



025THV-2

République Algérienne Démocra

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

Université Saad DAHLEB, BLIDA

Faculté des sciences Agro -Vétérinaires et Biologie  
Département des sciences vétérinaires

**MÉMOIRE DE FIN D'ÉTUDE  
EN VUE D'OBTENTION DU DIPLÔME DE DOCTEUR VÉTÉRINAIRE**

THEME :

**CONTRIBUTION À L'ÉTUDE SUR LE  
PARASITISME DIGESTIF CHEZ LE CHAT  
DE LA RÉGION DE TIZLOUZOU**

Présenté par :

MEZARI Kahina

ESSAID Lamia

Soutenu devant le jury composé de :

Président : M<sup>r</sup> BERBER Ali

Maître de conférence USDB

Promoteur : M<sup>r</sup> ZIAM Hocine

Maître assistant USDB

Examineur : M<sup>r</sup> MOULOUA Kamel

Maître assistant USDB

Examinatrice : M<sup>me</sup> BETTAHAR samia

Maître assistante USDB

Promotion 2005 / 2006

République Algérienne Démocratique et Populaire  
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

Université Saad DAHLEB, BLIDA

Faculté des sciences Agro –Vétérinaires et Biologie  
Département des sciences vétérinaires

**MÉMOIRE DE FIN D'ÉTUDE  
EN VUE D'OBTENTION DU DIPLÔME DE DOCTEUR VÉTÉRIINAIRE**

THEME :

**CONTRIBUTION À L'ÉTUDE SUR LE  
PARASITISME DIGESTIF CHEZ LE CHAT  
DE LA RÉGION DE TIZI-OUZOU**

Présenté par :

**MEZARI Kahina**

**ESSAID Lamia**

Soutenu devant le jury composé de :

Président : **M<sup>r</sup> BERBER Ali**

Maître de conférence **USDB**

Promoteur : **M<sup>r</sup> ZIAM Hocine**

Maître assistant **USDB**

Examineur : **M<sup>r</sup> MOULOUA Kamel**

Maître assistant **USDB**

Examinatrice : **M<sup>me</sup> BETTAHAR samia**

Maître assistante **USDB**

Promotion 2005 / 2006

# Remerciements

Louange à notre Seigneur ALLAH qui nous a dotés de la merveilleuse faculté de raisonnement et a incité à acquérir le savoir et le courage de finaliser ce modeste travail.

Nous tenons à remercier tous les enseignants qui ont contribué à l'accomplissement de notre formation de Docteur Vétérinaire.

Notre profonde gratitude et sincères remerciements vont particulièrement à :

Notre promoteur **Dr H. ZIAM** pour l'honneur qu'il nous a fait de proposer le sujet et de nous encadrer, aussi pour le grand intérêt qu'il a porté à ce travail. Les conseils et les encouragements qu'il nous a prodigués nous ont été très précieux.

**Mr A.BERBER** pour avoir accepté la présidence de notre jury de thèse, nous tenons à lui exprimer notre gratitude pour sa bonté.

**Dr MOULOUA Abdelkamel** pour avoir accepté de participer à notre jury de thèse nous tenons à lui exprimer notre reconnaissance quant à sa débordante gentillesse.

**Mme BETTAHAR Samia** qui nous a fait l'honneur de faire partie de notre jury de thèse, nous a permis à la même occasion de la recroiser dans notre cursus, et de tirer profit encore une fois de ses compétences.

**Dr DJERBAL Mouloud** directeur du laboratoire régional vétérinaire pour son honorable accueil

**Mr Arezki El arbi** technicien du service de Parasitologie, nous tenons à lui adresser un message affectueux ainsi qu'à **Houria**, pour avoir toujours su créer une ambiance de travail des plus agréables.

Nous n'oublions pas de remercier vivement, tous ceux qui nous ont aidés, d'une façon ou d'une autre durant tous le temps que nous a pris notre projet de fin d'étude.





# *Dédicaces*

*Je dédie ce mémoire de fin d'étude à mes chers parents, pour leur compréhension, leur aide, leur soutien moral et l'affection qu'ils n'ont cessé de me témoigner. Qu'ils trouvent ici l'expression de ma profonde gratitude ;*

*A ma sœur et mon frère ;*

*A toute ma famille ;*

*A toute ma promotion 2006.*

*✍ kahina ✍*





# Dédicaces

A Ma mère et mon père.  
Avec tout mon amour.

Je dédie ce mémoire

A Samir mon frère, pour sa patience sans bornes lors de ses aides précieuses, Pour avoir toujours été la source de mes inspirations.

Je dédie ce mémoire

A Naima ma sœur, pour son amour excessif du savoir, pour son excès de générosité.

A Nassim et amel pour l'ambiance q'ils ne manquent jamais de savoir créer autour d'eux.

A mes frères et leurs femmes; kamel et djazira, hakim et madina.

A mes sœurs et leurs maris ; Farida et Rabah, Nacera et Akli.

A Nono pour son extrême affectuosité, dieu la protège

A ma famille

Je dédie ce mémoire

A Kahina ; mon binôme, pour son sens de l'humain et son sérieux Qui étaient pour moi un soutien inestimable.

A ma promo vétérinaire en témoignage de ma profonde amitié.

