPP :**

##### **1.1.4.1 Espèce :**

Les espèces de *Sarcocystis* appartiennent aux protozoaires coccidiens. Les oocystes se sporulent dans l'hôte définitif et sont donc sporulés lorsqu'ils sont vidés dans les excréments du chien. L'oocyste sporulé est elliptique et a un diamètre d'environ 20µm. Il contient deux sporocystes, chacun contenant quatre sporozoïtes. La paroi de l'oocyste est fragile et se brise facilement, libérant les sporocystes dans les fèces de l'hôte définitif. Selon l'espèce, la taille du sporocyste est d'environ 1510µm. La forme de tissu kystique de ce parasite est appelée sarcocyste (ou sarcosporide) et contient des bradyzoïtes ; il est situé dans le muscle des hôtes

intermédiaires, rarement chez le chien. Les sarcocystes peuvent être assez grands pour être visibles à l'œil nu, ou peut être microscopique, selon l'espèce hôte. ( **Saari, Näreaho, & Nikander, 2019**)

#### **1.1.4.2 Cycle évolutif et conséquences épidémiologiques :**

Le cycle de vie est hétérogène, les herbivores (domestiques et sauvages) agissant principalement comme hôtes intermédiaires, contenant des zoitocystes (anciennement appelés sarcocystes), et les carnivores (domestiques et sauvages), y compris l'homme, servant d'hôtes définitifs. (Macpherson, Gottstein, & Geerts, 2000)

Contrairement aux coccidies connues auparavant, Sarcocystis développe des gamontes et des oocystes dans la lamina propria de l'hôte définitif. Ces oocystes sont sporulés in situ et les sporocystes sont transmis dans les fèces de ces hôtes (chien, chat, homme) (Chhabra & Samantaray, 2013)

Après avoir été ingérés par un hôte intermédiaire sensible, les oocystes ou les sporocystes libres de l'hôte définitif passent dans l'intestin grêle. Les plaques formant les parois des sporocystes se séparent, libérant les quatre sporozoïtes retenus à l'intérieur. Les sporozoïtes de la moelle migrent à travers l'épithélium de l'intestin, pour finalement pénétrer dans les cellules endothéliales des petites artères du corps. Ils y subissent la première des quatre générations asexuées (appelée schizogonie ou mérogoïne), produisant de nombreux sporozoïtes (cellules morphologiquement similaires aux sporozoïtes et bradyzoïtes) environ 15 à 16 jours après l'ingestion de sporocystes. Les générations suivantes de mérozoïtes se développent en aval dans le sens du flux sanguin vers les artéioles, les capillaires, les veinules et les veines de tout le corps, puis développent la dernière génération asexuée dans les muscles. Les mérozoïtes constituant la deuxième génération ont été observés dans le sang périphérique 27 jours après l'ingestion de sporocystes. La troisième génération asexuée est apparue sous forme de schizonts multinucléés dans les capillaires de tout le corps mais étaient /plus abondants dans les glomérules rénaux. Les mérozoïtes de cette génération pénètrent dans les cellules musculaires, s'arrondissent pour former des mérocytes (cellules mères) et initient la formation de sarcocystes. Les sarcocystes commencent sous la forme de corps unicellulaires contenant un seul mérocyte. Par multiplication asexuée répétée, de nombreux mérocytes s'accumulent et la taille du sarcocyste augmente. À mesure que les sarcocystes mûrissent, les petits mérocytes arrondis et non infectieux donnent naissance à des corps infectieux en forme de croissant appelés bradyzoïtes. La maturation varie selon les espèces et

prend 2 mois ou plus jusqu'à ce que les bradyzoïtes se forment et que les sarcocystes deviennent infectieux pour l'hôte définitif. Les sarcocystes peuvent persister pendant des mois ou des années. Les sarcocystes matures de chaque espèce varient en taille, de microscopique à macroscopique, en longueur et en circonférence, et développent des parois sarcocytaires structurellement distinctes qui varient en épaisseur et en organisation des protubérances des villosités, mais qui contiennent toutes de nombreux bradyzoïtes. (Fayer, 2004)

Les hôtes définitifs contractent l'infection en ingérant des sarcocystes dans les tissus de l'hôte intermédiaire infecté. Par conséquent, l'apparition de l'infection chez l'un ou l'autre des hôtes doit être interdépendante. ( McKenna & Charlestont, 1983)

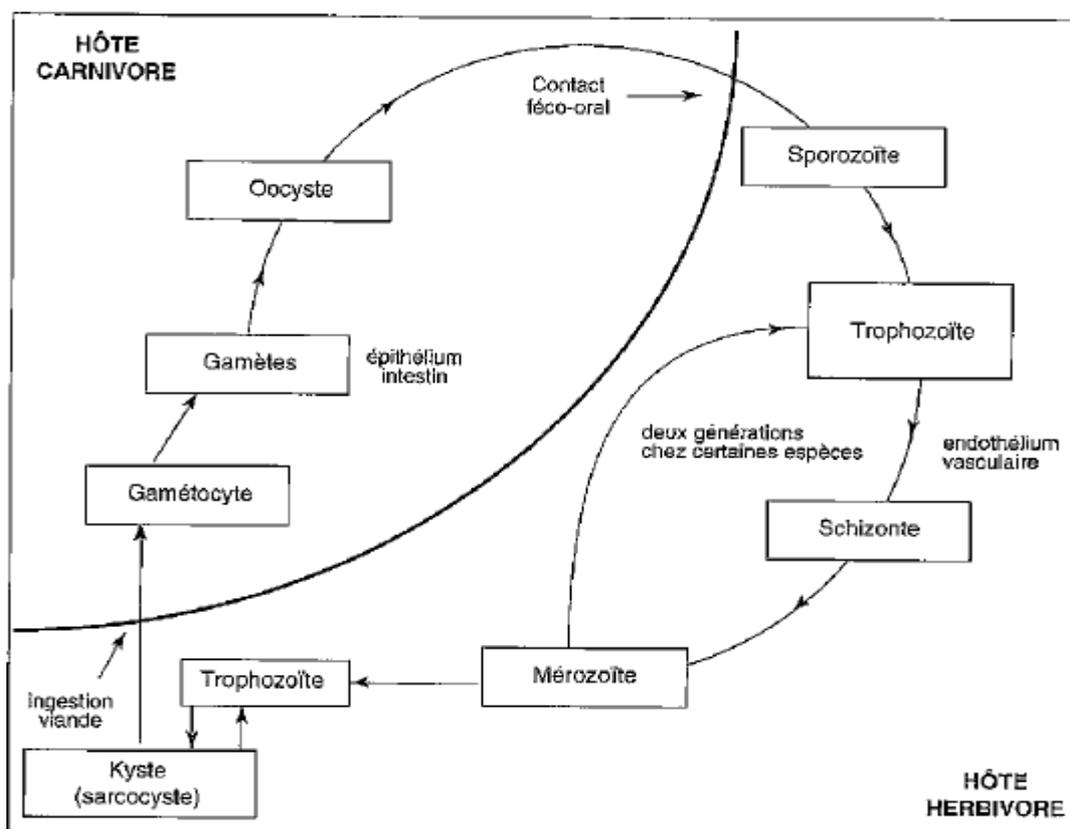


Figure 7: Schéma du cycle de vie de Sarcocystis spp (Wéry, 1995)

#### 1.1.4.3 Signes cliniques :

Les chiens ne présentent généralement pas de maladie, bien qu'on ait signalé de la fièvre, une lymphopénie, une thrombocytopénie et une myosite accompagnées d'une réticence à bouger, de douleurs généralisées et d'une atrophie musculaire. Sarcocystis canis est également responsable d'hépatites, d'encéphalites, de dermatites et de pneumonies graves chez les chiens, en particulier chez les chiots. (Raza , Rand, Qamar, Jabbar, & Kopp, 2018)

### **1.1.5 Isospora spp :**

#### **1.1.5.1 Espèce :**

Les *Isospora* spp sont des parasites protozoaires du groupe des coccidiens qui ont été reconnus comme des agents pathogènes potentiels chez les chiens et les chats depuis des années. Les chiens sont les hôtes définitifs de *I. canis*, *I. ohioensis*, *I. neorivolta* et *I. burrowsi*, et les chats sont les hôtes définitifs de *I. felis* et *I. rivolta*. **(Lappin, 2010)**

#### **1.1.5.2 Cycle évolutif et conséquences épidémiologiques :**

Les chiots sont généralement infectés par l'ingestion d'oocystes d'*Isospora* sporulés provenant de leur milieu de vie. Si les oocystes sporulés se retrouvent par voie orale dans la nourriture des chiens, les sporozoïtes libérés restent infectieux et le chien peut être infecté en mangeant cet hôte paraténique. La période de prépatence d'*I. canis* est de 8 à 12 jours et celle des parasites du complexe *I. ohioensis* de 4 à 9 jours. La coquille de l'oocyste est décomposée et les sporozoïtes sont libérés dans le tractus intestinal. Les sporozoïtes envahissent les cellules épithéliales de l'intestin grêle pour déclencher la mérogonie de reproduction asexuée (également appelée schizogonie), qui se produit en plusieurs cycles répétés. Les cycles asexués sont suivis par la phase de reproduction sexuelle : gamétogonie. Le résultat final du cycle est un oocyste, qui est évacué dans les selles. Ces oocystes peuvent être au nombre de 200 000 dans un gramme de fèces. Dans l'environnement, les oocystes se sporulent en quelques jours, selon les conditions (par exemple, à +20°C, cela prend 48h) et deviennent ensuite infectieux pour leurs prochains hôtes. Les oocystes sont viables et restent infectieux pendant des mois. **( Saari, Näreaho, & Nikander, 2019)**

La transmission se fait par l'ingestion d'un oocyste sporulé (infectieux), par exemple avec de la nourriture ou de l'eau, ou provenant du pelage ou des coussinets des pieds. **(Griffiths, 1978)**

#### **1.1.5.3 Signes cliniques :**

Parmi les autres espèces, *I. bigemina* semble être la principale pathogène pour les chiens et les chats. Dans les cas graves, une entérite catarrhale peut devenir hémorragique, et les excréments peuvent être injectés de sang. L'émaciation et la faiblesse sont évidentes, et la victime peut finalement succomber. Si l'animal survit à la phase aiguë, une entérite catarrhale gélatineuse peut se produire, et il peut y avoir des signes de rétablissement en 10 jours environ. Les autres espèces sont plus bénignes et sont souvent associées à une entérite catarrhale légère. **(Griffiths, 1978).**

## **1.1.6 Neospora caninum :**

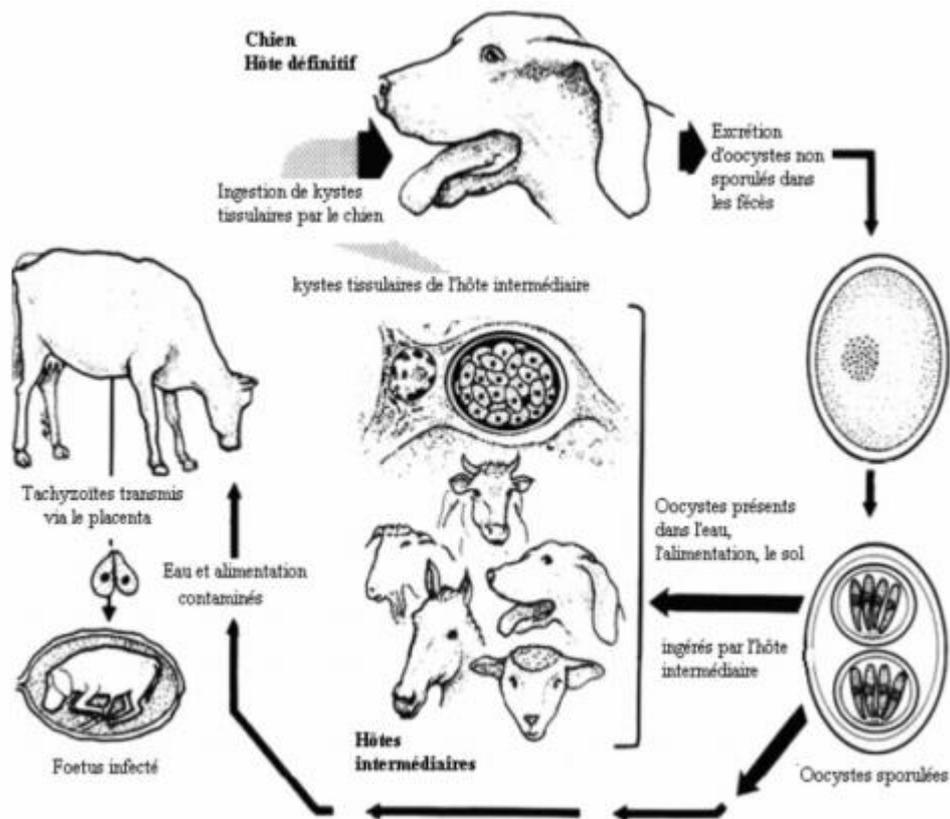
### **1.1.6.1 Espèce :**

Neospora caninum, l'agent responsable de la néosporose, est un protozoaire parasite coccidien formant des kystes qui appartient à la famille des Sarcocystidae. **(Gondim, 2006)**

### **1.1.6.2 Cycle évolutif et conséquences épidémiologiques :**

Le chien est l'hôte définitif de Neospora caninum mais son rôle dans le cycle parasitaire est complexe car il permet également la multiplication du parasite sous forme tachyzoïte, comme n'importe quel hôte intermédiaire. **( FONTBONNE, SARRAZIN, & POLACK, 2010)**

La reproduction sexuelle des parasites Sarcocystidae, dont N. caninum fait partie, a lieu dans l'intestin d'un hôte définitif. Les hôtes intermédiaires sont les animaux qui ne sont infectés que par les stades asexués des parasites. Lorsque des tissus infectés d'un hôte intermédiaire sont ingérés par un hôte définitif, des formes de parasites résistantes à l'environnement sont excrétées dans les fèces. En raison de sa distribution mondiale, on soupçonnait que N. caninum avait un hôte définitif qui était un carnivore cosmopolite. En 1998, il a été confirmé que les chiens domestiques étaient des hôtes définitifs : ils excrètent des oocystes dans leurs excréments après avoir consommé des tissus de souris infectées par N. caninum. Il peut se transmettre par voie transplacentaire et horizontale. L'infection transplacentaire endogène est courante chez les bovins, mais il a été suggéré qu'une transmission horizontale supplémentaire pourrait être nécessaire pour maintenir le parasite dans une population. La transmission horizontale des chiens au bétail est jugée nécessaire pour propager la maladie et maintenir les niveaux d'infection observés chez le bétail. Il a été démontré que les oocystes excrétés par un seul chien (généralement jusqu'à 500 000 oocystes) après avoir consommé des tissus infectés provenant d'un seul veau sont potentiellement capable d'infecter des centaines ou des milliers de bétail. (Gondim, 2006)



**Figure 8:** Cycle évolutif de *Neospora caninum* ( FONTBONNE, SARRAZIN, & POLACK, 2010)

### 1.1.6.3 Signes cliniques :

La néosporose canine est caractérisée par divers signes neuromusculaires, dont l'ataxie, la paralysie ascendante et d'autres signes cliniques nerveux généraux. Des troubles myocardiques, pulmonaires, dermatologiques et reproductifs peuvent également être présents. Elle est une cause importante d'avortement chez les bovins. (Robbe, et al., 2016)

### 1.1.7 Hammondia spp :

#### 1.1.7.1 Espèce :

Les *Hammondia* spp. sont des coccidies formant des kystes de la sous-famille des Toxoplasmatinae (Gondim, et al., 2018)

*Hammondia*, genre du phylum Apicomplexa, est divisé en trois espèces : les chats (félidés), qui sont les hôtes définitifs de *H. hammondi* et *H. pardalis* ; les chiens (canidés), qui sont les hôtes définitifs de *Hammondia heydorni*. (Rassouli, Ahmadpanahi, & Alvandi, 2014)

#### 1.1.7.2 Cycle évolutif et conséquences épidémiologiques :

*Hammondia* exige deux hôtes dans un prédateur-proie, un herbivore-carnivore, ou une relation intermédiaire-définitive pour compléter son cycle de vie. Les tachyzoïtes sont

multipliées par endodyogénie, comme dans *Toxoplasma* et *Neospora*, mais *Hammondia* a besoin de deux hôtes différents. Les oocystes sont très similaires aux oocystes de *Toxoplasma* et de *Neospora*. Ils se répandent sans être sporulés et doivent passer la sporogonie dans l'environnement, et les oocystes sporulés contiennent deux sporocystes et chaque sporocyste contient quatre sporozoïtes. L'ingestion d'oocystes sporulés par des herbivores peut produire de la tachyzoïte. Les tachyzoïtes de *Hammondia* peuvent se multiplier dans la lamina propria intestinale, la sous-muqueuse et la musculuse, les plaques de Peyer et les ganglions lymphatiques mésentériques. L'immunisation de l'hôte réduit l'endodyogénie et les bradyzoïtes sont formées et entourées dans les tissus musculaires et parfois dans les poumons. Si les muscles infectés sont ingérés par des félinés ou des canidés, la sporogonie se complète dans leur tractus gastro-intestinal. Les jeunes kystes de *Hammondia* sont infectieux. **(Rassouli, Ahmadpanahi, & Alvandi, 2014)**

#### **1.1.7.3 Signes cliniques :**

Diarrhée chez les jeunes chiots. **(Taylor, Coop, & Wall, 2007)**

#### **1.1.8 Tri-tri-chomonas foetus :**

##### **1.1.8.1 Espèce :**

Les trichomonades de l'espèce *Tritrichomonas foetus* sont des protozoaires parasites anaérobies placés dans le phylum Parabasalia, ordre des Trichomonadida, et famille des Trichomonadidae. Ce sont de petits flagellés, dont la taille varie entre 10 et 25 µm de long et 3 à 15 µm de large. Elles ont un corps en forme de poire, un noyau, trois flagelles antérieures et un flagelle postérieur. Le flagelle postérieur se déplace le long du corps du parasite, formant la membrane ondulante. L'axostyle, un organite rigide, s'étend sur toute la longueur du corps du parasite et dépasse de l'extrémité postérieure. **( Bastos, De Almeida, & Brener, 2019)**

*Tritrichomonas foetus* est un protozoaire parasite très intrigant qui peut être présent dans différentes espèces d'hôtes. C'est un parasite obligatoire de l'appareil reproducteur des bovins et du tractus gastro-intestinal des félinés et il peut conduire à une maladie appelée tritrichomonose. **(Dąbrowska, Karamon, Kochanowsk, Sroka, Zdybel, & Cencek, 2019)**

##### **1.1.8.2 Cycle évolutif et conséquences épidémiologiques :**

Le cycle de vie est un simple cycle asexué, où le trophozoïte se multiplie par division binaire longitudinale, et la transmission se fait directement entre hôtes par ingestion de trophozoïtes. Il n'y a pas de véritable stade kystique, mais certains auteurs décrivent que dans

des conditions de stress environnemental, telles que la rareté des nutriments, l'action des médicaments ou les changements brusques de température, il peut y avoir formation de pseudo-kystes. Dans ce cas, les flagelles sont intériorisés, mais la cellule n'est pas entourée d'une paroi de kyste. La transmission du *T. foetus* entre chats se fait par la voie fécale-orale. Le contact direct avec des fèces fraîches contaminées peut suffire à la transmission du parasite, puisque le *T. foetus* ne libère pas de kystes dans l'environnement. Cependant, il a été démontré que les trophozoïtes de *T. foetus* sont plus résistants aux conditions environnementales qu'on ne le pensait auparavant, survivant dans des fèces humides pendant sept jours à température ambiante (23-24°C). La capacité du parasite à survivre en dehors de l'hôte peut être un facteur important dans l'épidémiologie de la maladie, en particulier dans les endroits où il y a une surpopulation de chats. Cette capacité de survie suggère également que le toilettage personnel et mutuel des chats et la contamination fécale de l'environnement sont des facteurs importants dans l'épidémiologie de la maladie. ( **Bastos, De Almeida, & Brener, 2019**)

#### **1.1.8.3 Signes cliniques :**

Le *T. foetus* est considéré comme un agent pathogène du gros intestin des chats et colonise l'iléon, le cæcum et le côlon. Les premiers symptômes de la tritrichomonose féline peuvent apparaître dans les 2 à 9 jours suivant l'inoculation du parasite. Tout d'abord, juste après l'infection, les trichomonades sont fréquemment observées en contact avec le mucus de surface ou adhérant aux entérocytes le long de l'épithélium de surface et des cryptes. Les cellules du *T. foetus* ont une activité cytotoxique et protéolytique et cette capacité joue le rôle principal dans l'infection des tissus et la destruction des cellules hôtes. Les autres étapes par lesquelles le *T. foetus* atteint la pathogénicité de l'hôte sont l'interaction et l'adhésion des cellules parasitaires au mucus et ensuite à l'épithélium muqueux. Des études histologiques ont révélé que les trichomonades sont généralement présentes à proximité étroite de la surface de la muqueuse et moins souvent dans la lumière de l'épithélium, et l'infection peut provoquer une colite neutrophile, des microabcès des cryptes et une atténuation de la muqueuse colique. La présence de trichomonades coliques a été systématiquement associée à des colites lymphoplasmocytaires et neutrophiles légères à modérées, à une hypertrophie des cellules épithéliales des cryptes, à une hyperplasie et à une augmentation de l'activité mitotique, à une perte de cellules gobelet, à des microabcès des cryptes et à une atténuation de la muqueuse colique superficielle. La tritrichomonose féline entraîne plusieurs symptômes qui peuvent inclure une diarrhée chronique associée au sang et au mucus. La diarrhée peut être de

consistance ferme ou lâche. Les chats souffrent également de ténesme, de flatulence et d'irritation anale. **(Dąbrowska, Karamon, Kochanowsk, Sroka, Zdybel, & Cencek, 2019)**

## **1.2 LES PLATHELMINTHES :**

### **1.2.1 Dipylidium caninum :**

#### **1.2.1.1 Espèce :**

Dipylidium caninum est un long ver blanc plat, chymivore, mesurant de 15 à 70 cm de long pour 2-3 mm de large. Les adultes possèdent un scolex à quatre ventouses avec rostre rétractable qui comporte quatre rangées de crochets permettant la fixation à l'intestin de l'hôte. Le scolex est prolongé par un cou court et grêle et par un strobile composé de l'ensemble des proglottis. Dipylidium caninum est un agent de zoonose, la dipylidiose, lors d'ingestion accidentelle par l'Homme de puces contaminées. De rares cas sont recensés chaque année. **(Garcia-Agudo, Garcia-Martos, & Rodriguez-Iglesias, 2014)**

Les hôtes intermédiaires de ce parasite sont les puces de chats et de chiens (Ctenocephalides felis et Ctenocephalides canis, respectivement), ainsi que la mastication par les chiens et les chats les poux, Trichodectes canis et Felicola subrostratus, respectivement. En raison de sa distribution mondiale, et sa capacité à infester les chiens et les chats, la puce du chat, C. felis, est considéré comme l'hôte intermédiaire principal. **(Beugnet, Labuschagne, Crafford, & Fourie, 2018)**

#### **1.2.1.2 Cycle évolutif et conséquences épidémiologiques :**

Dipylidium caninum vit dans l'intestin grêle. Chez l'animal parasité, des segments ovigères sont éliminés au cours ou en dehors des défécations. Ils contiennent des capsules, elles-mêmes contenant plusieurs dizaines d'œuf qui restent vivants durant 1 à 3,5 mois dans le milieu extérieur. Au sol, des larves de puces ingèrent des capsules\*. La contamination du chat a lieu lorsqu'il avale une puce adulte hébergeant une larve de Dipylidium caninum. Une fois la puce digérée, la larve du ver est libérée dans l'intestin grêle du chat et peut alors évoluer jusqu'à atteindre sa forme adulte en 4 à 6 semaines. Le poux peut exceptionnellement prendre la place de la puce dans le cycle. **(Merial , 2014)**

L'infection par *D. caninum* se produit généralement chez les chiens et les chats, mais peut se produire chez l'homme après l'ingestion d'une puce adulte hébergeant un cysticercoïde infectieux, en particulier chez les enfants vivant à proximité de les chiens ou les chats infectés. **(Hogan & Schwenk, 2019)**

### **1.2.1.3 Signes cliniques :**

*Dipylidium caninum* s'accompagne rarement de manifestations cliniques chez le chien ou le chat, entraînant tout au plus des démangeaisons périanales. **(ESCCAP, 2016)**

« Signe de traineau » (prurit anal causé par les segments mobiles qui franchissent l'anus.) **(TRIKI-YAMANI & BACHIR-PACHA, 2016)**

## **1.2.2 Echinococcus spp :**

### **1.2.2.1 Espèce :**

*Echinococcus multilocularis* (ténia du renard) est un petit ténia qui se localise dans l'intestin grêle des chiens, des renards et de quelques autres canidés. Ce ver est rarement présent chez le chat. Ce ver est responsable de l'échinococcose alvéolaire chez l'homme, par contamination par l'intermédiaire d'œufs excrétés dans les selles d'hôtes définitifs infestés. **(ESCCAP, 2016)**

*Echinococcus granulosus* est un petit ténia qui se localise dans l'intestin grêle des chiens et autres canidés, à l'exception du renard. Ce ver est responsable de l'échinococcose kystique chez l'homme, par infection avec des œufs excrétés dans les selles des canidés infestés. **(ESCCAP, 2016)** . L'échinococcose kystique est exceptionnelle chez le chat. Dans les rares cas décrits, des kystes hydatiques ont été trouvés dans la cavité abdominale ou attachés aux couches péritonéales et mésentériques **(Beugnet & Halos, 2015)**

### **1.2.2.2 Cycle de vie et conséquences épidémiologiques :**

Le cycle de vie de base des *Echinococcus* spp. implique 2 hôtes, où les carnivores (sauvages et domestiques) sont les hôtes définitifs et les petits mammifères et les ongulés (domestiques et sauvages) sont les hôtes intermédiaires (6). Dans l'intestin grêle de l'hôte définitif, le ténia mature libère immédiatement des œufs infectieux qui sont rejetés avec les excréments dans l'environnement. Les hôtes intermédiaires ingèrent les œufs lorsqu'ils se nourrissent de végétation contaminée. Une fois ingéré, l'oncosphère éclos et pénètre dans l'intestin grêle pour migrer vers divers organes et tissus, où il se développe en un ou plusieurs

kystes hydatiques (6). Les hôtes définitifs ingèrent les kystes en se nourrissant des viscères des hôtes intermédiaires infectés (6). Les humains sont des hôtes aberrants et sans issue qui sont infectés par l'ingestion accidentelle d'œufs, généralement par l'interaction avec des chiens domestiques, qui servent d'hôtes relais entre la faune et l'environnement humain **(Cerda, Buttke, & Ballweber, 2018)**

#### **1.2.2.3 Signes cliniques :**

Les échinocoques sont des parasites digestifs rencontrés chez le renard et le chien. S'ils ne provoquent pas de signes cliniques chez le chien, ils sont en revanche responsables de signes cliniques graves chez les ruminants, les porcins, les petits rongeurs ou encore les Hommes chez qui se développent des kystes volumineux dans les organes internes (poumons et foie principalement). Les personnes les plus exposées sont les bergers, les agriculteurs et dans une moindre mesure, les vétérinaires. Les facteurs de risques sont essentiellement liés aux chiens de chasse et aux zones d'élevages de moutons gardés par des chiens qui contaminent l'environnement. **(Bernigaud, Botterel, Briand, & Guillot, 2019)**

### **1.2.3 Mesocestoide spp :**

#### **1.2.3.1 Espèce :**

Les œufs ont une forme ovale et mesurent 40- 60 x 35-43 µm. L'adulte est : Cestode mesurant entre 30 et 250 cm de long et 3 mm de large. Les segments excrétés peuvent ressembler à ceux de Dipylidium. **(Villeneuve A. , 2014)**

#### **1.2.3.2 Cycle de vie et conséquences épidémiologiques :**

Le cycle de vie du parasite n'est pas clair mais les chiens, les chats et d'autres carnivores peuvent agir comme hôte définitif et l'arthropode coprophage comme premier hôte intermédiaire et les rongeurs, les oiseaux, les amphibiens, les reptiles comme second hôte intermédiaire. La consommation de viande insuffisamment cuite d'amphibiens, de reptiles, etc. peut provoquer la maladie chez l'homme. Le parasite infecte le système gastro-intestinal et peut causer et peut causer des douleurs abdominales, de la diarrhée, faiblesse... **(Dhaliwal & Juyal, 2013)**

### **1.2.3.3 Signes cliniques :**

Alors que les signes cliniques associés aux infections intestinales par les Mesocestoides spp. adultes sont souvent bénins, la présentation clinique associée aux infections par les larves de Mesocestoides spp. (tétrathyridies) chez les carnivores sauvages et domestiques varie de subclinique à sévère. Les signes cliniques peuvent comprendre l'anorexie, la perte de poids, l'ascite, la distension abdominale, la cestodose péritonéale et la mort. ( **Hackworth, Eshar, Lindemann, & Dryden, 2015**)

### **1.2.4 Diphylobothrium latum:**

#### **1.2.4.1 Espèce :**

Les œufs sont d'un brun pâle, operculés, avec des extrémités arrondies. Leurs dimensions sont de 55 à 76 µm de long et 40 à 60 µm de large. Ils présentent un petit renflement dans la paroi au pôle opposé à l'opercule. La paroi est mince. Ils ressemblent morphologiquement à des œufs de trématodes. brun foncé. Les œufs sont émis dans les selles de l'hôte. Ils sont de forme ovale, bruns, operculés, ils présentent une fine paroi protectrice et mesurent 70 x 45 µm. (**Villeneuve A. , 2014**)

L'adulte, de couleur ivoire, peut mesurer jusqu'à 10 m de longueur. Le scolex en vague forme de cuillère, mesure 1 mm de large et 2,5 mm de long, et est creusé de deux sillons sur la longueur. Il ne porte aucun crochet. (**Villeneuve A. , 2014**)

#### **1.2.4.2 Cycle de vie et conséquences épidémiologiques :**

le cycle de vie nécessite deux hôtes intermédiaires, un copépode et n'importe lequel d'une variété de vertébrés comprenant des poissons, des amphibiens, des reptiles, etc. L'homme est un hôte accidentel. . La larve peut se trouver dans différents organes et, selon l'endroit où elle se trouve, elle peut produire des dommages graves, en particulier si elle est située dans les yeux, le cœur ou le cerveau ; cependant, elle est généralement située dans les tissus sous-cutanés. (**G, et al., 2015**)

Tout d'abord, un crustacé copépode d'eau douce ingère le coracidium (premier stade larvaire). Chez ce crustacé, la larve atteint sa forme procercoïde. Dans un deuxième temps, les poissons planctophages qui ingèrent ces crustacés développent, dans leurs viscères et leurs tissus, le stade larvaire suivant de plécérocercoïde. Les grands poissons prédateurs se comportent comme des hôtes paraténiques, en concentrant dans leurs tissus les plécocercoïdes présents dans les poissons de leur régime, ce qui facilite la transmission aux

hôtes définitifs (mammifères ichtyophages) de ce parasite. Chez l'homme, l'helminthe adulte peut vivre jusqu'à 20 ans dans l'intestin grêle. Elle s'attache à la muqueuse par une scoliose en forme de spatule de 2-3 mm qui présente deux botries (rainures longitudinales). Le striatum, qui se compose de 2 000 à 5 000 proglottides hermaphrodites plus larges que longs (10-12 x 2-4 mm), peut croître à un rythme allant jusqu'à un centimètre par heure et mesurer jusqu'à 20 mètres, une caractéristique qui fait de cette espèce le plus long parasite intestinal humain. La période précédant l'obtention du brevet est de 2 à 8 semaines, après quoi les patients commencent à éliminer des millions d'ovules chaque jour, soit en moyenne 65 par 45 µm. Ces œufs, avec un opercule à une extrémité et un bouton polaire à l'autre, une fois qu'ils atteignent l'eau douce, peuvent rester viables pendant des mois ou des années, selon la température et l'exposition au soleil propices à l'éclosion du coracidium cilié. Le diagnostic est basé sur la démonstration des œufs ou proglottides prélevés dans les selles d'un patient. **(R & T, 2014)**

Un copépode joue le rôle de premier hôte intermédiaire et un poisson le rôle de deuxième hôte intermédiaire. Le parasite, libéré par la digestion chez l'hôte définitif, se développe jusqu'au stade adulte. PPP = 4-6 semaines; PP = 7-10 ans. **(Villeneuve A. , 2014)**

#### **1.2.4.3 Signes cliniques :**

La maladie reste normalement asymptomatique chez les chiens et les chats, mais une infection très grave peut entraîner la mort. (Dhaliwal & Juyal, 2013)

#### **1.2.5 Taenia spp :**

##### **1.2.5.1 Espèce :**

Il existe au moins trois espèces de taeniidés, *T. multiceps*, *T. serialis* et *T. brauni*, qui ont pour hôtes définitifs des chiens et d'autres canidés ; quelques humains ont été identifiés comme être infecté au stade larvaire. En outre, la cysticerose à *T. solium* a été enregistrée chez le chien. **(Macpherson, Meslin , & Wandeler, 2013)**

##### **1.2.5.2 Cycle évolutif et conséquences épidémiologiques :**

Les cycles de vie du ténia impliquent systématiquement deux hôtes mammifères, un hôte définitif carnivore ou omnivore (par exemple les canidés, les félidés, les viverrides, les mustélidés, les hyènes et les humains) et un hôte herbivore intermédiaire (principalement les artiodactyles, les rongeurs et les lagomorphes). L'hôte intermédiaire est infecté par des cysticerques dans la musculature, les organes viscéraux ou le système nerveux central, selon l'espèce de Ténia. Le ténia adulte ou strobilate se développe dans la lumière intestinale de

l'hôte définitif après l'ingestion des cysticerques infectieux, et la période de prépatence varie selon les espèces. Les œufs ou proglottides de gravidés contenant des oncosphères passent dans les fèces et, lorsqu'ils sont ingérés par un herbivore approprié, achèvera son développement jusqu'au stade de cysticercus infectieux. En général, les taeniidés sont uniques parmi les cyclophyllidés, car ils ont des mammifères comme hôtes définitifs et intermédiaires. La transmission est écologique, les cycles de vie étant liés à des associations prédateur-proie spécifiques **(Hoberg, 2002)**

#### **1.2.5.3 Signes cliniques :**

« Signe du traineau » (prurit anal). **(TRIKI-YAMANI & BACHIR-PACHA, 2016)**

### **1.3 Les Nématodes :**

Les nématodes sont caractérisés comme des vers ronds, libres ou parasites, non segmentés, cylindriques et allongés, avec une cavité corporelle et un canal alimentaire. Presque tous les nématodes sont sexuellement séparés et leur cycle de vie est direct ou indirect. **(Youn, 2009)**

#### **1.3.1 Toxocara spp :**

##### **1.3.1.1 Espece :**

*Toxocaris Leonina* : c'est un ver qui mesure 10cm (femelle) et 7 cm (mâle)de longueur avec un diametre de 2 mm et adopte souvent une position courbée ou étroitement spiralée comme un ressort, de couleur rosée à blanchatre. Hôtes possible : chiens et chats domestiques et sauvages. **(TRIKI-YAMANI & BACHIR-PACHA, 2016)**

*Toxocara Canis* : il mesure (mâle : <10cm ) a une queue recourbée, ( femelle 18cm), de couleur rosée à blanchatre. Hôtes possibles: Canidés. **(TRIKI-YAMANI & BACHIR-PACHA, 2016)**

*Toxocara cati* : c'est un nématode chymivore mesurant 5 à 8 cm de long et 2-3 mm de diamètre. Les adultes sont des vers blanchâtres, à section ronde, facilement reconnaissables à leurs larges ailes céphaliques. Les oeufs sont communément visibles à l'examen coproscopique du fait de la prolificité des femelles (plus de 200 000 oeufs pondus par jour). Ils sont de grande taille (75 à 85 µm de diamètre), sphériques à subsphériques. Ils contiennent une cellule unique brune ne remplissant pas tout à fait l'intégralité de l'oeuf, entourée d'une épaisse paroi d'aspect crénelé. **(Overgaauw & Van Knapen, 2013)**

### 1.3.1.2 Cycle de vie et conséquences épidémiologiques :

Les chiens et les chats sont infectés par les ascarides par l'ingestion d'œufs larvés provenant d'un environnement contaminé et par l'ingestion d'autres hôtes vertébrés qui ont consommé des œufs larvés et ont donc des larves dans leurs tissus. La transmission transplacentaire des larves de la chienne aux petits du fœtus in utero est une voie d'infection importante pour *T. canis*. Cependant, il n'a pas été démontré que la transmission transplacentaire se produisait chez *Toxascaris leonina* et *T. Cati*. La migration des ascarides larvaires au sein de l'hôte est complexe. Après leur acquisition, les larves de *Toxocara* spp. migrent à travers le foie et les poumons, sont transportées vers le haut de l'appareil mucociliaire, puis sont avalées pour se développer dans l'intestin grêle. Lorsque cette migration se produit chez les petits fœtus, les larves migratrices attendent dans le foie et les poumons jusqu'à la naissance des petits, moment auquel elles reprennent leur migration à travers les poumons vers les voies respiratoires. Les larves acquises par ingestion de tissus vertébrés ne migrent pas chez l'hôte définitif du chien, mais se rendent plutôt dans l'intestin grêle pour devenir des vers adultes. *Toxascaris leonina* est différent de *Toxocara* spp. en ce sens qu'il n'y a pas de migration en dehors du tractus intestinal. **(CAPC VET, 2016)**

La période de prépatence de *T. canis* varie de 2 à 4 semaines, selon la façon dont les larves sont acquises. Les chiots infectés in utero ne pondent pas d'œufs avant l'âge de 2,5 à 3 semaines. Les vers acquis après la naissance par ingestion d'œufs larvés provenant de l'environnement deviendront adultes et commenceront à passer des œufs dans l'environnement environ 4 semaines après l'exposition. Cependant, les larves acquises par ingestion d'hôtes vertébrés infectés peuvent devenir adultes en 2 semaines seulement.