Je dédie ce mémoire

A Geronemo et chahinez

Je dédie ce mémoire

✍ Lamia ✍

## Résumé

Une étude du parasitisme intestinal des chats, ayant un mode de vie très variable (libre, semi-liberté et chats d'appartement), a été menée dans une aire géographique bien limitée et seuls les prélèvements provenant de la wilaya de Tizi-Ouzou (Région de Draa El Mizan et le centre ville de Tizi-Ouzou) ont été inclus. Quarante et un échantillons de fèces des chats ont été analysés au niveau du laboratoire Vétérinaire Régional de Draa Ben Khedda Tizi-ouzu. Quarante six pour cent des chats sont parasités par au moins une espèce parasitaire. Les helminthes dominent le parasitisme intestinal avec un taux de 60,90 % par rapport aux infestations par les protozoaires avec un taux de 19,50 % des chats infestés. Les helminthes les plus fréquemment rencontrés sont *Toxocara spp* avec un taux de 24,40 % suivie d'*Ankylostoma spp* avec un taux de 14,60% suivie d'*Uncinaria spp* avec un taux 7,30 %. Cependant, le taux d'infestation reste faible pour *Trichuris*, *Trichostrongylus*, *Spirometra*, *Sperocerca* et *Taenia*, soit 2,40 % des chats. Les protozoaires digestifs identifiés au cours de cette étude sont *Toxoplasma gondii* avec un taux d'infestation de 9,70 % suivi de l'infestation par *Isospora* avec un taux de 7,3 % vient ensuite *Eimeria* avec un taux d'infestation de 2,4%. Les parasites les plus fréquents, *Toxocara* et *Toxoplasma*, ont tous deux un impact en santé publique qui nécessite leur prise en compte par les propriétaires et les vétérinaires.

**Mots-clés :** Helminthes, protozoaires, chats, *Toxoplasma*, *Toxocara*, *Uncinaria*, *Taenia*, santé publique.

<b>I INTRODUCTION</b>	<b>1</b>
1 PARASITISME	1
2 PARASITE	2
3 HOTES	4
4 CYCLE EVOLUTIF ET MODE D'EVOLUTION	5
5 SPECIFICITE PARASITAIRE	5
6 MODALITES DE TRANSMISSION	6
7 REACTIONS DE DEFENSE DE L'HOTE	7
8 DIAGNOSTIC DES MALADIES PARASITAIRES	9
9 CLASSIFICATION DES PARASITES	9
9.1 PROTOZOAIRES	10
A <i>Toxoplasmatidae</i>	11
B <i>Sarcocystidae</i>	12
C <i>Eimeriidae</i>	14
9.2 METAZOAIRES	15
A Plathelminthes (vers plats)	16
A.1 Trématodes	16
A.2 Cestodes	17
A.2.1 <i>Cyclophyllidea</i>	18
A.2.2 <i>Pseudophyllidea</i>	21
B Némathelminthes (vers ronds)	23
B.1 <i>Trichuridea</i>	25
B.2 <i>Strongylidea</i>	25
B.3 <i>Ascarididea</i>	27
B.4 <i>Spiruridea</i>	29
10 PROPHYLAXIE DES MALADIES PARASITAIRES	30
11 TRAITEMENT	31
<b>II MATERIELS ET METHODES</b>	<b>32</b>
1 ANIMAUX	33
2 PRELEVEMENT	33
3 MATERIELS	34
4 TECHNIQUE D'ANALYSE	35
4.1 SOLUTION D'ENRICHISSEMENT	35



## Sommaire

---

4.2 FLOTTATION	36
<b>III RESULTATS</b>	<b>38</b>
1 OBSERVATION AU MICROSCOPE	38
2 PARASITISME DIGESTIF CHEZ LES DIFFERENTS CHATS	41
3 PREVALENCE DE L'INFESTATION DES CHATS PAR LES HELMINTHES	41
4 PREVALENCE DE L'INFESTATION DES CHATS PAR LES PROTOZOAIRES	48
<b>IV DISCUSSION</b>	<b>51</b>
<b>V CONCLUSION</b>	<b>54</b>
<b>VI BIBLIOGRAPHIE</b>	<b>55</b>

## Liste des figures

---

Figure 1 — Cycle évolutif de <i>Toxoplasma gondii</i> .....	12
Figure 2 — Cycle évolutif de <i>Sarcocystis</i> .....	13
Figure 3 — Cycle évolutif des <i>Eimeriidae</i> .....	15
Figure 4 — Cycle évolutif des Trématodes des animaux domestiques .....	17
Figure 5 — Cycle évolutif des <i>Cyclophyllidea</i> .....	19
Figure 6 — Cycle évolutif des <i>Pseudophyllidea</i> .....	23
Figure 7 — Cycle évolutif des nématodes digestifs parasites des animaux domestiques .....	24

## Liste des tableaux

---

Tableau 1 — Les principales différences entre les <i>Pseudophyllidea</i> et les <i>Cyclophyllidea</i> .....	18
Tableau 2 — Avantages et inconvénients des différentes solutions de flottaison utilisées dans le diagnostic des parasitoses digestifs chez les animaux domestiques .....	36
Tableau 3 — Taux d'infestation des chats par les parasites digestifs.....	41
Tableau 4 — Taux d'infestation des chats par les helminthes parasites du tube digestif.....	41
Tableau 5 — Taux d'infestation des chats par les différents helminthes parasites du tube digestif .....	42
Tableau 6 — Taux d'infestation des chats par les différents protozoaires parasites du tube digestif.....	48
Tableau 7 — Prévalence de l'infestation parasitaire chez les différentes catégories de chats .....	51