Une variation similaire est observée chez les autres espèces d'ascarides, mais en général, la période de prépatence de *Toxascaris leonina* est d'environ 8 à 10 semaines et *T. cati* est d'environ 8 semaines.

La plupart des œufs d'ascarides nécessitent 2 à 4 semaines dans l'environnement pour se larver et se développer jusqu'au stade infectieux. *Toxascaris leonina* est l'exception ; les œufs de *Toxascaris leonina* deviennent infectieux dès une semaine après avoir été pondus. En raison du temps nécessaire, les matières fécales se sont souvent décomposées avant que les œufs ne soient infectieux, et il n'y a donc souvent aucune preuve flagrante que l'environnement est contaminé par des œufs d'ascarides. Cependant, une fois présents, les

œufs d'ascarides sont résistants et peuvent survivre et rester infectieux pendant des années.  
**(CAPC VET, 2016)**

### **1.3.1.3 Signes cliniques :**

Vagues problèmes digestifs, larva migrans oculaire.( T.canis). (Villeneuve A. , 2014)  
Toxocaris leonina: Affecte peu la santé. Amaigrissement, troubles d'ordre digestif (diarrhée intermittente, abdomen dilaté), possibilité d'anémie. (Villeneuve, 2013)  
Toxocara Cati: Les signes cliniques sont variés et incluent fréquemment un mauvais état général (retard de croissance, appétit irrégulier, poil piqué) lié à la spoliation, de la toux liée au passage trachéal, des vomissements de vers entiers liés au tropisme de celui-ci pour la partie proximale de l'intestin grêle, mais aussi des troubles gastro-intestinaux (phases de diarrhée alternées avec de la constipation, distension abdominale, élimination de vers dans les selles...). La toxocarose provoque une immunodépression et favorise d'autres atteintes gastro-intestinales comme les coccidioses par exemple. En cas de parasitisme important, la toxocarose peut être fatale chez le très jeune animal (obstructions intestinales, prolifération bactérienne anormale, rupture intestinale associée à une péritonite). La lyse brutale de nombreux parasites provoque le relargage d'une grande quantité d'antigènes pouvant entraîner des phénomènes d'hypersensibilité allant jusqu'au choc allergique. Pour cette raison, il est parfois préconisé de commencer par un traitement à demi-dose avant de réitérer le traitement au dosage classique une semaine plus tard ou bien d'utiliser un ascarifuge comme la pipérazine plutôt qu'un ascaricide. (Overgaauw & Van Knapen, 2013)

## **1.3.2 Les Ankylostomes :**

### **1.3.2.1 Espèce :**

Les ancylostomes sont des vers ronds qui se localisent dans l'intestin grêle et peuvent entraîner une maladie chez le chien, le chat et le renard. La tête de ce ver est garnie d'une capsule buccale armée de crochets. Toutes les espèces se nourrissent en se fixant sur la muqueuse intestinale et en la « broutant », ce qui endommage sa surface. Des infestations sont constatées le plus souvent chez les animaux disposant d'une aire de sortie, comme dans un chenil. **(ESCCAP, 2016)**

Les Espèces : Ancylostoma caninum ; Uncinaria stenocephala ; Ancylostoma tubaeforme (chat) **(CAPC VET, 2016)**

### 1.3.2.2 Cycle de vie et conséquences épidémiologiques :

Les vers adultes se localisent dans l'intestin grêle où ils pondent des œufs qui sont ensuite excrétés dans les selles. Des larves sortent des œufs et se développent dans l'environnement en larves L3 infectieuses. Ces larves sont ensuite ingérées et se développent en 2 à 3 semaines pour former des vers adultes.

Les ankylostomes, peuvent aussi pénétrer dans la peau et migrer vers les intestins. Il est très improbable que cet itinéraire infectieux joue un grand rôle dans le cycle de vie d'*U.stenocephala*. Les bébés animaux qui tètent peuvent être infectés par *A. caninum* par l'intermédiaire de larves se trouvant dans le lait maternel. **(ESCCAP, 2016)**

La plupart des espèces d'ankylostomes peuvent pénétrer la peau. Comme indiqué précédemment, la pénétration des ankylostomes larvaires provoque parfois une dermatite avec érythème, prurit et papules. Ces lésions sont le plus souvent observées sur les pattes de l'animal, en particulier dans les espaces interdigités.

Après la pénétration de la peau, les larves d'ankylostomes se déplacent via la lymphe vers les veines et les poumons où elles pénètrent dans les alvéoles et migrent vers l'arbre respiratoire jusqu'à la trachée. Elles sont avalées et retournent dans l'intestin grêle où elles s'attachent à la muqueuse et deviennent adultes. Des maladies respiratoires et des pneumonies peuvent survenir chez les chiots lorsqu'un grand nombre de larves migrent à travers les poumons. Les signes respiratoires peuvent également être associés à une anémie induite par les ankylostomes.

Les ankylostomes de l'intestin grêle se fixent et sécrètent des enzymes et des anticoagulants pour digérer la muqueuse intestinale et faciliter la succion du sang. L'inhibiteur plaquettaire des ankylostomes diminue l'agrégation et l'adhésion des plaquettes. Les villosités intestinales sont endommagées et un émoussement des villosités se produit, ce qui entraîne une malabsorption et une diarrhée. Les ankylostomes adultes se déplacent vers de nouveaux sites d'alimentation, laissant derrière eux de petites ulcérations hémorragiques. Une entérite et une diarrhée peuvent se développer pendant cette phase intestinale. **(CAPC VET, 2016)**

Les chiens et les chats peuvent se contaminer par l'ingestion d'aliments souillés, d'herbe, de terre ou de selles contenant des larves mais aussi par voie transcutanée. Ce mode de transmission est fréquent dans les chenils mal entretenus dont le sol peut contenir des larves. Il suffit que le chien se couche sur le sol pour être contaminé. C'est aussi le mode de

contamination de l'Homme : en marchant pieds nus ou en s'allongeant sur les plages de sable sec. **(Bernigaud, Botterel, Briand, & Guillot, 2019)**

### **1.3.2.3 Signes cliniques :**

Diarrhée, perte de poids et anémie sont les symptômes cliniques les plus courants et, dans le cas de *A. caninum* et *A. tubaeforme*, la diarrhée peut contenir du sang.

Des lésions cutanées peuvent se produire sur les coussinets plantaires du chien et du chat, en raison du fait que des larves s'enfouissent dans la peau. La transmission de larves d'*A. caninum* et *A. tubaeforme* par l'intermédiaire du lait maternel peut entraîner une anémie aiguë pouvant être fatale pour les bébés animaux. **(ESCCAP, 2016)**

## **1.3.3 Strongyloïdes :**

### **1.3.3.1 Espèce :**

Strongyloïde *Stercoralis* : La larve du premier stade (rhabditiforme) mesure 250 µm de long et 17 µm de large dans des matières fécales récemment émises. La partie antérieure est plus large et la queue se termine à la façon d'un cône. Elle comporte un œsophage bulbeux situé dans la première tierce de la larve. Les L3 infectieuses et tissulaires (filariformes) sont longues (625 µm) et minces, avec un œsophage cylindrique qui occupe 40% de la longueur du corps, sans bulbe postérieur. **(Villeneuve A. , 2014)**

A La phase adulte Seules les femelles sont parasites. Elles mesurent de 2 à 2,8 mm de long et 37 µm de large. Leur corps presque transparent est prolongé d'une courte queue en forme de cône. **(Villeneuve A. , 2014)**

S. *Stercoralis* peut être distingué de la plupart des autres parasites par sa capacité à réinfecter l'hôte à travers la paroi de le tractus gastro-intestinal. Ce phénomène est appelé auto-infection et se produit lorsque certaines des larves rhabditiformes dans les fèces se transforment en larves filariformes infectieuses dans les l'appareil gastro-intestinal de l'hôte. Ces larves pénètrent ensuite dans l'intestin et réintègrer la circulation dans les poumons pour commencer la cycle à nouveau. C'est la clé de la persistance des strongyloïdes et explique pourquoi elle a été détectée des dizaines d'années après l'exposition initiale, jusqu'à 75 ans plus tard dans un cas. **(Greaves, Coggle, Pollard, Aliyu, & E.M, 2013)**

### **1.3.3.2 Cycle de vie et conséquences épidémiologiques :**

Le parasite a à la fois une étape libre et une étape parasitaire. Le parasite femelle présent dans l'intestin grêle pond des œufs dans la muqueuse intestinale. ( Dans certaines conditions, les larves peuvent être trouvées dans tous les organes du corps. **(Villeneuve A. , 2014)**) Les œufs se développent en larves et sont rejetés dans les fèces. Dans un environnement approprié, les larves se développent en larves filariformes infectieuses ou qui se développent en adultes. La reproduction sexuée du parasite se produit au stade adulte vivant en liberté. **(Dhaliwal & Juyal, 2013)**

Le parasite a pour hôtes : Chien, renard, chat, certains primates et l'homme. Les femelles pondent des œufs qui se développent très rapidement, éclosent et peuvent même atteindre le stade infectieux avant que les matières fécales soient expulsées. Il est possible que des larves en dormance demeurent dans l'intestin. PPP = 1-2 semaines. PP = très longue à cause des réinfections (3-15 mois chez des chiens infectés expérimentalement). Autre infestation possible : Passage à travers les glandes mammaires ou pénétration des larves infectieuses de l'environnement à travers la peau. **(Villeneuve A. , 2014)**

### **1.3.3.3 Signes cliniques :**

Souvent aucun, surtout chez les adultes. Diarrhée muqueuse ou liquide, accompagnée de bronchopneumonie. **(Villeneuve A. , 2014).**

Il infecte beaucoup plus les jeunes chiots. Les symptômes sont autolimités et ressemblent généralement à ceux des êtres humains en bonne santé. **(Dhaliwal & Juyal, 2013)**

## **1.3.4 Trichuris Vulpis :**

### **1.3.4.1 Espèce :**

Les T. vulpis adultes habitent le gros intestin des canidés domestiques et sauvages, par exemple les chiens et les renards. Ce sont des vers de quelques cm de long (~4,5-7,5 cm) dont la queue épaisse et large représente environ un quart de la longueur totale du corps. Les nématodes vivent avec l'extrémité céphalique longue et filamenteuse encastrée dans la muqueuse du cæcum et du côlon de l'hôte infecté, tandis que l'extrémité postérieure est libre dans la lumière. **(Traversa, 2011)**

### **1.3.4.2 Cycle de vie et conséquences épidémiologiques :**

Après l'accouplement, les femelles libèrent des œufs trichuroïdes contenant une seule cellule qui atteignent l'environnement par les fèces et, selon les conditions d'humidité et de

température, s'embryonnent dans le sol pendant une période de trois à huit semaines pour former une larve infectieuse à l'intérieur des œufs. Après que les œufs infectieux ont été avalés par un hôte approprié (L'animal est infecté après l'ingestion d'œufs infectieux. (Dhaliwal & Juyal, 2013)), les bouchons d'œuf sont lysés, les larves éclosent puis pénètrent dans les glandes intestinales pendant une période pouvant aller jusqu'à deux semaines où elles muent avant de coloniser le gros intestin et d'atteindre l'âge adulte. La période de prépatence est d'environ 8 à 12 semaines **(Traversa, 2011)**

#### **1.3.4.3 Signes cliniques :**

Les chiens peuvent présenter une diarrhée, une inappétence ou une anorexie, une déshydratation, une perte de poids et une faiblesse ainsi qu'une hyponatrémie, une hyperkaliémie, une acidose métabolique et une diminution du rapport sodium/potassium (Na:K) **( Car, Croton, & Haworth, 2019)**

## **Chapitre III**

# **Technique de diagnostic des parasites**

---

# Techniques de diagnostic des parasites

---

## 1 Coprologie :

---

### 1.1 Coproscopie :

#### 1.1.1 Définition :

La coproscopie est l'examen qualitatif des excréments au microscope. Elle vise à détecter la présence de parasites ainsi qu'à les identifier. Cette technique permet la détection et l'identification de différents stades parasitaires présents dans les selles (adultes, larves, oeufs) sur la base de clés de détermination et/ou de tests complémentaires comme des colorations ou des méthodes de coproantigènes. **(VetAgro Sup – Service de Parasitologie)**

Elle comprend un examen macroscopique (consistance, présence de sang, glaires, ascarides, segments ovigères lors de taeniasis...) et un examen microscopique. La coproscopie est utile au dépistage des porteurs asymptomatiques. Au sein d'une collectivité, il est possible de contrôler le statut d'un arrivant et d'établir un programme de prophylaxie. Le dépistage à l'échelle individuelle reste plus rare. Il se justifie pourtant en raison du potentiel zoonotique de certaines maladies (larva migrans lors de toxocarose). **(Rattez, 2013)**

#### 1.1.2 Objectifs :

- ✓ dépister (porteur asymptomatique) et confirmer une suspicion de parasitose à élimination fécale.
- ✓ la reconnaissance d'éléments parasitaires pathogènes dans l'espèce étudiée (œufs, larves, ookystes...) (Rattez, 2013)
- ✓ Identification précise des espèces parasitaires lors d'un dépistage ou d'une suspicion de parasitose.
- ✓ Pour contrôler le statut parasitaire d'un arrivant au sein d'une collectivité.
- ✓ Pour choisir un programme de vermifugation.
- ✓ Pour contrôler l'efficacité d'un programme de vermifugation. (AVEF, 2014)
- ✓ l'exploration d'une anémie ferriprive éventuellement secondaire à une infestation par des parasites hématophages (*Trichuris vulpis* chez le Chien) (Rattez, 2013)

### **1.1.3 Prélèvements :**

Les fèces doivent être considérées comme des matières à risque potentielles. Elles peuvent en effet renfermer des agents de zoonoses majeures. Elles sont aussi parfois sources d'affections opportunistes pour les personnes immunodéprimées ou les enfants qui représentent une population particulièrement sensible aux zoonoses parasitaires. En conséquence, le vétérinaire devra effectuer lui-même le prélèvement ou donner des consignes de sécurité dans le cas contraire. Il est recommandé à l'opérateur de porter des gants, voire un masque et de procéder à une désinfection soigneuse des mains après manipulation.

Le matériel utilisé sera de préférence à usage unique, jeté immédiatement après usage dans un récipient réservé à cet usage. Le contenu devra être détruit par incinération. Si le matériel devait être réutilisé (verrerie, cellule de Mac Master...), il faut le nettoyer immédiatement après usage et le désinfecter soigneusement tant pour prévenir le risque de contamination que pour éviter les faux positifs lors de manipulations ultérieures. **(Bathiard & Vellut, 2002)**

### **1.1.4 Méthodes de récolte :**

Prélèvement direct par défécation naturelle ou stimulée (à l'aide d'un thermomètre ou d'un gel à lavement type Microlax®). Cette méthode garantit les meilleurs résultats pour l'analyse ultérieure (limitation des faux positifs, éléments parasitaires frais...). Chez les grands animaux, il est possible de prélever directement les matières fécales par voie transrectale, le gant de fouille retourné faisant office de récipient.

Prélèvement indirect ou par récolte des fèces au sol (couche supérieure des matières fécales. Cette méthode peut être préjudiciable à la qualité du prélèvement. (Bathiard & Vellut, 2002)

#### **1.1.4.1 Conditionnement :**

L'échantillon (et son conservateur s'il y a lieu) devra être contenu dans un récipient hermétiquement fermé, à ouverture large. L'idéal réside en l'utilisation d'un récipient cylindrique en matière plastique, à bouchon à vis.

Chaque prélèvement doit être précisément identifié et doit porter : le nom de l'animal, l'espèce, le nom du propriétaire ou de l'éleveur, la date du prélèvement, les conditions du prélèvement et éventuellement le conservateur utilisé. (Bathiard & Vellut, 2002)

#### 1.1.4.2 Conservation :

L'idéal en coproscopie est de réaliser l'analyse dans l'heure qui suit le prélèvement. Si l'examen doit être différé, il faut faire subir à l'échantillon un procédé de stabilisation. Afin que l'interprétation se rapproche le plus de celle d'un prélèvement frais, le procédé devra :

- Fixer les éléments parasitaires dans l'état original dans lequel ils se trouvaient lors de leur émission.
- Ne pas détériorer morphologiquement ces éléments parasitaires.
- Eviter toute contamination extérieure.

On utilise principalement deux agents conservateurs : le froid et le formol dilué. (Bathiard & Vellut, 2002)

**Tableau 1: Propriétés des agents conservateurs (Bathiard & Vellut, 2002)**

	<b>Durée de conservation</b>	<b>Avantages</b>	<b>Inconvénients</b>	<b>Contre-indiquer</b>
<b>Réfrigération (+4c°)</b>	Conservation courte (2 à 3 jours)	- Possibilité de coproculture ultérieure. - Pas d'altération des formes parasitaires.	- Faible durée de conservation.	-
<b>Congélation (-15C°)</b>	Conservation longue (au delà d'une année)	- Permet de conserver les fèces en vue d'un examen différé ex : expertise.	- Risque de provoquer l'éclatement de certains éléments. - Nécessite une congélation précoce. - Pas de coproculture possible ultérieurement.	Suspicion Giardia ou Fasciola
<b>Formol à 10% (= Formol 100 mL, NaCl 8g, eau qsp 1000 mL)</b>	Conservation longue	- Permet de conserver les fèces en vue d'un examen différé ex : expertise. - Transposable en	- Pas de coproculture possible ultérieurement.  - Pas d'analyse	Suspicion de Giardia

		dehors du cabinet.	quantitative possible ultérieurement (dilution).	
--	--	--------------------	--	--

### 1.1.4.3 Qualité du prélèvement :

On prendra soin de travailler sur des matières fécales les plus fraîches possibles (moins d'une heure après la récolte) ou stabilisées par un [agent conservateur](#). En effet, de nombreux éléments sont susceptibles d'évoluer dans le prélèvement. Ex : sporulation d'ookystes coccidiens, dessèchement et/ou lyse de segments de cestodes... Cette évolution peut être préjudiciable à l'interprétation de la coproscopie :

- En empêchant toute conclusion au terme de l'examen.
- Pire encore en faussant le résultat de l'examen (faux négatif ou confusion entre éléments parasitaires morphologiquement proches). Ex : les œufs de strongles digestifs peuvent s'embryonner. Sous cet aspect, ils pourront aisément être confondus avec des œufs de strongles respiratoires.

Le prélèvement idéal est le prélèvement direct puisqu'il permet de s'affranchir de l'influence du milieu extérieur sur les fèces. En effet, lors de prélèvement indirect, des contaminations peuvent avoir lieu (nématodes libres, acariens...). De plus les fèces prélevées peuvent être mélangées avec celles de congénères à proximité. Enfin, les conditions climatiques peuvent modifier les éléments parasitaires présents (dessiccation, embryonnement des oeufs, sporulation des kystes...)

Cet examen est le prélude nécessaire à une interprétation correcte de l'analyse coproscopique. Il devra relever les points suivants :

- Consistance : molle, aqueuse (par exemple lors de cryptosporidiose, giardiose ou coccidiose), dure.
- Couleur : permet de mettre en évidence une stéatorrhée (souvent incompatible avec la présence d'un parasite), des mélénas.
- Présence de mucus : témoigne d'une inflammation des parties distales du tube digestif.

- Age des fèces : il faut absolument le prendre en compte dans l'interprétation de l'examen.
- Présence de parasites ou d'éléments parasitaires macroscopiques.
- Contamination par des éléments étrangers : présence de brins d'herbes, de graviers de litière, de paille...

Tous ces éléments sont autant d'indices cliniques qui devront être intégrés par le clinicien et lui permettront de faire une interprétation critique de son examen coproscopique. (Bathiard & Vellut, 2002)

### **1.1.5 Méthodes d'analyse :**

#### **1.1.5.1 Analyse macroscopique :**

L'analyse macroscopique doit être pratiquée systématiquement avant tout examen microscopique des fèces. Elle consiste à évaluer la qualité du prélèvement et à rechercher à l'œil nu la présence d'éléments parasitaires. Tout ceci bien sûr ne s'applique qu'aux éléments parasitaires ayant une taille suffisante pour être distingués (de l'ordre du millimètre).

Les éléments parasitaires macroscopiques sont généralement visibles par simple délitage de l'échantillon. Lorsqu'ils ne sont pas visibles d'emblée (taille de quelques millimètres et/ou coloration semblable à celle des matières fécales), le praticien pourra les rechercher après délayage soigneux d'une grande quantité de fèces dans une grande quantité de solution physiologique (NaCl 0.9%). Ce mélange sera ensuite passé sur un tamis d'une maille d'environ 1 mm. L'identification est réalisée soit directement à l'œil nu, soit à la loupe.

La coprologie macroscopique permet de mettre en évidence les formes imaginaires ou larvaires de certains parasites :

- Nématodes : Ascaris au sens large, Strongles, Oxyures...
- Cestodes : segments ovigères de Cyclophylloïdea.
- Nématodes : larves de Trichonèmes...
- Insectes : pupes de Gasterophilus.

### 1.1.5.2 Analyse microscopiques :

La coprologie microscopique correspond à la recherche dans une très faible quantité de matières fécales des formes pré-imaginale (larves et oeufs) d'helminthes et des ookystes coccidiens.

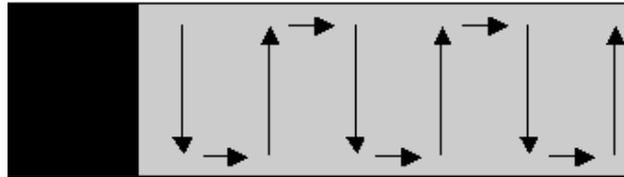
#### ❖ Liste de matériels nécessaires :

- Microscope muni des objectifs : x4, x10, x40, +/- x100 (objectif à immersion).
- Lames porte objet et lamelles couvre objet.
- Lames de MacMaster (pour l'approche quantitative).
- Pipettes et verrerie graduées.
- Ehrlenmeier en plastique/verre, ou verres à pied.
- Agitateurs de verre ou spatules de bois.
- Tubes à essais.
- Tamis, passoire à thé (si possible avec maille de 600 µm voire 200µm).
- Pilon et mortier.
- Balance.
- Produits consommables (gants, gazes, pipettes plastiques).
- Liquide dense.
- Centrifugeuse (pour certaines méthodes). **(Beugnet, Dang, & Polack, 2004)**

#### ❖ Règles générales de l'examen microscopique :

La recherche d'œufs ou de larves d'helminthes se fait à l'aide de l'objectif x4 puis x10. Pour l'identification de ces éléments, on pourra avoir besoin de l'objectif x40. En ce qui concerne la recherche des kystes de protozoaires, l'utilisation d'un objectif x40 est conseillée d'emblée (148). L'identification de ces kystes passera par l'utilisation de l'objectif x40 voire de l'objectif à immersion pour obtenir une image fine du kyste observé. **(Bathiard & Vellut, 2002)**

La surface de la préparation sera systématiquement et rationnellement explorée, pour ne laisser aucun point échapper à l'examen (Euzéby, 1981)



**Figure 9** : Technique d'observation de l'échantillon au microscope (**Euzéby, 1981**)

L'identification des éléments parasites se fait sur des critères morphologiques qui sont les suivants :

- La nature de l'élément parasite : oeuf ou larve.
  - La présence d'éléments caractéristiques : opercule, bouchons polaires, crochets.
  - La forme : rond, ovale, allongé, forme des pôles...
  - Le contenu : cellule unique, morula, larve.
  - La paroi : fine ou épaisse, lisse ou irrégulière, piquetée ou striée.
  - La couleur.
  - La taille : appréciée à l'oculaire micrométrique.
- Remarque : pour faciliter la lecture et améliorer le contraste, on peut utiliser le condensateur du microscope et l'éclairage de la lame ne devra pas être trop intense (SLOSS, KEMP, & ZAJAC, 1994)

#### 1.1.5.2.1.1 Principales techniques utilisables en routine :

##### Analyse qualitative :

#### **1-Examen direct : (Méthode qualitative sans enrichissement)**

Cette technique présente l'avantage d'être simple, rapide et extrêmement peu coûteuse. Elle peut être indiquée dans l'examen de routine chez les carnivores domestiques. De plus, les éléments observés ne sont pas déformés, et l'absence de soluté de densité élevée permet de conserver les éventuels trophozoïtes de Giardia. (Bathiard & Vellut, 2002)

Elle consiste en une simple dilution sur une lame d'un fragment de fèces dans deux gouttes d'eau, puis d'une lecture entre lame et lamelle. Cette méthode est donc très simple et disponible mais les résultats sont le plus souvent décevants du fait d'un faible nombre de parasites ou d'une préparation peu lisible à cause des nombreux débris. (BUSSIÉRAS & CHERMETTE, 1991)

- Remarque : en médecine des carnivores domestiques, il est possible d'utiliser les matières fécales agglomérées sur le thermomètre dès lors que l'on s'est assuré que celui-ci était parfaitement propre avant son utilisation

## 2-Méthode qualitative avec enrichissement par méthode de flottation :

La flottation (ou flottaison) est la technique d'enrichissement la plus utilisée en Médecine Vétérinaire. Elle a pour objet de concentrer les éléments parasitaires à partir d'une très petite quantité de déjections. Elle repose sur l'utilisation de solutions dont la densité est supérieure à celle de la plupart des oeufs de parasites ( $d=1,1$  à  $1,2$ ). Le but est de faire remonter les éléments parasitaires tout en laissant couler les débris fécaux. (Bathiard & Vellut, 2002)

- Mode opératoire : Méthode classique (Beugnet, Dang, & Polack, 2004)
  - Homogénéiser le prélèvement.
  - Déliter 5g de fèces dans 70mL de solution dense dans un verre à pied.
  - Tamiser le mélange dans une passoire à thé.
  - Remplir un tube à ras bord avec le mélange obtenu (ménisque convexe) puis recouvrir le tube d'une lamelle sans emprisonner de bulles d'air.
  - Laisser reposer durant environ 20 à 30 minutes ou centrifuger 5 minutes à 2000 tours/min (300g).
  - Récupérer la lamelle sur laquelle les éventuels éléments parasitaires se sont collés (face inférieure) et l'observer sur une lame au microscope.
- Principales solutions denses : (Beugnet, Dang, & Polack, 2004)
  - Liquide de Faust : solution de sulfate de Zinc à 33% (densité  $d=1,18$ ).
  - Liquide de Willis : solution aqueuse de NaCl à saturation ( $d=1,20$ ).
  - Sulfate de Magnésium : à saturation ( $d=1,28$ ) (300g  $MgSO_4$  qsp 1L d'eau).
  - Sulfate-Acétate de Zinc : 33g de sulfate de Zinc et 15g d'acétate de Zinc qsp 100mL d'eau ( $d=1,33$ ).

- Solution de Janeckso-Urbanyl (=iodo-mercurate de Potassium) notamment pour les trématodes : 150g de biodure de Mercure, 11g de iodure de Potassium et 400mL d'eau (d=1,44).
  - Solution de sulfate de Zinc à saturation (jusqu'à d=1,42).
- Remarque :
 

Il s'agit d'une technique facile à mettre en oeuvre, peu coûteuse, rapide et sensible (concentration des éléments parasites et élimination des débris fécaux), mais les limites de la technique sont inhérentes aux caractéristiques de la solution employée. Une solution pas assez dense ne permet pas la remontée des oeufs lourds (Exemple : oeufs de Trématodes,). Une solution trop dense a tendance à déformer les oeufs voire à les lyser.

Enfin, l'utilisation de l'iodo-mercurate est difficile en pratique du fait des contraintes écologiques, toxiques et réglementaires. (Bathiard & Vellut, 2002)

### **3-Méthode qualitative avec enrichissement : méthode de sédimentation :**

La technique de sédimentation est une méthode d'enrichissement. Son principe repose sur l'utilisation de moyens physiques afin de séparer les éléments parasites des débris fécaux de densité inférieure à celle de l'eau. Cette méthode est moins utilisée que la flottation car l'enrichissement est moindre. (Bathiard & Vellut, 2002)

- Mode opératoire : (Beugnet, Dang, & Polack, 2004)
  - Homogénéiser le prélèvement.
  - Déliter un volume de fèces dans 10 à 15 volumes d'eau (ou formol à 7%) dans un verre à pied.
  - Tamiser le mélange dans une passoire à thé.
  - Laisser le filtrat reposer 6 heures au minimum ou centrifuger pendant 5 minutes à 2000 tours/min (300g).
  - Observer au microscope quelques gouttes du culot.
- Il s'agit de la technique de choix pour la détection des oeufs lourds : trématodes (Beugnet, Dang, & Polack, 2004)

- Cette méthode est facile et peu coûteuse. De plus, elle n'utilise pas de solutions denses, par conséquent les éléments parasitaires sont isolés sans déformation. Les indications les plus intéressantes de la sédimentation résident dans la recherche d'œufs lourds (Ex : œufs de Trématodes, *E. leuckarti*). (Bathiard & Vellut, 2002)
- Par contre c'est une méthode longue si le praticien ne possède pas de centrifugeuse. S'il est vrai que cette technique est plus sensible que les méthodes sans enrichissement, la sédimentation est beaucoup moins sensible que la technique de flottation et que la méthode de Baermann (pour la détection des larves). En effet, il existe beaucoup de débris fécaux qui obscurcissent le champ d'observation. Néanmoins, cette sensibilité peut être améliorée par l'adjonction de bleu de méthylène et/ou l'utilisation de l'antiformine. (Bathiard & Vellut, 2002)

#### **4-Méthode qualitative avec enrichissement : méthode de Baermann :**

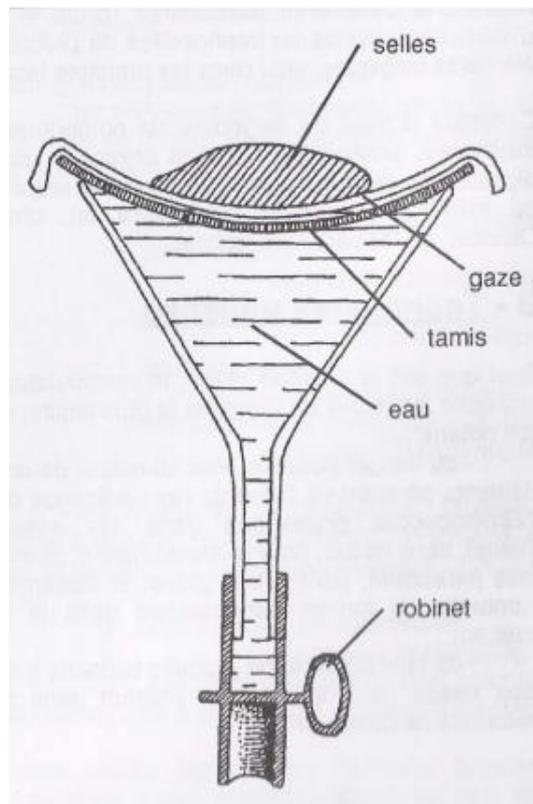
La méthode de Baermann est une technique d'enrichissement permettant de concentrer les larves. Ce procédé est basé sur le fait que les larves de Nématodes coulent dans une grande quantité d'eau dans laquelle il n'existe pas de tensions de surface. (Bathiard & Vellut, 2002)

Enfin, notons que, pour que cette technique soit interprétable, elle doit permettre de concentrer et d'analyser seulement les larves vivantes dans des matières fécales fraîches, d'où la nécessité d'utiliser des prélèvements très frais.. (VetAgro Sup – Service de Parasitologie)

L'appareil de Baermann est composé d'un entonnoir fixé à une potence. Cet entonnoir est prolongé par un tube clampé. Le prélèvement est disposé dans de la gaze placée dans une passoire à thé, le tout étant posé sur l'entonnoir. (Bathiard & Vellut, 2002)

- Mode opératoire : (Beugnet, Dang, & Polack, 2004)
  - Déposer la gaze chargée de fèces (minimum 20g) sur le tamis.
  - Raccorder l'entonnoir au tuyau en caoutchouc dont l'extrémité terminale est fermée par un robinet ou un clamp. Fixer le tamis au sommet de l'entonnoir et remplir d'eau l'entonnoir.
  - Le tamis affleure la surface de l'eau. La gaze doit s'imbibber d'eau.

- Attendre jusqu'au lendemain (une nuit).
  - Récolter dans une boîte de Petri ou un bécher les 5 premiers millilitres du filtrat en ouvrant le robinet.
  - Observation à la loupe binoculaire (grossissement x10 à x40). Les larves sont facilement reconnaissables à leurs mouvements ondulatoires. Pour leur identification, elles sont prélevées avec une pipette pasteur et observées au microscope, éventuellement tuées par une goutte d'iodo-mercurate ou de lugol.
- l'échantillon peut être entouré de deux compresses dépliées et closes autour de lui. L'ensemble sera placé dans l'entonnoir et immergé dans la solution saline. (Bathiard & Vellut, 2002)
  - La technique est facile et peu coûteuse. Par ailleurs, l'enrichissement obtenu est bon et les débris sont limités dès lors que l'appareil n'a pas été secoué au cours de l'examen. Cette méthode est la meilleure pour la récolte et l'identification des larves de Nématodes. Ces larves sont facilement isolées et non déformées contrairement à la technique de flottation. (Bathiard & Vellut, 2002)
  - La méthode de Baermann ne permet d'isoler que des larves. L'analyse quantitative n'est pas possible ultérieurement car les larves sont difficilement dénombrables en cellule de Mac Master et que leur répartition dans la solution récoltée n'est pas homogène. Il faut impérativement que les matières fécales soient fraîches pour que les larves qu'elles contiennent soient vivantes. La réalisation de la méthode est assez longue (environ huit heures). (Bathiard & Vellut, 2002)



**Figure 10** : Schéma du montage de Baermann (BUSSIÉRAS & CHERMETTE, 1991)

### 5-Coloration de Ziehl-Neelsen modifiée :

La coloration de Ziehl-Neelsen modifiée permet la mise en évidence des ookystes coccidiens. (Bathiard & Vellut, 2002)

Elle est particulièrement recommandée pour la mise en évidence des kystes de *Cryptosporidium parvum* qui se différencient des autres ookystes par leur très petite taille. (Guillaume, 2007)

- Mode opératoire : (GUYOT, SARFATI, & DEROUIN, 2012)
  - Fixation alcool éthylique 90° : 5 minutes .
  - Séchage sur platine chauffante .
  - Solution fuchsine RAL : 1 heure (peut rester une nuit).
  - Lavage à l'eau courante .
  - Acide sulfurique 2 % : 20 secondes à 2 minutes en agitant la lame.
  - Lavage à l'eau courante.
  - Vert malachite 5 % ou bleu méthylène 3 % : 5 minutes.
  - Lavage à l'eau courante.