## Liste des photos

<b>Photo 1</b> — Paillasse avec le matériel et les échantillons au Service de Parasitologie Laboratoire Vétérinaire Régional de Draa Ben Khedda, Tizi Ouzou.....	34
<b>Photo 2</b> — Paillasse avec le matériel au moment du traitement des échantillons au Service de Parasitologie Laboratoire Vétérinaire Régional de Draa Ben Khedda, Tizi Ouzou.....	35
<b>Photo 3</b> — Pseudo parasites pouvant prêter à confusion avec des œufs et larves de parasites.....	39
<b>Photo 4</b> — Pseudo parasites pouvant prêter à confusion avec des larves et vers adultes parasites .....	39
<b>Photo 5</b> — Pseudo parasites pouvant prêter à confusion avec des œufs de parasites.....	40
<b>Photo 6</b> — Pseudo parasites pouvant prêté à confusion avec des œufs de parasites.....	40
<b>Photo 7</b> — Œuf de <i>Toxocara sp</i> avec morula en plein division isolé à partir d'un chat.....	43
<b>Photo 8</b> — Œuf de <i>Toxocara sp</i> isolé a partir d'un Chat.....	43
<b>Photo 9</b> — Œuf de <i>Toxocara sp</i> renfermant une larve isolé à partir d'un Chat.....	44
<b>Photo 10</b> — Œuf d' <i>Uncinaria sp</i> isolé chez un chat.....	44
<b>Photo 11</b> — Œuf d' <i>Ankylostoma sp</i> isolé chez un chat.....	45
<b>Photo 12</b> — Œuf d' <i>Ankylostoma sp</i> isolé chez un chat.....	45
<b>Photo 13</b> — Œuf de <i>Trichuris sp</i> isolé chez un chat.....	45
<b>Photo 14</b> — Œuf de nématode de chat dont le morula est dégénéré.....	46
<b>Photo 15</b> — Ovisac contenant des œufs de <i>Spirometra sp</i> isolé chez un chat.....	47
<b>Photo 16</b> — Plusieurs ovisacs contenant des œufs de <i>Spirometra sp</i> isolé chez un chat.....	47
<b>Photo 17</b> — Oocyste d' <i>Eimeria sp</i> isolé à partir d'un chat.....	49
<b>Photo 18</b> — Oocyste de <i>Toxoplasma gondii</i> isolé chez un chaton.....	49
<b>Photo 19</b> — Oocyste de <i>Toxoplasma gondii</i> isolé à partir d'un chat.....	50
<b>Photo 20</b> — Oocyste sporulé d' <i>Isospora sp</i> isolé chez un chat.....	50

PARTIE  
THÉORIQUE

# I Introduction

Le parasitisme est très répandu dans le monde animal et humain. Dans le but de maîtriser la parasitologie, il est primordial de connaître les notions de bases indispensables pour pouvoir comprendre les différentes étapes ainsi que les relations régissant la parasitose aussi bien dans le monde animal que humain. Devant l'importance des parasitoses en production animale et en santé publique, nous allons au cours de cette étude faire un rappel sur les différentes notions qui interviennent en parasitologie (Kageruka, 1990, Fain, 1979).

## 1 Parasitisme

C'est un mode de vie des parasites. Il s'agit d'une association entre deux êtres, dont l'un emprunte nécessairement à l'autre le matériel indispensable à sa nutrition dont un seul, le parasite, tire bénéfice le deuxième est l'hôte. A cette notion qui a été définie, on trouve d'autres formes d'associations. Le commensalisme (Com = avec, mensa = table) est une forme d'association entre deux êtres qui profite à l'un (commensal) et laisse l'autre indifférent (hôte) exemple : l'amibe d'*Entamoeba coli* qui peut vivre dans l'intestin de l'homme sans provoquer de troubles pathologiques. Par contre le mutualisme est une association permanente ou temporaire entre deux êtres vivants avec bénéfice mutuel (exemple : fourmis et pucerons). La symbiose est une association permanente entre deux êtres vivants à bénéfice réciproque (indispensable), il s'agit d'une association obligatoire. Exemple : les flagellés qui vivent dans l'intestin de termite produisent la cellulase qui permet aux termites d'assimiler la cellulose qui forme la base de leur alimentation. En absence de ces flagellés les termites meurent par inanition (Fain, 1979, Werry, 1995a).



**NB** : Si la définition du parasitisme est délicate, il est encore plus difficile de dire quelles sont les limites entre la symbiose, le mutualisme et le commensalisme. Quelle est la nocivité de certains parasites? Certains sont totalement inoffensifs parfois même utiles, d'autres formes libres peuvent provoquer des maladies graves voire mortelles lorsqu'ils sont introduits dans l'organisme (exemple : saprophyte *E coli* etc....) La phorésie est une forme d'association dans laquelle un être se fixe sur un autre et se laisse transporter. Le transport n'est souvent que temporaire. Dans certains cas la phorésie est indispensable pour assurer la survie d'une colonie Exemple : les acariens détriticoles menacés de destructions à cause de l'épuisement de la nourriture et sont transportés dans un autre biotope. Le prédateur est un être vivant qui tue un autre être pour se nourrir exemple : un carnivore qui mange un herbivore. Une libellule qui se nourrit d'autres insectes.

## **2 Parasite**

C'est un être vivant animal ou végétal qui pendant une partie ou la totalité de son existence vit au dépend d'un autre organisme appelé hôte. Dans cette association seul le parasite tire profit, contrairement à la symbiose qui est une association de deux organismes profitant également de leur union. Le parasite est un être évolué différent du virus et de la bactérie (Fain, 1979). Le parasite peut se localiser sur le tégument, on parle d'ectoparasite. Il est nuisible (simple réaction locale), agent de maladies (exemple : gale), ou vecteur de maladies (exemple : Anophèles, glossines etc...). Le parasite peut vivre à l'intérieur de l'hôte, il s'agit d'endoparasite, qui peut être parasite des organes (exemple : Trématodes, Cestodes, Nématodes), parasite du sang (exemple : *Theileria*, *Trypanosoma*, *Anaplasma*) ou parasite des tissus (exemple *Leishmania*, *Sarcosporidia*, *Trichinella*). Le parasite est dit erratique lorsqu'il quitte accidentellement son site

de prédilection pour aller se fixer dans d'autres organes (exemple : Douve du foie qui se rencontre parfois dans les poumons, dans les veines), (Bourrée, 1994).