- Séchage.
  - La lecture de la lame montée ou recouverte d'huile avec lamelle, s'effectue à l'objectif 40 ; le diagnostic est confirmé à l'objectif 100.
  - Les oocystes apparaissent en rouge sur fond vert ou bleu
- La coloration de Ziehl-Neelsen modifiée par Polack est une technique simple et rapide à réaliser. Elle permet en outre une lecture facile.
  - Cependant, la sensibilité de cet examen est très faible (un million d'oocystes par gramme de fèces). Ce test ne devient positif qu'environ 4 jours après le début des signes cliniques. (Bathiard & Vellut, 2002)
  - À noter que la technique de Ziehl-Neelsen utilisée pour la recherche de bacilles alcool-acido-résistants (BAAR) et comportant une coloration à chaud à l'aide de fuchsine phéniquée, ne permet pas la mise en évidence des oocystes de cryptosporidies (GUYOT, SARFATI, & DEROUIN, 2012)

## 6-Coloration au Lugol :

La coloration au lugol est utilisée pour identifier des formes kystiques de protozoaire dans des selles. Elle permet de mieux visualiser certains éléments d'identification : vacuole, noyau, caryosome. (Nedelec)

- Réalisation : (Nedelec)
  - Réaliser un examen direct classique (une goutte d'eau sur une lame porte objet + un fragment des selles) ou utiliser le culot de centrifugation d'une technique de concentration.
  - Rajouter une goutte de lugol (iode 1g, iodure de potassium 2g, eau distillée qsp 1000mL)
- Coloration de Bailanger : La réalisation de la coloration est analogue à celle au Lugol. Seul le colorant change : 2 g de Cristal Violet, 0,05 g de Fuschine basique, 20 mL d'alcool à 95%, 10 mL de Phénol, eau q.s.p. 100 mL. (Bathiard & Vellut, 2002)

## 7-Coloration par la méthode MIF (Merthiolate-Iode-Formol) :

Elle permet de mieux visualiser certains éléments d'identification : le cytoplasme est coloré en rouge et les structures nucléaires en rouge sombre ou noir. (Nedelec)

Les kystes sont incolores et les formes végétatives, claires (Guillaume, 2007)

- Réalisation : (Nedelec)
  - Réaliser un examen direct classique (une goutte d'eau sur une lame porte objet + un fragment des selles) ou utiliser le culot de centrifugation d'une technique de concentration.
  - Rajouter une goutte de MIF (Merthiolate, Iode, Formol)



### **Analyse Quantitative : Méthode de Mac Master :**

La méthode de Mac Master est une méthode quantitative basée sur le principe de la flottation. Elle consiste à compter les éléments parasitaires présents dans un volume donné de suspension de matières fécales en utilisant une lame spéciale comportant une chambre d'analyses ( lame de Mac Master.) (Bathiard & Vellut, 2002) (Cette technique est utilisée lorsqu'il est souhaitable de compter le nombre d'œufs ou de larves par gramme de fèces. (Taylor, Coop, & Wall, Veterinary Parasitology. Third Edition, 2007))

La lame de Mac Master est composée de deux compartiments contigus séparés par une cloison, chacun d'entre eux ayant un volume de 0,15 mL. Le plafond de chaque compartiment est divisée en 6 cellules de 1,7 mm de largeur (Bathiard & Vellut, 2002)

Certaines espèces, telles que certains ascarides, Strongyloides, Oxyuris, Trichuris et Capillaria, peuvent être facilement reconnues morphologiquement. Cependant, à l'exception des Nematodirus spp, les œufs de trichostrongles communs nécessitent des mesures pour être différenciés. Si cette technique permet de détecter les œufs et les larves de la plupart des nématodes, cestodes et coccidies, elle ne permet pas de mettre en évidence les œufs de trématodes, qui ont une densité spécifique plus élevée. Pour ceux-ci, un fluide de flottation de densité plus élevée, comme une solution saturée de zinc le sulfate doit être utilisé ou une méthode de sédimentation employés. (Taylor, Coop, & Wall, Veterinary Parasitology. Third Edition, 2007)

- Mode opératoire : (Beugnet, Dang, & Polack, 2004)
  - Dilution des fèces au 1/15e dans un liquide de flottation (5g de fèces qsp 75mL de liquide dense).
  - Même technique que pour une méthode de flottation qualitative.

- 0,5mL sont placés dans chaque partie de la cellule de Mac Master.
  - Les œufs viennent se coller sous le verre supérieur, après environ 10 minutes d'attente.
  - Ils sont observés à l'objectif x10 et comptés en suivant les colonnes gravées dans la cellule.
  - Le nombre d'œufs total est comptabilisé dans chaque colonne puis le total des deux groupes de colonnes est effectué : n1 et n2.
  - La moyenne  $(n1+n2)/2$  est calculée puis multipliée par 100 ou, plus conseillé par 50 si l'on compte les deux compartiments : ce qui indique le nombre d'œufs (ou de kystes de protozoaires) par gramme de matières fécales = opg. => Conclusion : OPG = nombre d'œufs dans les deux compartiments x 50 Cette technique est employée pour quantifier les œufs de nématodes et notamment les œufs de strongles, d'ascarides, de Strongyloides westeri, les oocystes d'Eimeria leuckarti et parfois les œufs d'Oxyuris equi.
- afin d'obtenir un résultat statistiquement significatif, il est recommandé de pratiquer plusieurs lectures de lames et d'en effectuer la moyenne.
  - La méthode de Mac Master permet une étude coproscopique quantitative. Elle est assez rapide.
  - La lecture ne peut se faire qu'avec l'objectif x10. Les éléments de très petite taille (Protozoaires) ne pourront donc pas être identifiés et donc comptés. De même, on ne peut pas faire une analyse quantitative des larves. En effet, leur mobilité les entraînent vers le bas de la cellule alors que la mise au point se fait dans la partie supérieure. La lame de Mac Master onéreuse. L'interprétation du comptage est délicate car elle dépend de nombreux paramètres. **(Bathiard & Vellut, 2002)**

## 1.2 La Coproculture :

Méthode coprologique l'incubation et l'évolution, dans une atmosphère favorable, des divers stades parasitaires présents dans les matières fécales en vue de leur identification, de l'obtention de formes capables de poursuivre le cycle des parasites chez des animaux de laboratoire, ou de la préparation de vaccins. Les coprocultures sont utilisés dans le cas de :

- Nématodes Strongyloidea : obtention des larves (L1 et L3).
- Nématodes Ascaroidea : obtention d'œufs larvés.
- Des coccidies .
- Obtention d'ookystes sporulés.

(Euzéby, Grand Dictionnaire Illustré de Parasitologie Médicale et Vétérinaire, 2008)

Les coprocultures sont réalisées avec des fèces étalées en couche mince dans des plateaux, en atmosphère humide (80%) et normalement oxygénée et des températures variables, de 22 à 25 °C, mais aussi à des températures sélectives du développement d'une espèce particulière (critère de diagnose). Le temps d'incubation varie entre 15 à 21 jours mais il doit être plus long dans le cas des *Nématodirus* (jusqu'à 6 semaines).

Les coprocultures des des coccidies et ascarides doivent être effectuées en présence d'antiseptiques destinés à éviter la concurrence vitale des bactéries : formol à 5%, bichromate de potassium à 2%. **(Euzéby, Grand Dictionnaire Illustré de Parasitologie Médicale et Vétérinaire, 2008)**

Les fèces ne doivent pas être mouillées, mais seulement humides. Les larves ne survivent pas bien dans des matières fécales très humides. Si les fèces sont très molles ou liquides, de la mousse de tourbe ou de la vermiculite peuvent être ajoutées pour créer une cohérence. **(Zajac & Conboy, 2011)**

Des Modalités particulières de coproculture sont applicables aux fèces de l'homme et des carnivores :

- Culture sur buvard enveloppant des lames porte-objet disposées dans une boîte de Petri sur une mince couche d'eau et sur lesquelles est déposé le prélèvement : les larves éclosent migrent dans la couche d'eau. Une variante de cette méthode est l'insertion de la lame dans un tube contenant de l'eau, mais sans que soit immergée la culture.
- Culture sur poudre de Charbon : mélange à parties égales de fèces et de poudre de charbon; addition d'eau jusqu'à obtention d'une masse pâteuse; étalement en couche mince dans une boîte de Petri. Les larves formées sont recueillies par l'appareil de Baermann.

(Euzéby, Grand Dictionnaire Illustré de Parasitologie Médicale et Vétérinaire, 2008)

**Tableau 2: Tableau comparatif des principales méthodes diagnostiques (Bathiard & Vellut, 2002)**

	<b>Avantages</b>	<b>Inconvénients</b>
<b>Examen direct</b>	- Simple - Rapide - Très peu coûteux - Pas de déformation des éléments parasitaires	- Sensibilité mauvaise (+/-)
<b>Flottation</b>	- Sensibilité très bonne (++++) -Facile - Rapide - Faible coût	- Déformation des éléments parasitaires - Pas de mise en évidence des œufs lourds pour des solutions de densité <1,3 - Peu adaptée à la recherche de larves.
<b>Sédimentation</b>	- Facile - Faible coût - Absence de déformation - Recherche des œufs lourds possible	- Longue - Sensibilité moyenne (++)

<b>Baermann</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Adaptée à la recherche des larves -</li> <li style="padding-left: 20px;">Sensibilité bonne (+++)</li> <li>- Absence de déformation</li> <li>- Coût limité et assez facile</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Ne s'applique qu'à la recherche des larves vivantes</li> <li style="padding-left: 20px;">- Longue</li> <li>- Travailler obligatoirement avec un prélèvement frais (moins d'une heure)</li> </ul>
<b>Coproculture</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Diagnose des strongles digestifs par espèce</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Longue</li> <li style="padding-left: 20px;">- Diagnose délicate</li> <li>- Travailler obligatoirement à partir d'un prélèvement sans agent de conservation (sauf réfrigération)</li> </ul>
<b>Coloration</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Adaptées à la mise en évidence de <i>Giardia</i> (sensibilité bonne) et de <i>Cryptosporidium</i> (sensibilité faible)</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Nécessite des réactifs spéciaux</li> </ul>

**Tableau 3 : Particularités du prélèvement et de la technique de diagnostic coprologique  
(Bathiard & Vellut, 2002)**

	Particularités de l'élément parasitaire	Particularités du prélèvement	Technique recommandée
<b>Cestodes Nématodes</b>	Densité faible à moyenne	-	Flottation
<b>Trématodes</b>	Densité élevée	Ne pas congeler le prélèvement	- Sédimentation - Flottation en solution dense (Iodo Mercurate ou mélange Sulfate de Zinc- Acétate)
<b>Coccidies</b>	Petite taille (sauf E. leuckarti, Isospora canis, Isospora felis)	Utiliser un prélèvement frais (sporulation possible)	Flottation (solution salée) Objectif x 40 (voire x 100)
<b>Cryptosporidium Parvum</b>	Très petite taille	-	Coloration de ZiehlNeelsen Objectif x 40 (voire x 100)
<b>Giardia spp.</b>	Petite taille Affinité tinctoriale pour l'Iode	Ne pas congeler le prélèvement	Coloration précédée éventuellement d'une flottation (solution de Sulfate de Zinc) Objectif x 40
<b>Larves de Nématodes</b>	Mobilité  Fragilité	Utiliser un prélèvement frais (moins d'une heure)	Baermann
<b>Strongles digestifs</b>	Œufs très similaires	Prélèvement sans agent de conservation (sauf réfrigération)	Coproculture

## 2 Sérologie :

---

La sérologie consiste à mettre en évidence la présence d'un pathogène par le biais des anticorps produits par son hôte. La présence d'anticorps spécifique de ce pathogène atteste que le système immunitaire de l'animal a été en contact avec lui à un moment donné. On dit que l'animal est séropositif dans ce cas, ou séronégatif dans le cas contraire. (VetAgro Sup – Service de Parasitologie)

L'interprétation des résultats sérologique doit tenir compte du test utilisé (ELISA, IFI,...). Il s'agit d'une méthode indirecte dans la mesure où l'on ne met pas en évidence la présence de l'agent recherché, mais la présence et parfois l'intensité d'une réponse immunitaire contre lui. (VetAgro Sup – Service de Parasitologie)

Il existe deux approches fondamentales pour concevoir un test immunologique. Les tests de détection d'antigènes identifient des composés spécifiques associés aux parasites dans le sang, le sérum ou les suspensions fécales qui indiquent la présence de l'organisme chez l'hôte. Les tests de détection d'anticorps montrent également la réponse immunitaire de l'hôte à un parasite par la production d'anticorps spécifiques. Pour obtenir un résultat positif, on suppose que l'animal hôte est immunologiquement compétent pour réagir à l'agent pathogène et qu'une période d'exposition suffisante s'est écoulée pour que l'animal produise des anticorps détectables. (Zajac & Conboy, 2011)

Il existe différents formats de tests pour les tests d'immunodiagnostic. Le test immunoenzymatique (ELISA) est conçu avec une série de puits dans une plaque ou un plateau avec un résultat final indiqué par colorimétrie. Le test immunochromatographique à flux latéral utilise des principes et des réactifs similaires dans un format de cassette, et fonctionne par capillarité avec une série de réactifs qui se déplacent le long d'une membrane, le résultat final étant indiqué par un point ou une ligne colorée sur la membrane.

Ces deux formats de test peuvent être conçus comme des tests de détection d'antigènes ou d'anticorps, et les deux tests ont été développés pour être utilisés avec du sang, du sérum ou des matières fécales. La plupart des tests ELISA sont conçus pour le traitement de lots d'échantillons dans un laboratoire de diagnostic. (Zajac & Conboy, 2011)

Le troisième format couramment utilisé est le test d'anticorps fluorescent indirect (IFA), qui est un test de détection d'anticorps conçu pour être utilisé avec le sérum ou le plasma . Ces tests sont couramment effectués dans le cadre d'un laboratoire de diagnostic, car un microscope composé équipé de filtres barrières appropriés et d'une source de lumière UV est nécessaire pour évaluer le test. D'autres formats de tests immunodiagnostiques moins courants comprennent l'hémagglutination directe ou indirecte (HA ou IHA), les tests de fixation du complément (CF) et les tests Western blot. (Zajac & Conboy, 2011)

**Tableau 4: Place de la sérologie et des recherches directes dans le dépistage de maladies parasitaires (Dr Togni, 2013)**

Maladie	Remarques
<b>Echinococcose</b> <i>Echinococcus granulosus</i> <i>Echinococcus multilocularis</i>	La sérologie est la seule analyse de dépistage. Elle est aussi utile pour le suivi de la guérison : une diminution des taux d'anticorps est signe d'une évolution favorable, tandis qu'une persistance de taux élevés ne permet pas d'exclure ni la présence d'un kyste, ni la récurrence d'un kyste resté inaperçu. Les deux espèces d'échinocoque donnent lieu à des réactions croisées. Par conséquent, des tests complémentaires sont impérativement effectués pour déterminer l'agent causal.
<b>Anguillulose</b> <i>Strongyloides stercoralis</i>	La recherche directe des larves du parasite dans les selles est peu sensible, contrairement à la sérologie. La combinaison des deux approches diagnostiques permet un dépistage des personnes provenant de régions d'endémie, susceptibles de subir un traitement à long terme avec des corticoïdes ou des immunosuppresseurs.
<b>Toxocarose</b> <i>Toxocara canis</i> <i>Toxocara cati</i>	Il s'agit d'un parasite d'animaux, non adapté à l'homme. L'infection évolue vers une impasse parasitaire. La sérologie est la seule analyse de dépistage.
<b>Cysticercose</b> <i>Taenia solium</i>	La cysticercose est une infection, qui affecte principalement le système nerveux central, provoquée par les larves de <i>T. solium</i> . La sérologie est une analyse utile pour le dépistage et, malgré ses très bonnes sensibilités et spécificités, elle doit être interprétée avec l'ensemble des résultats cliniques
<b>Autres parasites uniquement intestinaux</b>	Le diagnostic se fait par méthode directe. La sérologie n'a aucun intérêt diagnostique

### 3 Biologie Moléculaire :

---

Ce type d'analyse détecte la présence ou non de l'ADN d'un agent pathogène dans un échantillon. Ce test nécessite tout d'abord d'extraire l'ADN contenu dans l'échantillon puis de rechercher parmi cet ADN la présence de morceaux d'ADN spécifique de l'agent recherché par une méthode de biologie moléculaire. (VetAgro Sup – Service de Parasitologie)

Les tests de diagnostic moléculaire peuvent être effectués avec de nombreux types d'échantillons, notamment du sang, de l'urine, des tissus, des matières fécales et d'autres liquides organiques, ainsi qu'avec des échantillons environnementaux.

Quelle que soit la matrice de l'échantillon, la première étape d'un protocole consiste à isoler l'acide nucléique (ADN, ARN) à tester. La précision du test dépend de la qualité et de la quantité d'ADN ou d'ARN extraites ainsi que de la présence/absence d'inhibiteurs.

Un test typique utilise cet ADN, ainsi que les amorces, enzymes et nucléotides appropriés, dans une réaction en chaîne par polymérase (PCR) pour amplifier de courtes séquences d'ADN spécifiques qui identifient un gène particulier ou une section d'ADN cible.

Dans certains cas, le test est considéré comme positif si l'amplicon d'ADN de taille appropriée est visualisé par électrophorèse sur gel ou détecté par fluorescence.

Dans d'autres cas, le fragment d'ADN amplifié doit être séquencé pour déterminer les variations de la séquence d'acide nucléique qui sont caractéristiques de diverses mutations génétiques.

Les tests les plus courants détectent une variété d'agents pathogènes viraux ou bactériens dans le sang ou d'autres liquides organiques, tissus ou fèces de l'animal hôte. D'autres tests sont conçus pour détecter des variations génétiques spécifiques ciblées chez l'animal hôte qui sont des marqueurs de maladies ou d'anomalies. Bien que les tests de diagnostic moléculaire expérimentaux soient de plus en plus souvent mentionnés dans la littérature scientifique, peu de tests spécifiques sont disponibles dans le commerce pour détecter les agents pathogènes parasitaires.