On distingue plusieurs types de vie des parasites. Le parasite accidentel est un organisme libre qui peut par hasard (malgré lui) pénétrer dans un organisme hôte et mener une vie parasitaire. Les cas de parasitisme accidentel sont fréquents, (exemple : les acariens tyroglyphides vivants dans les aliments avariés entraînent des troubles digestifs lorsqu'ils sont absorbés avec la nourriture contaminée). Le parasite facultatif est un organisme qui peut passer facilement de la vie libre à la vie parasitaire (exemple : certaines larves de mouches qui vivent dans des cadavres et peuvent se développer dans des ulcères mal soignés et produire des myiases). Le parasite obligatoire est un organisme tellement adapté à la vie parasitaire qu'il est incapable de vivre en dehors de son hôte. C'est le cas de la grande majorité des parasites d'importance vétérinaire et médicale (exemple : Sarcoptes de la gale, les filaires, les trypanosomes etc....).

Selon la durée de la phase parasitaire par rapport au contact avec l'hôte, on décrit le parasite temporaire qui se nourrit pendant un temps très court et quitte son hôte dès qu'il est gorgé de sang (exemple: punaises de lit, les moustiques, les taons etc....). Le parasite stationnaire vit pendant longtemps sans cesse aux dépens de l'hôte (exemple : amibes, les flagellés, sporozoaires etc...). Selon la durée de la phase parasitaire par rapport aux stades de développement on distingue, le parasite périodique qui est parasite pendant un stade ou une phase de son cycle de développement, soit à l'état adulte (exemple: moustiques, taons, puces etc...) soit à l'état larvaire (exemple : oestridés, muscidés etc....). Le parasite permanent est un organisme toujours parasite dans tout ses stades de développement (exemple : *Taenia*, *Moniezia* etc....). Un être vivant animal pour qu'il soit parasite il doit vivre au dépend d'un hôte. Ce dernier diffère selon le stade parasitaire qu'il héberge (Fain, 1979, Werry, 1995a, Kageruka, 1994).

### 3 Hôtes

On distingue plusieurs types d'hôtes. L'hôte définitif est l'être vivant qui héberge la forme adulte du parasite. L'hôte intermédiaire est l'être vivant chez lequel le parasite doit obligatoirement séjourner pour devenir forme infestante pour l'hôte définitif. Les hôtes intermédiaires sont de deux types. L'hôte intermédiaire passif assure passivement le passage du parasite vers l'hôte définitif (crustacé). L'hôte intermédiaire actif puise le parasite chez l'hôte définitif (malade, porteur guéri, porteur sain, porteur chronique) qui le conserve et le transmet à un autre hôte définitif (*Anaplasma*). Lorsque le parasite subit des modifications chez son hôte habituel il est dit vecteur. Ce dernier est l'être vivant hématophage qui puise le parasite chez un animal malade, qui le conserve, assure son développement et le transporte pour l'inoculer à l'animal sain. Le parasite dans le corps du vecteur revêt quelques modifications (exemple : filarioses «*Microfilaria*-l'animal-mouche»). Le parasite subit une maturation et multiplication (exemple : trypanosomiasis «*Trypanosoma*-l'animal-glossine»). Lorsqu'un animal prédateur s'intègre dans le cycle du parasite dans un maillon de la chaîne alimentaire il est dit hôte d'attente (exemple : les Bothriocéphales). L'hôte réservoir héberge les mêmes parasites pour l'homme et les animaux domestiques et assure le passage direct (*Ornithodoros moubata* qui excrète les spirochètes au niveau de son coxa I) ou indirect (exemple : lion qui est le réservoir de *Trypanosoma brucei rhodesiense*) d'un hôte à l'autre dans les conditions naturelles.

**NB** : quelques hôtes vecteurs peuvent être des hôtes réservoirs car ils hébergent les parasites pendant longtemps et pour toute leur existence (exemples : *Hyalomma* et *Dermacentor* qui sont réservoirs et vecteurs de *Babesia caballi* et *Ornithodoros* qui sont vecteurs et réservoirs de l'agent de la fièvre récurrente). A partir de la notion de réservoir de virus découle la notion de



zoonose ou anthroponose c'est à dire maladies transmissibles communes aux animaux domestiques à l'homme. (Werry, 1995, Fain, 1979).

#### **4 Cycle évolutif et mode d'évolution**

Le cycle évolutif représente la suite des transformations (une série de métamorphoses) avec ou sans passage dans le milieu extérieur que doit subir le parasite pour qu'à partir de l'adulte géniteur soit atteint l'adulte de la génération suivante. Ces métamorphoses peuvent se faire soit directement soit indirectement. Le développement direct, l'évolution (ontogenèse), se fait en entier chez le même hôte (pou, sarcoptes etc...) ou en partie dans le milieu extérieur (*Ascaridae*, *Strongylidae* etc.....), il s'agit d'un cycle monoxène car l'évolution se fait chez un seul hôte (exemple: *Boophilus spp*, *Ascaris spp*). Le développement indirect nécessite l'intervention d'un hôte intermédiaire. Le cycle est dit hétéroxène car l'évolution se fait chez plusieurs hôtes successifs. Le parasite à l'état adulte vit chez l'hôte définitif et à l'état larvaire chez un ou plusieurs hôtes intermédiaires (exemple : *Spirometra mansoni*, *Toxoplasma gondii*.) Dans le cas où le cycle complet se déroule chez deux hôtes, un hôte intermédiaire et un hôte définitif, il est dit dixène (exemple : *Taenia spp*). Le cycle est dit polyhétéroxène, si celui-ci se déroule chez plusieurs hôtes. Exemple : Le stade adulte du Bothriocéphale est parasite de l'intestin de l'homme, les formes larvaires effectuent des migrations chez un crustacé (cyclops) puis chez un poisson d'eau douce (Fain, 1979, Werry, 1995a)