À l'heure actuelle, l'utilisation des diagnostics PCR pour les infections parasitaires n'est pas très répandue en raison des difficultés à extraire de l'ADN ou de l'ARN de qualité à partir d'échantillons de tissus, de sang ou de matières fécales pour les tests.

Le diagnostic moléculaire va sans doute se banaliser à mesure que les procédures automatisées d'extraction des acides nucléiques s'amélioreront, facilitant l'utilisation de ces tests. La sensibilité et la spécificité élevées de ces tests les rendent particulièrement intéressants en cas de faible charge parasitaire. (Zajac & Conboy, 2011)

Les infections parasitaires qui peuvent actuellement être détectées à l'aide de méthodes de diagnostic moléculaire aux États-Unis sont : (Zajac & Conboy, 2011)

- *Babesia spp* (Canine)
- *Cryptosporidium spp* (Canine, Féline)
- *Cytauxzoon felis* (Féline)
- *Giardia spp*(Canine, Féline)
- *Hepatozoon americanum* (canine)
- *Leishmania spp.* (canine)
- *Neospora caninum* (Bovins, Canine)
- *Sarcocystis neurona* (Equine)
- *Toxoplasma gondii* (Canine, Féline)
- *Tritrichomonas spp.*(Féline, Bovins)

**Partie**

**Expérimentale**

# 1 Matériels & Méthodes :

---

## 1.1 Objectifs :

A travers cette méta-analyse, notre objectif principal est de recueillir des données sur les différents parasites digestifs des carnivores domestiques rencontrés sur le terrain, dans les perspectives d'adopter une bonne méthode de prévention et d'évaluer le risque zoonotique de ces derniers

Afin de répondre à nos objectifs, notre étude a visé :

- Méthodes de diagnostic utilisées.
- Prévalence des différentes études.
- Les différentes espèces identifiées dans les études et leur impact sur la santé publique.

### 1.1.1 Nature des données :

Les documents utilisés pour la réalisation de cette analyse sont des articles d'études parasitologiques effectuées sur le terrain.

La recherche électronique des documents a été effectuée sur plusieurs moteurs de recherches qui sont :

- PubMed ( <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/> ).
- Science Direct ( <https://www.sciencedirect.com/> ).
- Google Scholar ( <https://scholar.google.fr/> ).
- Google ( <https://www.google.com/> ).

Les mots clés utilisés lors de nos recherches sont :

- Parasitisme intestinal.
- Parasites digestifs.
- Chien.

- Chat.
- Helminthes.
- Protozoaires.
- Carnivores domestiques.
- Zoonoses.
- Coproscopie.
- Coprologie.

Les langues utilisées sont :

- Français.
- Anglais.

L'année des articles sont de dates récentes (depuis l'année 2000) et les travaux ciblés sont les travaux qui s'intéressent à la coprologie.

### **1.1.2 Critères d'inclusion et d'exclusion :**

La 1<sup>ère</sup> sélection a eu lieu à partir du titre et du résumé en prenant en compte les mots clés en lien avec notre sujet {les parasites digestifs des carnivores domestiques/coprologie}.

Ensuite, la sélection s'est basée sur la qualité des documents et des informations qu'ils contiennent.

Les documents inclus dans la méta-analyse doivent répondre aux critères suivants :

- Etre de source bien identifier (référéncié).
- Etre de dates récentes (de 2000 à 2020).
- Etre en relation avec les parasites digestifs des chiens et chats.
- La méthode de diagnostic basé sur la coprologie (techniques coprologiques).
- Des enquêtes avec des études statistiques.

Par contre, les documents exclus de cette analyse sont ceux :

- De source non identifiées
- Utilisant d'autres prélèvements à part les matières fécales.
- Traitant d'autres parasites internes non digestifs

- Traitant seulement l'aspect thérapeutique des parasitoses.

### **1.1.3 Extraction et classification des données :**

Après lecture, les données extraites de chaque étude sont :

- L'espèce animale dont on a effectué le prélèvement.
- La taille de l'échantillon.
- Les méthodes du diagnostic utilisées.
- Prévalence d'infestation parasitaire
- Les espèces des parasites identifiés.
- Les espèces pathogènes pour l'homme et leur prévalence

Les données de chaque document sont reportées dans des tableaux de synthèse. Une homogénéisation des données chiffrées est réalisée par la suite.

## 2 Résultats et discussion :

### 2.1 Documents collectés :

Sur des centaines d'articles retrouvés sur des sites de recherche référencés, 5 travaux ont été retenus pour notre étude. L'intitulé, l'auteur et l'année de chaque publication sont résumés dans le tableau suivant :

**Tableau 5 :** Intitulé des documents sélectionnés pour l'analyse.

N° étude	Titre de l'article	Auteur	Année	Lieux
<u>01</u>	Parasites gastro-intestinaux chez les chiens à Lubumbashi	D.Byakya/B.Lombe/ Y.Madimba/E.Kaluendi	2018	RD Congo
<u>02</u>	Intestinal parasites of dogs on the Galapagos Islands	E.N. Gingrich/A.V. Scorza/E.L.Clifford/ F.J. Olea- Popelka/M.R.Lappin	2010	îles Galápagos (Equateur)
<u>03</u>	Prevalence of Dog Intestinal Parasites and Risk Perception of Zoonotic Infection by Dog Owners in Saõ Paulo State, Brazil	S. Katagiri / T. C. G. Oliveira-Sequeira	2008	Sao Paulo (Brazil)
<u>04</u>	Enquête sur le parasitisme digestif des chiens et des chats de particuliers de la région parisienne	F. BEUGNET/ J. GUILLOT/ B. POLACK et R. CHERMETTE	2000	Paris (France)
<u>05</u>	Enquête sur le parasitisme digestif des chiens dans une zone rurale du Gabon	T.NORMAND/ O.BOURRY/ H.DANG, E.LEROY/ G.BOURDOISEAU/ B.DAVOUST	2006	Gabon

Le tableau 1 montre que la totalité des documents étudiés sont des articles d'études parasitologiques effectuées sur le terrain.

## 2.2 Classification des données :

### 2.2.1 L'espèce des animaux testés :

Dans les 5 articles sélectionnés, la majorité des échantillons testés appartiennent à l'espèce canine 762 contre seulement 34 chats c'est-à-dire 95,7% des chiens et 4,3% de chats.

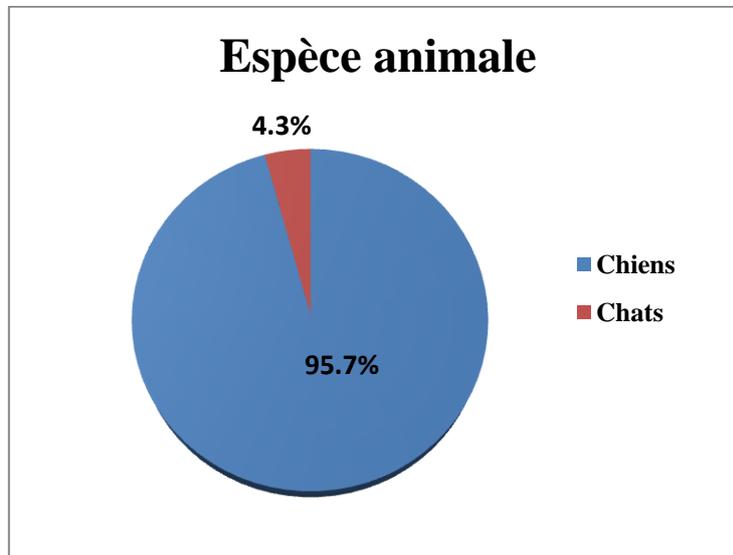


Figure 11 : classification des animaux testés selon l'espece

### 2.2.2 Statut des animaux :

Le statut des animaux concernés est représenté dans la figure 2.

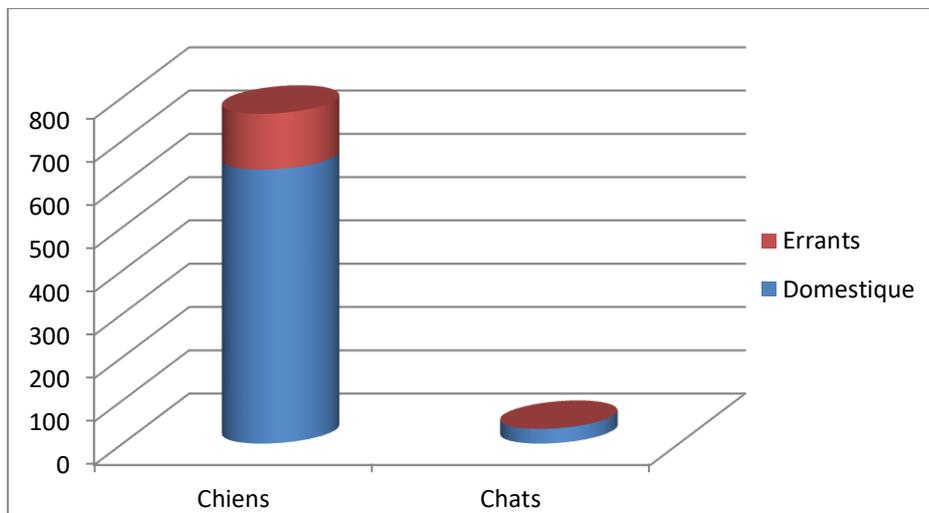
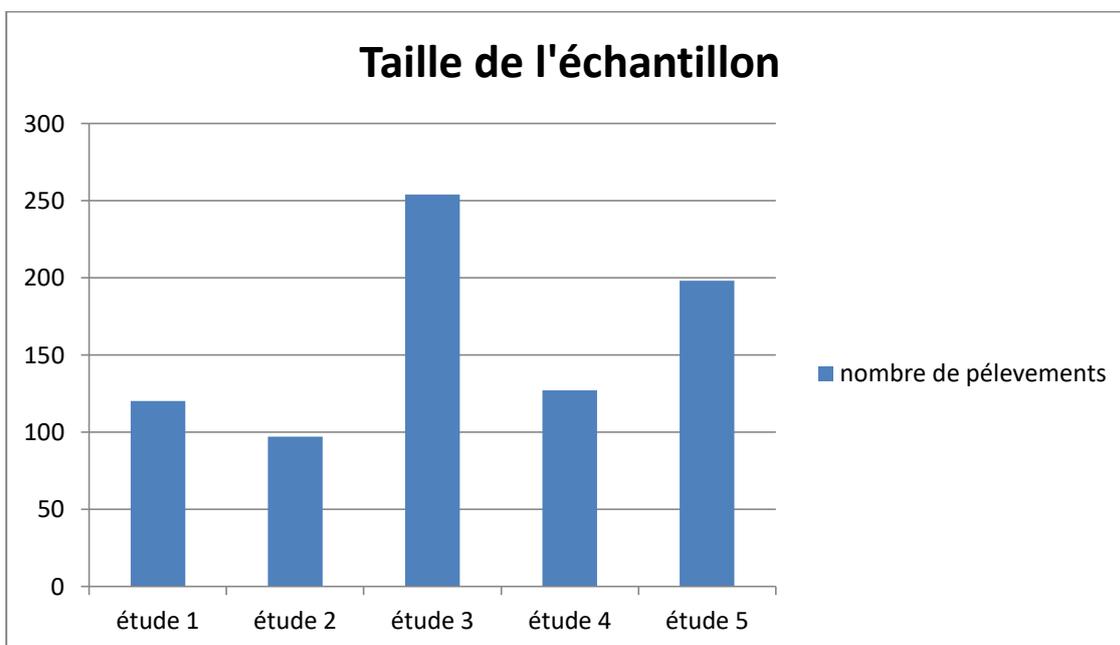


Figure 12: Classification selon leur mode de vie.

La figure 2 nous montre que 83,1% des chiens et 100% des chats sont domestiques, et 16,9% des chiens sont errants.

### 2.2.3 Classification selon la taille de l'échantillon :

La taille des échantillons variée en fonction de l'étude, allant de 98 jusqu'à 254. L'historgramme suivant nous offre la taille d'échantillon pour chaque enquête réalisée.



**Figure 13:** Classification selon la taille de l'échantillon

Selon la figure 3, le nombre de prélèvements varié entre 98 et 254 prélèvements. La taille d'échantillon est conditionnée par plusieurs facteurs, en principe, il faut réaliser un échantillon représentatif de la région d'étude et de la population ciblée.

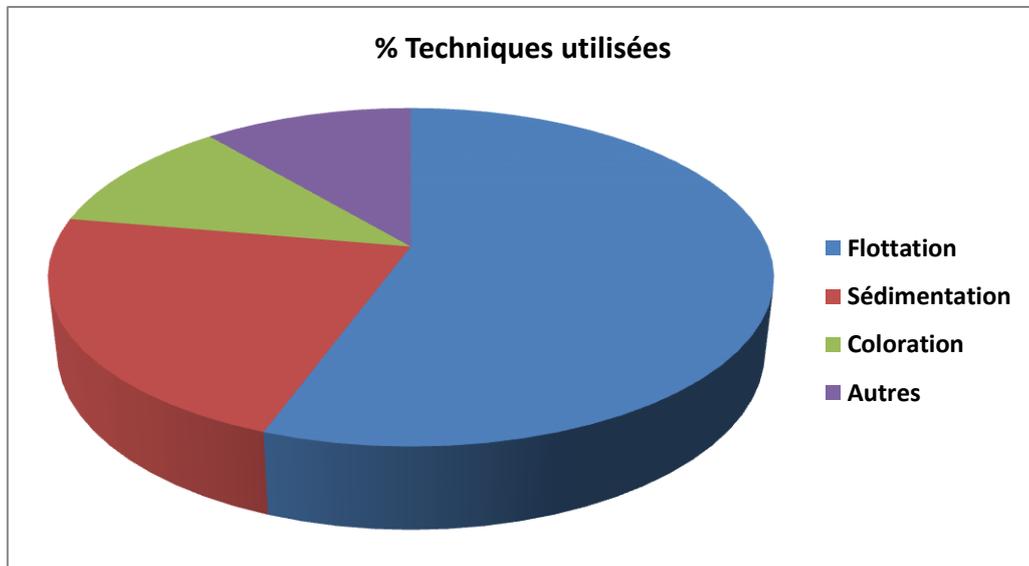
### 2.2.4 Les méthodes de diagnostic utilisées :

Les différentes techniques de diagnostic coprologique utilisées dans les études concernées par la méta-analyse sont représentées dans le tableau et la figure suivants :

**Tableau 6:** Nom des techniques utilisées dans chaque étude parasitologique.

N°	Techniques utilisées
<b>01</b>	1- Coproscopie qualitative=Flottation au saumure (d=1.19 à 20°C).
<b>02</b>	1- Flottation avec du sucre de sheater (d= 1.27). 2- test d'immunofluorecence pour Giardia et Cryptosporidium.
<b>03</b>	1- Technique de sédimentation centrifuge. 2- flottation centrifuge avec du Sulfate de Zinc saturé. 3- Coloration de ziehl neelsen modifié.

<b>04</b>	1- Coproscopie qualitative par Flottation en Sulfate de Magnésium (d=1.28 à 25 °C) 2- Coproscopie qualitative par sédimentation en mélange Ether/Formol (Telemann-Rivas)
<b>05</b>	1- Technique d'enrichissement par flottation ( Iodomercurate de Potassium)

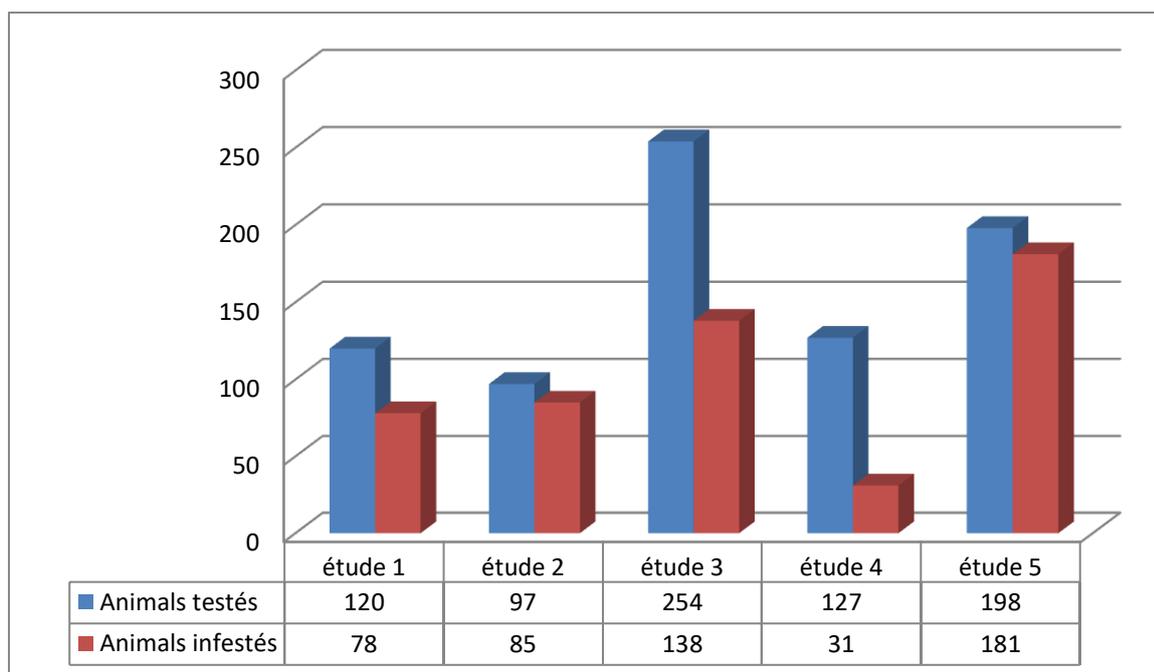


**Figure 14** : Classification selon la méthode de diagnostic utilisée.

Selon la figure 4, on constate que la technique de Diagnostic la plus utilisées est la technique de Flottation avec ses diverses procédures.

### 2.2.5 La prévalence d'infestation parasitaire :

La prévalence d'infestation parasitaire de chaque étude est représentée dans la figure suivante :



**Figure 15:** nombre d'animaux infesté par rapport aux animaux testés.

La figure 5 représente la prévalence des infestations parasitaires de chaque étude. L'analyse révèle que dans l'étude 1 on a une prévalence de **65%**, dans l'étude (2) **87.5%**, dans l'étude (3) **54.7%**, dans l'étude (4) **25.8%** chez les chiens et **20.6%** chez les chats, et dans l'étude 5 on a une prévalence de **91.4%**. La prévalence est variée par plusieurs facteurs de risque.

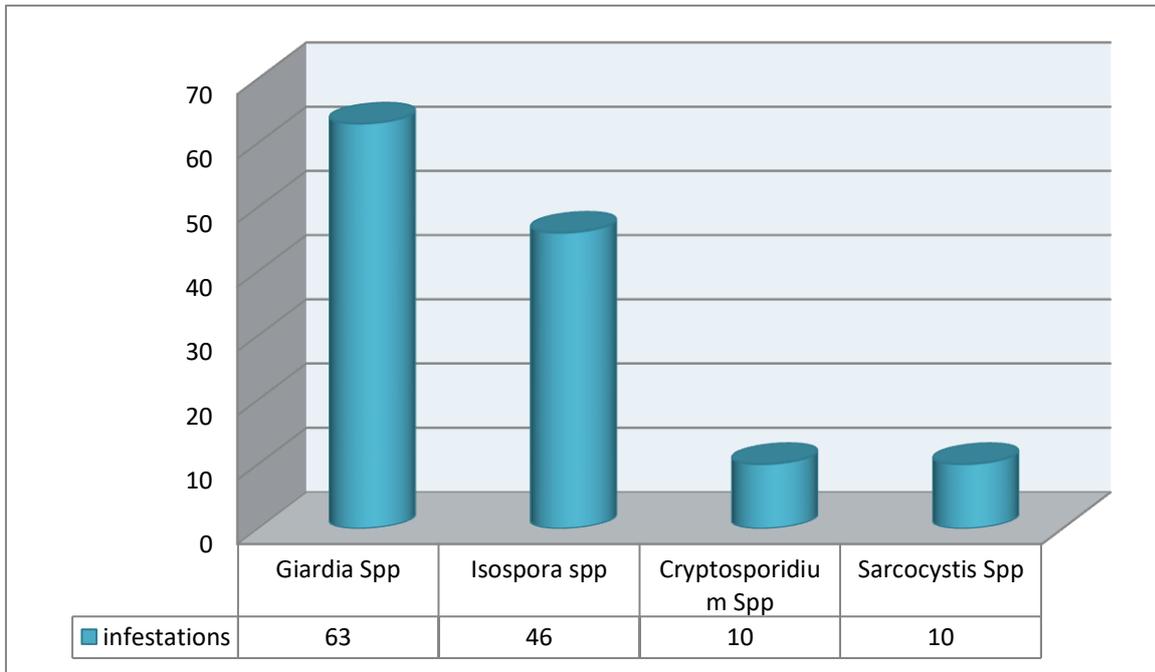
### 2.2.6 Les espèces de parasites identifiées :

Les espèces identifiées par la coprologie dans les différents articles sont récapitulées dans le tableau 3 et la figure 6.

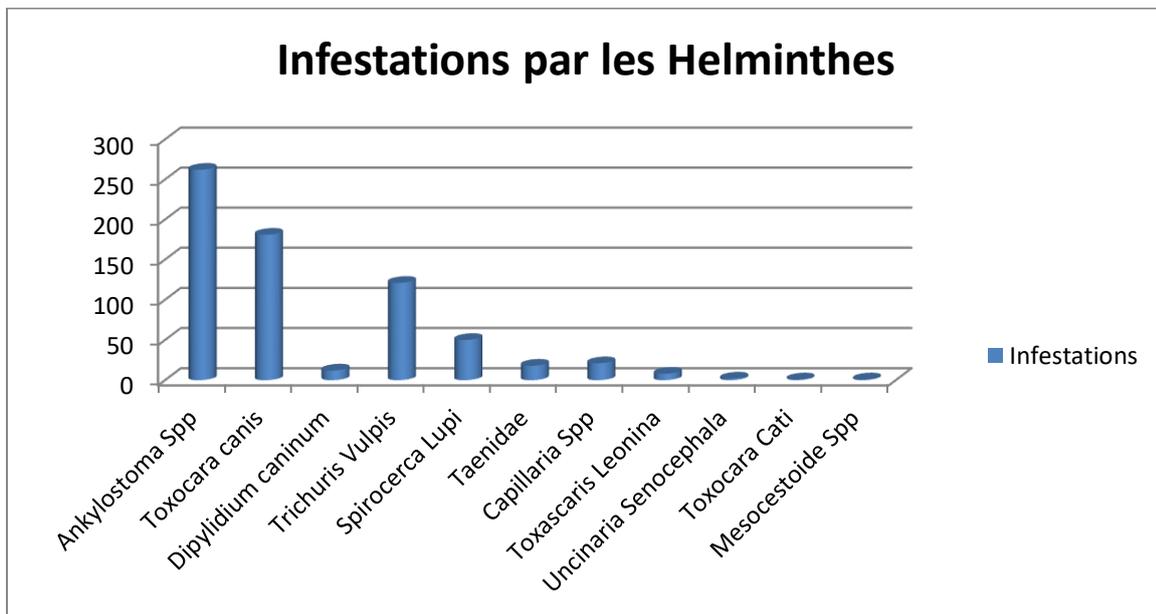
**Tableau 7:** Espèces de parasites identifiés

N° de l'étude	Protozoaires	Helminthes
01	4 chiens= <i>Isospora Canis</i> (3.3%)	74 chiens (61.7%)= <i>Ankylostoma spp</i> – <i>Dypilidium Caninum</i> – <i>Toxocara Canis</i> – <i>Toxocaris Leonina</i>
02	5 chiens= <i>Giardia Spp</i> (5.1%) 4 chiens= <i>Isospora Canis</i> (4.1%). 3 chiens= <i>Sarcocystis Canis</i> (3.1%)	56 chiens = <i>Ankylostoma Caninum</i> (57.7%) 16 chiens= <i>Toxocara Canis</i> (16.5%)

	1 chien= <b><i>Cryptosporidium Spp</i></b> (1%)	
03	43 chiens= <b><i>Giardia spp</i></b> (16.9%) 9 chiens = <b><i>Iso spora Spp</i></b> (3.5%) 8 chiens= <b><i>Cryptosporidium Spp</i></b> (3.1%) 7 chiens = <b><i>Sarcocystis Spp</i></b> (2.7%)	96 chiens= <b><i>Ancylostoma Spp</i></b> (37.8%) 22 chiens= <b><i>Toxocara Canis</i></b> (8.7%) 18 chiens = <b><i>Trichuris Vulpis</i></b> (7.1%) 6 chiens = <b><i>Dipylidium Caninum</i></b> (2.3%)
04	3 chats+12 chiens= <b><i>Giardia Duodenalis.</i></b> 1 chat+8 chiens= <b><i>Iso spora Spp</i></b> 1 chat = <b><i>Cryptosporidium Spp</i></b>	5 chiens= <b><i>Toxocara Canis</i></b> 5 chiens= <b><i>Trichuris Vulpis</i></b> 2chiens= <b><i>Uncinaria Stenocephala</i></b> 1 Chat= <b><i>Toxocara Cati</i></b> 1 Chat= <b><i>Taenia Teniaformis</i></b>
05	20 chiens= <b><i>Iso spora Spp</i></b> (10.1%)	116chiens= <b><i>Toxocara Canis</i></b> (59%) 98 chiens = <b><i>Tricuris Vulpis</i></b> (49%) 69 chiens = <b><i>Ankylostoma</i></b> (35%) 50 chiens = <b><i>Spirocerc a Lupi</i></b> (25.2%) 21 chiens = <b><i>Capillaria Spp</i></b> (10%) 17 chiens = <b><i>Taenidae</i></b> (9%) 3 chiens = <b><i>Dipylidium Caninum</i></b> (2%) 1 chiens = <b><i>Mesocestoides Spp</i></b> (0.5%)



**Figure 16:** les protozoaires identifiés à travers les diagnostics

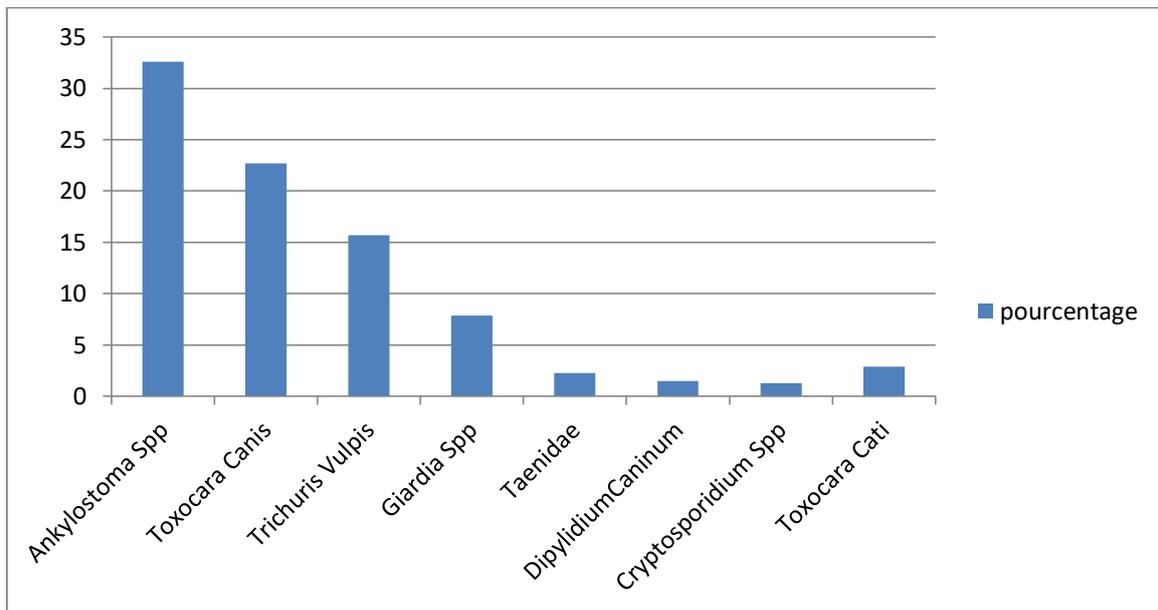


**Figure 17:** les Parasites helminthes identifiés.

D'après le tableau 3, la figure 16 et la figure 17, les parasites les plus rencontrés dans ces études sont Ankylostoma Spp, Toxocara Canis, Trichuris Vulpis, Giardia Spp et Isospora Spp.

### 2.2.7 Les espèces pathogènes pour l'homme et leur prévalence :

Les espèces parasites à caractères zoonotique ainsi que leur prévalence chez les carnivores domestiques des études analysées sont dans la figure qui suit :



**Figure 18:** prévalence des infestations parasitaires pathogènes pour l'homme.

La figure 18 montre que seule l'espèce *Ankylostoma Spp.* et *Toxocara canis* qui présentent une prévalence susceptible de constituer un danger pour la santé publique.

## 2.3 Discussion :

On a vu que la taille de l'échantillon variait entre 98 et 254 prélèvements qui est représentatif de la région étudiée. Un échantillon est dit représentatif d'une population, lorsque à partir de lui, on peut décrire cette population, non seulement dans sa globalité, mais aussi dans sa diversité (Chaque individu de la population mère a une probabilité non nulle de figurer dans l'échantillon) (BÉNET, SANAA, DUFOUR, & TOMA, 1993). Elle est influencée par plusieurs facteurs : le degré de confiance avec lequel on souhaite pouvoir dire qu'un changement observé ou l'existence de maladies, n'aurait pas eu lieu par hasard (niveau de signification statistique), degré de confiance avec lequel on souhaite pouvoir dire qu'un changement effectif ou une différence effective pourra être détecté (puissance statistique). **(Magnani, 2001)**

La technique de diagnostic la plus utilisée est la méthode de flottation par rapport aux autres méthodes grâce à ses plusieurs avantages, notamment : la simplicité de la technique, matériel rudimentaire et possibilité d'examen en série. **(Association Vétérinaire Equine Française)**. Aussi L'utilisation de la méthode de flottation se justifie par le fait que cette technique a une bonne sensibilité, comparable à celle des méthodes par sédimentation. Par ailleurs, cette méthode permet de mettre en évidence de petits œufs, légers, majoritaires, contrairement aux méthodes de sédimentation. **(NORMAND, BOURRY, DANG, LEROY, BOURDOISEAU, & DAVOUST, 2006)**

Les parasites les plus identifiés sont *Ankylostoma Spp*, *Toxocara Canis*, *Trichuris Vulpis*, *Giardia Spp* et *Iso spora Spp*. La prévalence élevée des infestations dans la majorité des études. Ces résultats est influencé par plusieurs facteurs de risque, on cite : les caractéristiques de l'animal et son état de santé, son alimentation, son mode de vie et l'environnement. De plus, Les œufs d'ascaris, d'ankylostomes, de *Trichuris spp.* sont facilement reconnaissables au microscope. (ESCCAP, 2013)

Les parasites à aspect zoonotique susceptible d'être un danger pour la santé publique sont *Ankylostoma spp* et *toxocara Canis*. En effet, ils sont des parasites très prolifiques et la présence d'un petit nombre d'adultes peut conduire à une contamination massive de l'environnement par des éléments parasitaires. (Escap, 2007).

### 3 Conclusion et recommandations :

---

#### 3.1 Conclusion :

Les parasites digestifs des carnivores domestiques constituent un problème de Santé Publique vu leur pouvoir pathogène zoonotique et leur prévalence dans notre analyse. Ce problème est favorisé par plusieurs facteurs et conditions qui concerne l'animal, les conditions géophysiques et l'être humain.

Notre analyse révèle que les chiens et les chats, qu'ils soient domestiques ou errants, sont les principaux réservoirs de nombreuses maladies zoonotiques et jouent un rôle important dans la santé publique. Parmi ces agents pathogènes, on retrouve souvent *Akylostoma Spp*, *Toxocara canis*, *Trichuris Vulpis* et *Giardia Spp* qui sont les parasites les plus diagnostiqués dans ces études.

La prévalence de ces infestations parasitaires est aussi très élevée sur la majorité des études (supérieur à 50%), ce qui nous laisse constater la gravité de la situation. Ce taux élevé est dû à plusieurs causes et facteurs, parmi ces facteurs : les caractéristiques de l'animal (l'âge, l'état de santé...), leur mode de vie, leur lieu de vie, leur alimentation (ingestion de viande crue ou chasse libre), la négligence des soins vétérinaires par les propriétaires (la vermifugation), et aussi aux conditions d'hygiène personnelles, et générale des individus. Ces infestations parasitaires chez les humains, se contractent en générale par voie orale soit directement par des mains sales ou soit indirectement par des aliments ou eaux souillés.

Par conséquent, des mesures préventives sérieuses et continues doivent être prises en considération en raison de cette austère situation.

#### 3.2 Recommandations :

Dans le souci de réduire la morbidité des infestations parasitaires des carnivores domestiques et de promouvoir la santé de la population, nous recommandons que les mesures adéquates de prévention de l'animal, l'environnement et de la population soient renforcés, notamment :

**Aux propriétaires de chiens et chats**, d'être informés des risques pour la santé qui vont de pair avec une infestation parasitaire, non seulement pour l'animal lui-même, mais aussi pour les personnes qui vivent dans son entourage, de prévenir les infestations parasitaires des animaux par la mise en place de programmes de vermifugation et de contrôles réguliers, d'entamer un contrôle strict de l'alimentation des animaux de compagnie (Les chiens et les chats ne doivent pas être nourris avec des aliments crus (viande, abats, chair de poisson), **de proscrire**, dans la mesure du possible, l'accès à des rongeurs ou à des carcasses, ramasser/éliminer les excréments des animaux régulièrement afin de réduire la contamination environnementale par des éléments parasites, respecter les règles hygiène vis-à-vis des animaux (se laver régulièrement les mains, ne pas dormir avec son chien ou son chat...) et comprendre et faire connaître les risques liés aux infestations parasitaires ainsi que les mesures de contrôle efficaces.

**Aux personnels des cabinets et cliniques vétérinaires**, doivent être informés des risques pour la santé qui vont de pair avec une infestation parasitaire, non seulement pour l'animal lui-même, mais aussi pour les personnes qui vivent dans son entourage, Des brochures d'information doivent être mises à disposition des propriétaires d'animaux et du personnel des cliniques vétérinaires. Ces brochures permettent de décrire les manifestations cliniques des zoonoses parasites et de mettre en valeur les mesures de prévention (dont la vermifugation régulière des chiens et des chats), Les personnes en contact avec des animaux susceptibles de transmettre des agents de zoonose doivent être averties des risques, et prendre conscience que les dangers pour la santé augmentent lors d'une grossesse ou plus généralement lorsque les défenses immunitaires sont affaiblies.

**A la population**, de respecter une hygiène rigoureuse en s'imprégnant des prescriptions élémentaires d'hygiène, notamment : le lavage des mains avant de manger, laver les fruits et autres aliments crus avant toute consommation, assainir le milieu pour lutter contre certains vecteurs, encourager le port des souliers.

## Bibliographie

---

- Bastos, B. F., De Almeida, F. M., & Brener, B. (2019). What is known about *Tritrichomonas foetus* infection in cats? *Brazilian Journal of Veterinary Parasitology*, *28*(1), 1-11.
- Bathiard, T., & Vellut, F. (2002, septembre 04). *coproscopie parasitaire*. Consulté le Janvier 07, 2020, sur Ecole nationale vétérinaire de Lyon : <http://alizarine.vetagro-sup.fr/copro-parasite/>
- Bowman, D. D., Hendrix, C. M., Lindsay, D. S., & Barr, S. C. (2002). *FELINE CLINICAL PARASITOLOGY*. Ames; Iowa : Iowa State University Press/A Blackwell Science Company.
- Car, S., Croton, C., & Haworth, M. (2019). Pseudohypoadrenocorticism in a Siberian Husky with *Trichuris vulpis* Infection. *Case Reports in Veterinary Medicine*, *5*.
- FONTBONNE, A., SARRAZIN, C., & POLACK, B. (2010). NEOSPOROSIS IN DOGS : CONSEQUENCES ON REPRODUCTION ? *Bulletin Académie Vétérinaire France*, *163*(2), 173-178.
- Hackworth, C. E., Eshar, D., Lindemann, D. M., & Dryden, M. W. (2015). CLINICAL CHALLENGE. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, *46*(3), 657-659.
- Itoh, N., Tanaka, H., Iijima, Y., Kameshima, S., & Kimura, Y. (2019, Avril 30). Molecular Prevalence of *Cryptosporidium* spp. in Breeding Kennel Dogs. *The Korean Journal of Parasitology*, *57*(2), 197-200.
- McKenna, B. P., & Charlestont, W. A. (1983). *Sarcocystis* spp. infections in naturally infected cats and dogs: levels of sporocyst production and the influence of host, environmental and seasonal factors on the prevalence of infection. *NEW ZEALAND VETERINARY JOURNAL*, *31*(4), 49-52.
- Ortega-Pierres, G., Cacciò, S. M., Fayer, R., Mank, T. G., Smith, H. V., & Thompson, A. R. (2009). *Giardia and Cryptosporidium from molecules to disease*. Preston; UK: CAB International.
- Saari, S., Näreaho, A., & Nikander, S. (2019). *Canine Parasites and parasitic diseases*. India: Elsevier.
- A.CONSTANTIN, & P.D'AUTHEVILLE. (1976). *le chien et ses maladies*. PARIS: MALOINE S.A éditeur.