#### **5 Spécificité parasitaire**

La spécificité parasitaire est le degré d'adaptation du parasite à un hôte déterminé. Elle est en relation avec l'évolution du parasite. Plus un parasite s'adapte, plus il tend à s'isoler du milieu extérieur dans un groupe d'hôtes favorables qui finit par se réduire à une seule espèce

parfaitement déterminée. La spécificité parasitaire est la somme des modifications morphologiques et physiologiques qu'a subies le parasite pour s'adapter aux conditions de vie que lui offre son hôte. Cette notion entraîne un triple corollaire d'une importance extrême dans la pathologie parasitaire. Un parasite récent n'est que peu ou pas spécifique, alors qu'un parasite ancien est très spécifique. Plus un parasite est adapté à son hôte et moins il est pathogène, moins il est spécifique et plus son agressivité vis à vis de ses hôtes est grande, aboutissant au pire à la mort de l'hôte. Plus le parasite s'adapte et plus son cycle tend à se simplifier (Werry, 1995a). Le parasite monoxène est étroitement adapté à un hôte unique. Le parasite oligoxène présente une spécificité parasitaire moins grande que le premier. Le parasite sténoxène est adapté à des hôtes appartenant à des groupes zoologiques très voisins. Le parasite polyxène présente un grand degré ubiquitaire. Certains parasites sont susceptibles d'acquérir leur développement complet seulement chez un certain nombre d'êtres qui constituent leurs hôtes normaux. La constitution génétique des hôtes vertébrés et invertébrés joue un rôle primordial dans la possibilité qu'a un parasite de se développer chez eux. Les exemples foisonnent et sont très diversifiés (reconnaissance cellulaire impossible, métabolites essentiels manquants, présence de facteurs toxiques dans le plasma, etc...), (Werry, 1995a, Kageruka, 1994).

## **6 Modalités de transmission**

La transmission est réalisée par plusieurs voies. A partir d'un stock existant quelque part dans la nature, les parasites peuvent pénétrer chez un nouvel hôte par plusieurs voies. Le parasite se trouvant dans le milieu extérieur ou chez un autre hôte, est avalé par l'hôte. Un stade kystique de résistance en milieu extérieur et pour le passage dans le milieu acide de l'estomac est, en ce cas, souvent prévu dans le cycle (amibes, flagellâtes, coccidies). Le parasite se trouvant chez un hôte

invertébré (vecteur) est injecté lors de la piqûre de celui-ci. Le stade infectant est le stade ayant atteint la maturité chez l'hôte invertébré (exemple : sporozoïtes de *Plasmodium*, *Theileria*, *Trypanosoma* métacycliques...) La présence du parasite chez le vecteur suppose la prise préalable d'un repas de sang sur un vertébré porteur de l'infection. La transmission par contact sexuel se fait pour le stade trophique (trophozoïte) qui passe, sans structure particulière prévue (*Trichomonas foetus*). La transmission transovarienne chez l'insecte vecteur suivi du développement du parasite dans tous les organes de la tique y compris les ovaires et passage de l'infection à la descendance (*Babesia sp.*). Parfois, le parasite pénètre activement à travers la peau ou les muqueuses. Le phénomène est rare chez les protozoaires (*T. cruzi*), plus fréquent chez les helminthes *Strongyloides sp.* (Fain, 1979).

## **7 Réactions de défense de l'hôte**

La réaction de défense de l'hôte dépend de son état général et de son système de défense. L'état général c'est le résultat de l'état nutritionnel, de l'immunité naturelle (résistance) et de l'absence d'autres maladies ou états anergisants (exemple : Virus), état immunosuppresseurs (exemple : leucémies, splénectomie, anti-inflammatoire etc.....). L'organisme lutte contre les parasites en utilisant ses éléments mobiles (immunité cellulaire), fixes (immunité tissulaire) et ses éléments humoraux (immunité sérique). Il s'agit du système de défense de l'hôte (Chantal, 2003a). La défense cellulaire et tissulaire de l'hôte est caractérisée le plus souvent par la phagocytose (éosinophiles) et par des réactions tissulaire diverses (inflammatoires, métaplasiques, hyperplasiques et néoplasiques). La phagocytose est la propriété de certaines cellules d'introduire dans leurs cytoplasmes divers éléments morts ou vivants qu'elles détruisent. On distingue les macrophages polynucléaires qui absorbent et les macrophages du système réticulo-endothélial



histiocytes qui englobent des particules plus volumineuses. La fusion de ces deux derniers donne naissance aux cellules géantes. L'éosinophilie sanguine est une réaction de l'organisme contre diverses toxines de parasites. C'est surtout contre les helminthes (vers) et certaines larves d'insectes (myiases) qui provoquent éosinophilie. Les réactions métaplasiques, hyperplasiques et néoplasiques sont des formes de défense de l'organisme contre les actions mécaniques, toxiques spécifiques de certains parasites. La réaction inflammatoire est le mécanisme de défense de l'organisme aboutissant soit à l'expulsion du parasite soit à la formation d'un nodule inflammatoire avec un tissu scléreux qui entoure le parasite et se calcifie (exemple: kyste trichineux). Les parasites et leurs toxines agissent comme des antigènes dans l'organisme de l'hôte. Ils provoquent la production d'anticorps circulants, de nature protéique (globulines) et dans la stimulation de l'activité des cellules circulantes ou fixes (système réticulo-endothélial histiocytes). Il s'agit de la réaction primaire de défense humorale de l'hôte. Après cette dernière se développe une réaction de type retardée qui apparaît suite à la répétition des infestations (Werry, 1995a, Chantal, 2003b). Cette réaction engendre soit une immunité acquise active et homologue typique, qui apparaît chez l'hôte guéri d'une infection microbienne. Soit une immunité hétérologue et polyvalente typique pour les organismes guéris d'une intoxication ou des teignes. Une immunité de tolérance ou prémunition est provoquée et entretenue par la présence permanente du parasite dans l'organisme, exemples : *coccidia*, *Theileria*, *Babesia*. L'immunité résiduelle subsiste chez l'hôte après disparition complète du parasite. L'immunité naturelle est un état réfractaire de l'hôte vis à vis du parasite. Elle relève de la constitution génétique de l'hôte (Chantal, 2003a et b). Les états anaphylactiques et allergiques sont dus aux substances qui sensibilisent l'organisme. L'anaphylaxie se distingue de l'allergie par son incubation courte, par l'existence d'une phase réfractaire après le choc et par les cas de mortalités par le choc anaphylactique exemple lors de rupture d'un kyste hydatique (Chantal, 2003 a et b).



## **8 Diagnostic des maladies parasitaires**

Le diagnostic clinique des maladies parasitaires est souvent fort difficile. Il est basé sur l'examen des symptômes ; mais, en parasitologie il ne donne généralement qu'une suspicion, car les symptômes ne sont pas souvent caractéristiques.

Le diagnostic expérimental qui s'effectue soit par un diagnostic directe ou indirecte. Le diagnostic directe est basé sur l'identification de l'agent pathogène, cette dernière est basée sur l'examen macroscopique du matériel du prélèvement (fèces, expectorant, urine) qui sera complété par l'examen microscopique de préparations fraîches ou naturelles après enrichissement par diverses méthodes (sédimentation, flottation) ou après fixation et coloration (frottis de sang et lymphes, empreintes d'organes), (Kaufmann, 1996). Le diagnostic indirect est basé sur le cytodiagnostics, diagnostic histologique, allergodiagnostic d'hypersensibilité (intradermo réaction) et surtout le diagnostic sérologique. (Kaufmann, 1996).

On peut aussi faire, l'inoculation du matériel suspect aux animaux réceptifs (cobaye, souris, hamster, gerboise, rats etc.....), sur milieu de culture artificiel (exemple : culture de *Theileria annulata* sur lymphocyte de bovins) et le xénodiagnostic qui consiste à faire nourrir l'hôte intermédiaire sur le prélèvement suspect et rechercher le parasite chez cet hôte (Picavet, 2003).

## **9 Classification des Parasites**

La classification des parasites (taxinomie) est une spécialité de la biologie qui évolue régulièrement en fonction de la sensibilité et de la précision de nouvelles techniques. Les méthodes taxinomiques se sont considérablement enrichies au cours des dernières années. Elles sont basées sur la microscopie optique, la microscopie électronique, l'immunologie, la biochimie, la génétique moléculaire et l'informatique (Levine et al, 1980, Yamaguti, 1961).

La microscopie optique est basée sur la mise en évidence des organelles tels que les flagelles, les cils, les pseudopodes (expansions de la paroi cellulaire) et des organites comme le kinétoplaste, les vacuoles, les cellules intestinales, la capsule buccale, présence ou absence de stries, leurs positions et leurs dimensions permettent de distinguer les espèces. Ces structures sont mises en évidence à l'examen direct ou après une coloration appropriée. La microscopie électronique, permet par son degré de résolution, de mettre en évidence les différences de structure de certains organites membranaires et cytoplasmiques que la microscopie optique ne peut pas visualiser. Les besoins nutritionnels, les modalités du cycle biologiques, le mode de reproduction, la localisation et les relations hôtes parasites sont des éléments qui contribuent à classer et à différencier les parasites. L'analyse immuno-électrophorétique, permet de visualiser la mosaïque antigénique, c'est-à-dire, elle permet de faire l'inventaire des protéines constitutives d'une population homogène d'un parasite. Elle permet aussi de comparer et de distinguer des parasites morphologiquement semblables. La détermination des zymodèmes est basée sur la caractérisation enzymatique des protéines par leur mobilité électrophorétique et leur mise en évidence par des procédés histochimiques. Cette méthode permet de classer les protozoaires, helminthes, de différentes espèces et sous espèces. L'hybridation des acides nucléiques, acides désoxyribonucléiques (ADN) ou acides ribonucléiques (ARN) est une méthode plus précise que les techniques immunologiques et iso-enzymatiques. (Kageruka, 1990, Levine et al, 1980).

## **9.1 Protozoaires**

Ce sont des êtres vivants de nature animale, unicellulaire, dépourvus de chlorophylle et hétérotrophes, généralement microscopiques. Ils se nourrissent par absorption de matières organiques dissoutes à travers la membrane cytoplasmique (type osmotique) ou holozoïque par

phagocytose. Selon leur mode de locomotion on distingue quatre Classes (Levine et al, 1980). Classe des Rhizopodes caractérisés par leur aptitude à émettre des pseudopodes (exemple : amibe), classe des flagellés qui regroupe les cellules présentant un ou plusieurs flagelles, classe des ciliées caractérisée par un corps revêtu de nombreux cils vibratiles, et enfin classe des sporozoaires qui sont dépourvues d'appareil locomoteur donc localisation endocellulaire obligatoire, effectuant un cycle complexe à deux phases de multiplications ; asexuée (schizogonie) puis sexuée (gamétogonie et sporogonie), aboutissant ainsi à la formation d'un oocyste qui contient des sporozoïtes (forme infectieuse), exemple : *Isospora*, *Toxoplasma*, *Sarcocystis*. Les sporozoaires appartiennent au Phylum : Apicomplexa ; classe : Sporozoasida ; ordre : *Eucoccidiorida* ; famille : *Toxoplasmatidae* (*Toxoplasma*), *Sarcocystidae* (*Sarcocystis*), *Eimeridae* (*Eimeria* et *Isospora*).