- Aspinall, V. (2004). *Anatomy and Physiology of the Dog and Cat 8. The Digestive System. Veterinary Nursing Journal, 19(3), 94-99.*
- AVEF. (2014, Novembre 16). *TECHNIQUES DE COPROSCOPIE*. Consulté le Février 07, 2020, sur AVEF: <https://www.avef.fr/index.php/documents-a-telecharger/commissions/therapeutique/312-techniques-de-coproscopie/file>
- Ballweber, L. R. (2001). *Veterinary Parasitology (Practical veterinarian)*. Butterworth–Heinemann.
- Bathiard, T., & Vellut, F. (2002, Septembre 04). *COPROSCOPIE PARASITAIRE*. Consulté le Février 07, 2020, sur VetAgro Sup. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon: <http://alizarine.vetagro-sup.fr/copro-parasite/>
- Bernigaud, C., Botterel, F., Briand, A., & Guillot, J. (2019). Guide recommandations pour la prévention des zoonoses parasitaires et maladies communes à l'Homme et à l'animal. *Journal de pédiatrie et de puériculture*.
- Beugnet, F., & Halos, L. (2015). *Parasitoses & vector borne diseases of cats*. Lyon: Merial.
- Beugnet, F., Dang, H., & Polack, B. (2004). *Atlas de Coproscopie*. Clichy: Edition Kalianxis.
- Beugnet, F., Labuschagne, M., Crafford, D., & Fourie, J. (2018). Analysis of *Dipylidium caninum* tapeworms from dogs and cats,. *Parasite, 25,31*.
- Budras, K.-D., McCarthy, P. H., Horowitz, A., & Berg, R. (2007). *Anatomy of Dog* (éd. 5). Hannover, Allemagne: Schlütersche Verlagsgesellschaft mbH & Co.
- BUSSIÉRAS, J., & CHERMETTE, R. (1991). *Abrégé de parasitologie vétérinaire.Fascicule I : Parasitologie générale*. Ecole Nationale vétérinaire d'Alfort- Service de parasitologie-.
- CAPC VET. (2016, 10 1). *the Companion Animal Parasite Council*. Consulté le janvier 11, 2020, sur CAPC: <https://capcvet.org/guidelines>
- Cerda, J. R., Buttke, D. E., & Ballweber, L. R. (2018, Février). *Echinococcus spp. Tapeworms. Emerging Infectious Diseases Vol.24, pp. 230-235.*
- Chhabra, M. B., & Samantaray, S. (2013). Sarcocystis and sarcocystosis in India: status and emerging Perspectives. *Journal of parasitic diseases, 37(1), 1-10.*
- Dąbrowska, J., Karamon, J., Kochanowski, M., Sroka, J., Zdybel, J., & Cencek, T. (2019). *Trichostrongylus axei* as a causative agent of trichostrongylosis in different animal hosts. *Journal of Veterinary Research, 63, 533-541.*
- DAMIEN.R. (2017, septembre 28). *Le système digestif des animaux*. Consulté le decembre 16, 2019, sur [www.medicoloblog.wordpress.com](http://www.medicoloblog.wordpress.com):

<https://medicoloblog.wordpress.com/2017/09/28/le-systeme-digestif-des-animaux/>

Dhaliwal, B. B., & Juyal, P. D. (2013). *Parasitic Zoonosis*. India: Springer .

DPDx - Laboratory Identification of Parasites of Public Health Concern. (2019, Septembre 23). *Mesocestoidiasis*. Récupéré sur center for disease control and prevention : <https://www.cdc.gov/dpdx/mesocestoidiasis/index.html>

Dr Togni, G. (2013, 05). Les serologies parasitaires Quand les prescrire et comment les interpréter ? (Unilabs, Éd.) *Informations Scientifiques*.

Dubey, J. p., Schares, G., & Ortega-Mora, L. M. (2007). Epidemiology and Control of Neosporosis and Neospora caninum. *Clinical Microbiology Reviews*, 20(2), 323-367.

Einarsson, E., Ma'ayeh, S., & Svärd, S. G. (2016). An up-date on Giardia and giardiasis. *Current Opinion in Microbiology*, 34, 47-52.

El-Seify, M., Aggour, M., Marey, N., & Sultan , K. (2017). Gastrointestinal helminths of stray cats in Alexandria, Egypt: A fecal examination survey study. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*, 104-106.

ESCCAP. (2013, mars). *européen scientific counsel companion animal parasites*. Consulté le janvier 12, 2020, sur ESCCAP.EU: [https://www.esccap.eu/uploads/docs/xvqxiahd\\_2013\\_ESCCAP\\_FR\\_RL6\\_Maart2013.pdf](https://www.esccap.eu/uploads/docs/xvqxiahd_2013_ESCCAP_FR_RL6_Maart2013.pdf)

ESCCAP. (2013, mars). *Protozoaires parasites digestifs du chien et du chat*. Consulté le decembre 29, 2019, sur European Scientific Counsel Companion Animal Parasites: [https://www.esccap.org/uploads/docs/6r7ccxrl\\_ESCCAP\\_\\_Protozoa\\_French\\_adaptation\\_definitive\\_version\\_27\\_March\\_2013.pdf](https://www.esccap.org/uploads/docs/6r7ccxrl_ESCCAP__Protozoa_French_adaptation_definitive_version_27_March_2013.pdf)

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

ESCCAP. (2015, FEVRIER). *Lutte contre les vers (helminthes) chez les chiens et les chats*. Consulté le JANVIER 2020, sur ESCCAP Suisse: [https://www.esccap.ch/demo/wp-content/uploads/2019/01/ESCCAP-CH\\_GL-Endo-rev\\_f\\_def\\_140415-2\\_cut.pdf](https://www.esccap.ch/demo/wp-content/uploads/2019/01/ESCCAP-CH_GL-Endo-rev_f_def_140415-2_cut.pdf)

ESCCAP. (2016). *LES ankylostomes*. Consulté le Janvier 10, 2020, sur ESCCAP: <https://www.esccap.eu/page/ML1+La+lutte+contre+les+vers+du+chien+et+du+chat/44/>

ESCCAP. (2016). *ML1: La lutte contre les vers du chien et du chat*. Consulté le Janvier 10, 2020, sur European Scientific Council Companion Animal parasites:

<https://www.esccap.eu/page/ML1+La+lutte+contre+les+vers+du+chien+et+du+chat/44/>

ESCCAP. (2016). *Trichure Trichuris Vulpis*. Consulté le Janvier 10, 2020, sur Esccap: [https://www.esccap.eu/uploads/docs/mvg2ks5z\\_1.5\\_Trichure\\_Trichuris\\_vulpis.pdf](https://www.esccap.eu/uploads/docs/mvg2ks5z_1.5_Trichure_Trichuris_vulpis.pdf)

ESCCAP. (2016). *Ver plat du chien (Dipylidium Caninum)*. Consulté le janvier 10, 2020, sur European Scientific Counsel Companion animal parasites: [https://www.esccap.eu/uploads/docs/827rq4u1\\_1.7\\_Ver\\_plat\\_du\\_chien\\_Dipylidium\\_caninum.pdf](https://www.esccap.eu/uploads/docs/827rq4u1_1.7_Ver_plat_du_chien_Dipylidium_caninum.pdf)

ESCCAP. (s.d.). *Dipylidium et Ténias*. Consulté le janvier 12, 2020, sur European Scientific Counsel Companion Animal Parasites: <https://www.esccap.fr/vers-parasites-chien-chat/dipylidium-tenias-chien-chat.html>

Euzéby, J. (1981). *Diagnostic expérimental des helminthoses animales. Travaux pratiques d'helminthologie vétérinaire. Tome I*. Paris: Informations Techniques des Services Vétérinaires.

Euzéby, J. (2008). *Grand Dictionnaire Illustré de Parasitologie Médicale et Vétérinaire*. Paris: Lavoisier.

Fayer, R. (2004, Octobre). Sarcocystis spp. in Human Infections. *CLINICAL MICROBIOLOGY REVIEWS*, 17(4), 894-902.

Freiche, V., & Hernandez, J. (2010). *Gastro-entérologie canine et féline. De la clinique à la thérapeutique*. Issy-les-Moulineaux: Elsevier Masson.

G, B., S, R., L, M., M, S., L, C., C, M., et al. (2015). A waterborn zoonotic helminthiasis in an Italian diver: a case report of a cutaneous Sparganum infection and a review of European cases. *Pathogens and Global*, 109(8), 383-386.

Garcia-Agudo, L., Garcia-Martos, P., & Rodriguez-Iglesias, M. (2014). Dipylidium caninum infection in an infant: a rare case report and literature review. *Asian Pac. J. Trop. biomed*, S565-S567.

Gharekhani, J., & Yakhchali, M. (2019, Octobre 12). Risk factors associated to Toxoplasma gondii infection in dairy farms in Hamedan suburb, Iran. *J Parasit Dis*, 44(1), pp. 116-121.

Gondim, L. F. (2006, juin). Neospora caninum in wildlife. *Trends in Parasitology*, 22(6), 247-252.

Gondim, L. F., Soares, R. M., Osaki, S. C., Snak, A., Grillo, L. R., Fernandes, N. L., et al. (2018). Hammondia sp. oocysts shed by a Brazilian fox (Lycalopex vetulus) differ

- from *Hammondia heydorni* and *Hammondia triffittae*. *Parasitology Research*, **117**(7), 2299-2304.
- Greaves, D., Coggle, S., Pollard, C., Aliyu, S. H., & E.M, M. (2013, Juillet 30). Strongyloides stercoralis infection. *BMJ*.
- Griffiths, H. J. (1978). *a handbook of veterinary parasitology: domestic animals of north America*. Minnesota: the University of Minnesota.
- Gui, B.-Z., Lv, Q.-Y., Ge, M., Li, R.-C., Zhu, X.-Q., & Liu, G.-H. (2019). First report of *Neospora caninum* infection in pigs in China. *Transboundary and Emerging Diseases*.
- Guillaume, V. (2007). *Parasitologie. auto-évaluation manipulations*. Bruxelles: De Boeck.
- GUYOT, K., SARFATI, C., & DEROUIN, F. (2012, janvier). Actualités sur l'épidémiologie et le diagnostic de la cryptosporidiose. *feuilles de Biologie*, **III**(304).
- Hoberg, E. P. (2002). Taenia tapeworms: their biology, evolution and socioeconomic significance. *Microbes and Infection*, **4**(8), 859-866.
- Hogan, C., & Schwenk, H. (2019). Dipylidium caninum Infection. *The new england journal of medicine*.
- Karanis, P., & Aldeyarbi, H. M. (2011). Evolution of Cryptosporidium in vitro culture. *International Journal for Parasitology*, 1231-1242.
- Kochanowsky, J. A., & Koshy, A. A. (2018, Juillet 23). Toxoplasma gondii. *Current Biology*, **28**(14), pp. R770-R771.
- Lappin, M. R. (2010). Update on the Diagnosis and Management of Isospora spp Infections in Dogs and Cats. *Topics in Companion Animal Medicine*, **25**(3), 133-135.
- LAURENCE.D. (n.d). *Anatomie de l'appareil digestif du chat et chien*. Consulté le decembre 15, 2019, sur [www.catedog.com](http://www.catedog.com): <https://catedog.com/chat/03-sante-chat/00-anatomie-du-chat/anatomie-digestive-estomac-intestin-foie-chat/>
- Macpherson, C. N., Gottstein, B., & Geerts, S. (2000). Parasitic food-borne and water-borne zoonoses. *Revue Scientifique Et Technique De L Office International Des Epizooties*, **19**(1), 240-258.
- Macpherson, C. N., Meslin, F.-X., & Wandeler, A. I. (2013). *Dogs, Zoonoses and Public Health. 2nd edition*. Pondicherry, India: CAB International.
- Merial. (2014, juin). *Infestation par Dipylidium caninum, le téniasis félin à Dipylidium*. Consulté le fevrier 2020, sur [eleveurs félin : http://eleveursfelins.merial.com](http://eleveursfelins.merial.com)

- Monvet, I. G. (2016). *trichuris*. Récupéré sur Monvet: <https://monvet.com/fr/fiche-informative/777/trichuris#undefined>
- Nedelec, A. (s.d.). *Parasitologie-Mycologie*. Consulté le Février 07, 2020, sur MémoBio: [http://www.memobio.fr/html/para/pa\\_acc.html](http://www.memobio.fr/html/para/pa_acc.html)
- Overgaauw, P., & Van Knapen, F. (2013). Veterinary and public health aspects of *Toxocara* spp. *Veterinary parasitology*, 398-403 .
- R, R., & T, W. (2014, Avril). *Diphyllobothrium latum*. *Revista chilena de infectología*, 31(2), 211-212.
- Rassouli, M., Ahmadpanahi, J., & Alvandi, A. (2014). Prevalence of *Sarcocystis* spp. and *Hammondia* spp. microcysts in esophagus tissue of sheep and cattle, emphasized on their morphological differences. *Parasitology Research*, 113(10), 3801-3805.
- Rattez, D. E. (2013, Novembre 01). *La coproscopie chez le Chien et le Chat*. Consulté le Février 07, 2020, sur Centre Hospitalier Vétérinaire des Cordeliers: <https://www.chvcordeliers.com/coproscopie-chien-chat-2/>
- Raza , A., Rand, J., Qamar, A., Jabbar, A., & Kopp, S. (2018). Gastrointestinal Parasites in Shelter Dogs: Occurrence, Pathology, Treatment and Risk to Shelter Workers. *Animals*, 8(7), 1-23.
- Robbe, D., Passarelli, A., Gloria, A., Cesare, A. D., Capelli, G., Iorio, R., et al. (2016). *Neospora caninum* seropositivity and reproductive risk factors in dogs. *Experimental Parasitology*, 31-35.
- Slideshare . (2012, septembre 25). *Difference between digestive tract of herbivores vs carnivores* . Consulté le decembre 16, 2019, sur [www.fr.slideshare.net](http://www.fr.slideshare.net): <https://fr.slideshare.net/bublyatif/difference-between-digestive-tract-of-herbivores-vs-carnivores>
- SLOSS, W. M., KEMP, R. L., & ZAJAC, A. M. (1994). *Veterinary clinical parasitology*. 6th Edition. Ames: Iowa state university press .
- 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.
- Sturtz, R., & Asprea, L. (2012). *Anatomy and Physiology for Veterinary Technicians and Nurses. A Clinical Approach*. Ames: Wiley-Blackwell.
- Taylor, M. A., Coop, R. L., & Wall, R. L. (2007). *Veterinary Parasitology*. Thied Edition. Oxford: Blackwell Publishing.

- Taylor, M. A., Coop, R. L., & Wall, R. L. (2007). *Veterinary Parasitology. Third Edition*. Blackwell Publishing.
- Traversa, D. (2011). Are we paying too much attention to cardio-pulmonary nematodes and neglecting old-fashioned worms like *Trichuris vulpis*? *Parasites & Vectors*, 4(1).
- TRIKI-YAMANI, R. R., & BACHIR-PACHA, M. (2016). *PRINCIPALES PARASITOSSES ANIMALES*. OFFICE DES PUBLICATIONS UNIVERSITAIRES.
- VetAgro Sup – Service de Parasitologie. (s.d.). *Principales méthodes utilisées au laboratoire d'analyses*. Consulté le Février 07, 2020, sur VetAgro Sup: <http://www.vetagro-sup.fr/recherche-expertise/laboratoires-analyse/parasitologie/>
- Villeneuve, A. (2013, Décembre). *Fiche parasitaire chat*. Consulté le Janvier 12, 2020, sur Faculté de Médecine Vétérinaire de l'Université de Montréal: <https://www.medvet.umontreal.ca/servicediagnostic/parasitologie/PDF/Parasites%20du%20chat.pdf>
- Villeneuve, A. (2014, décembre). *Les parasites Du chien*. Consulté le janvier 10, 2020, sur Medvet De l'université de montreal: <https://www.medvet.umontreal.ca/servicediagnostic/parasitologie/PDF/Parasites%20du%20chien.pdf>
- Von GRAEVENITZ, A., BAUERFEIND, R., SCHWARZ, T., SCHIEFER, H. G., KIMMIG, P., SLENCZKA, W., et al. (2016). *Zoonoses Infectious Diseases Transmissible Between Animals and Humans Fourth edition*. Washington, DC: Asm press.
- Washington State University College of Veterinary Medicine. (s.d.). *Digestive System of the Dog*. Consulté le mars 20, 2020, sur Washington State University College of Veterinary Medicine: <https://www.vetmed.wsu.edu/outreach/Pet-Health-Topics/categories/cat-and-dog-anatomy/digestive-system-of-the-dog>
- Wéry, M. (1995). *Protozoologie Médicale*. bruxelles : De Boeck & Larcier S.A.
- Yao, C., & Köster, L. S. (2015). *Tritrichomonas foetus* infection, a cause of chronic diarrhea in the domestic cat. *Veterinary Research*, 46(1).
- Youn, H. (2009). Review of Zoonotic Parasites in Medical and Veterinary Fields in the Republic of Korea. *The Korean Journal of Parasitology*.
- Zajac, A. M., & Conboy, G. A. (2011). *Veterinary Clinical Parasitology 8th edition*. Chichester: Wiley-Blackwell.