#### **A *Toxoplasmatidae* :**

Cette famille comporte un seul genre d'importance vétérinaire et médicale, *Toxoplasma*. Il est agent de zoonose. Il est caractérisé par deux types de cycles évolutifs (Figure 1). Il existe un cycle hétéroxène long qui se passe entre, un hôte définitif, félin, excréteur d'oocystes et un hôte intermédiaire, mammifères et oiseaux, qui s'infeste par ingestion des oocystes. Chez l'hôte intermédiaire se développe des tachyzoïtes (pseudokystes) et des bradyzoïtes (kystes vrais) par endodyogonie. Les deux stades sont infestants pour l'hôte définitif. (Werry, 1995c).

Cycle monoxène court : Il se passe entre deux félidés hôtes définitifs. Un félin (chat) excréteur d'oocystes matures dans le milieu extérieur, où se déroule la sporogonie et un autre félin (chat) receveur où se passe la schizogonie, la gamétogonie et la production d'oocystes

Il existe une seule espèce *Toxoplasma gondii*. Les oocystes sont des formes de résistances du parasite dans le milieu extérieur. Ils résultent d'une reproduction parasitaire sexuée, intervenant



chez le chat qui les rejette dans le milieu extérieur avec ses fèces (Werry, 1995c). L'oocyste de *Toxoplasma gondii* mesurant 10 x 12 µm (un quart d'*Isospora* spp). L'oocyste est sub-sphérique et est émis non sporulé, il possède une paroi fine. Après sporulation dans le milieu extérieur le kyste contiendra deux sporocystes contenant chacun quatre sporozoïtes (Euzéby, 1987).

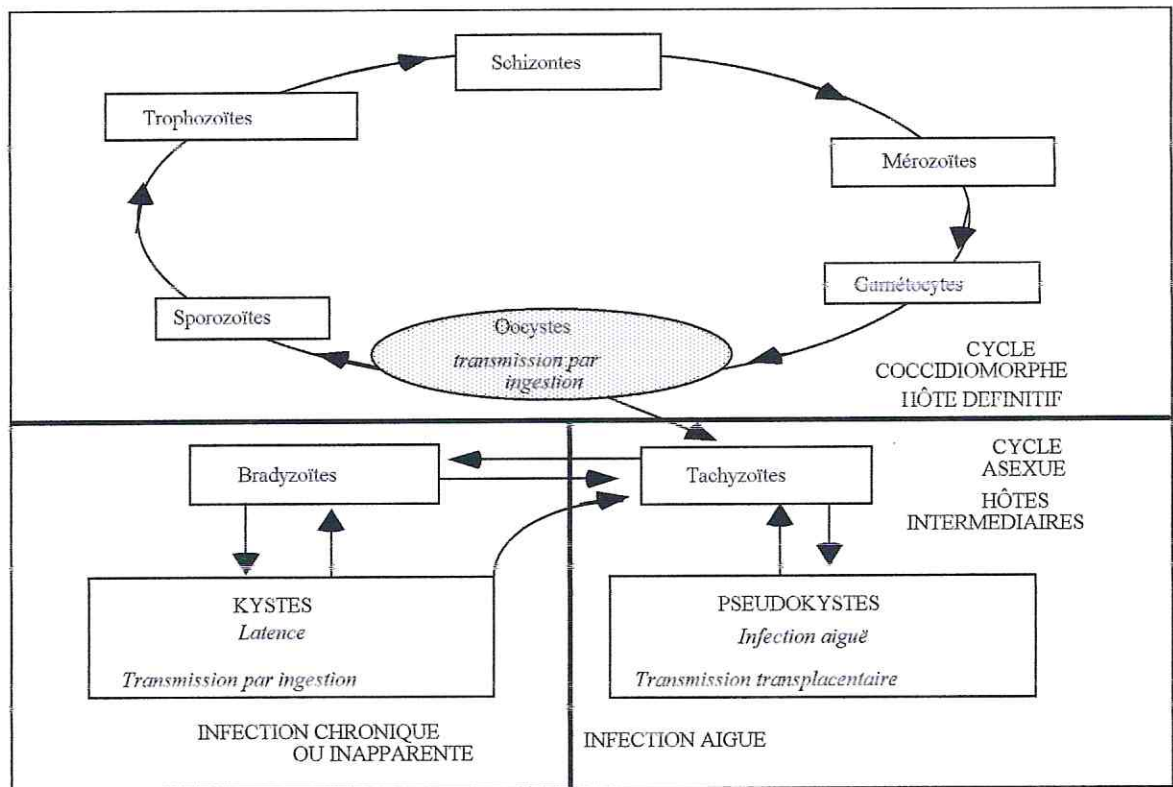


Figure 1 — Cycle évolutif de *Toxoplasma gondii* (Source Werry, 1995c)

## B *Sarcocystidae* :

Ce sont des parasites hétéroxènes obligatoires possédant un hôte intermédiaire obligatoire et un hôte définitif (figure 2). La schizogonie évolue chez l'hôte intermédiaire tandis que la gamétogonie et la sporogonie se déroulent chez l'hôte définitif. Cette famille comporte trois genres, *Sarcocystis*, *Besnoitia* et *Frenkelia*. Chez l'hôte définitif carnivore se déroule uniquement la gamétogonie et sporogonie dans l'épithélium intestinal. L'hôte définitif rejette les sporocystes



libérés de l'oocyste contenant quatre sporozoïtes. Chez l'hôte herbivore et omnivore se déroule la schizogonie dans les tissus (muscles) et organes (cerveau). Chez les sarcosporidies, la spécificité vis à vis de l'hôte intermédiaire est très stricte. Le nom des espèces est basé sur la combinaison spécifique entre l'hôte définitif et intermédiaire. L'importance médicale est faible, il s'agit de découverte d'abattoirs (Werry, 1995c). *Sarcocystis* sp : 12-15 x 8-12 µm. Les oocystes sont globuleux, à paroi fine, ils sont toujours sporulés dans l'intestin avant l'émission dans les matières fécales. Chaque oocyste contient deux sporocystes, chacun d'eux contenant quatre sporozoïtes. On retrouve fréquemment dans les fèces les sporocystes déjà libérés de l'oocyste. Dans ce cas, ils se présentent comme des capsules arrondis et contiennent quatre sporozoïtes. (Werry, 1995c).

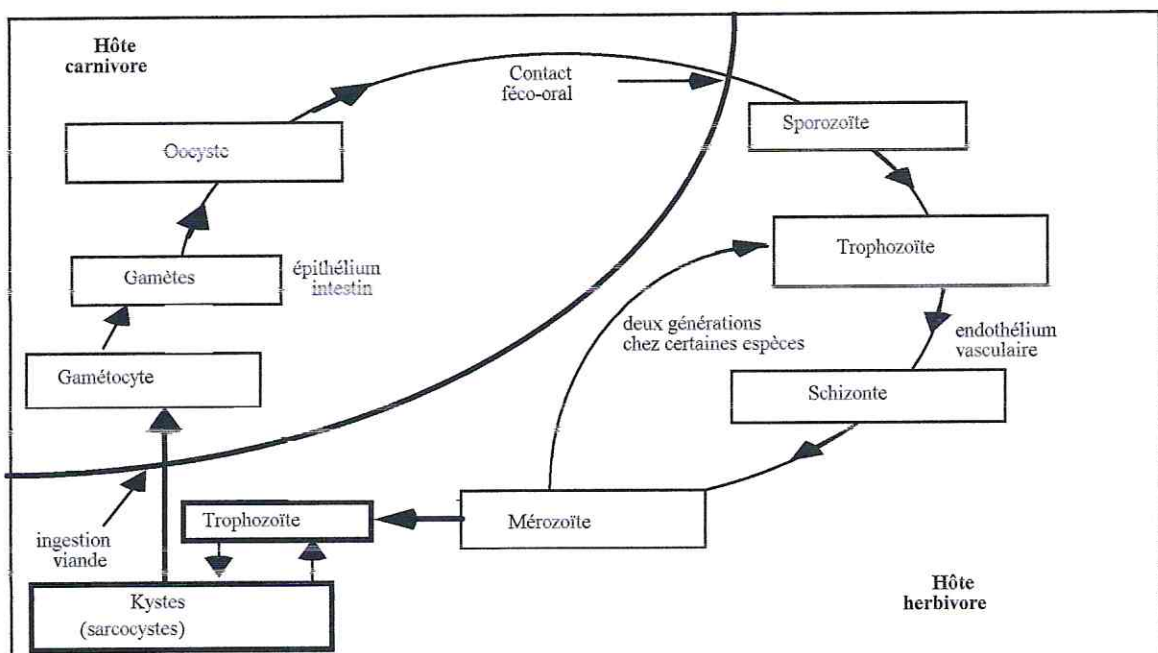


Figure 2 — Cycle évolutif de *Sarcocystis* (source Werry, 1995c)

### C *Eimeriidae* :

Ce sont des parasites monoxènes, la schizogonie et la gamétogonie se déroulent chez le même hôte (Figure 3). Il n'y a pas d'hôte intermédiaire ou hôte intermédiaire facultatif permettant la survie des sporozoïtes sans prolifération. Tous les stades du cycle évolutif se déroulent à l'intérieur des cellules de l'hôte (cycle intracellulaire). Les microgamètes possèdent deux à trois flagelles et les oocystes sont éliminés en dehors de l'hôte dans les matières fécales. Les oocystes possèdent de zéro à quatre sporocystes qui hébergent un ou plusieurs sporozoïtes. La distinction entre les différents genres de la famille des *Eimeriidae* se fait sur base des caractères de l'oocyste sporulé. Les oocystes d'*Eimeria* ont plus de 20 µm de diamètre et contiennent quatre sporocystes hébergeant chacun deux sporozoïtes. Les nombreuses espèces infectant tous les animaux (mais pas l'homme) se distinguent les unes des autres par les caractères suivants: la durée du cycle évolutif complet (période prépatente); le nombre de générations asexuées; le nombre de mérozoïtes formés par chaque génération de schizontes; le site de développement chez l'hôte; le type de cellules parasitées; la position du parasite dans la cellule hôte; la taille et la forme de l'oocyste; la pathogénicité pour l'hôte; la sensibilité aux médicaments. Cette diversité de comportement est typique des coccidies; elle est retrouvée, dans une moindre mesure, dans les autres genres (Werry, 1995b).

L'oocyste d'*Isospora* est sub-sphériques émis non sporulés. La paroi est fine, le contenu est clair ; Il mesure 38-51 x 27-29 µm. Après sporulation, le kyste renferme deux sporocystes avec quatre sporozoïtes chacun. Il est composé de nombreuses espèces infestantes pour des animaux très divers. Chez le chat (*I. felis*, *I. rivolta*). Le cycle se déroule dans les cellules épithéliales de l'intestin et dans les monocytes (ganglions mésentériques). Les sporozoïtes infectants peuvent

séjourner quelque temps dans une cellule épithéliale (comportement d'hypnozoïte) avant leur maturation en schizontes (de première génération) et la libération des mérozoïtes (Werry, 1995b).

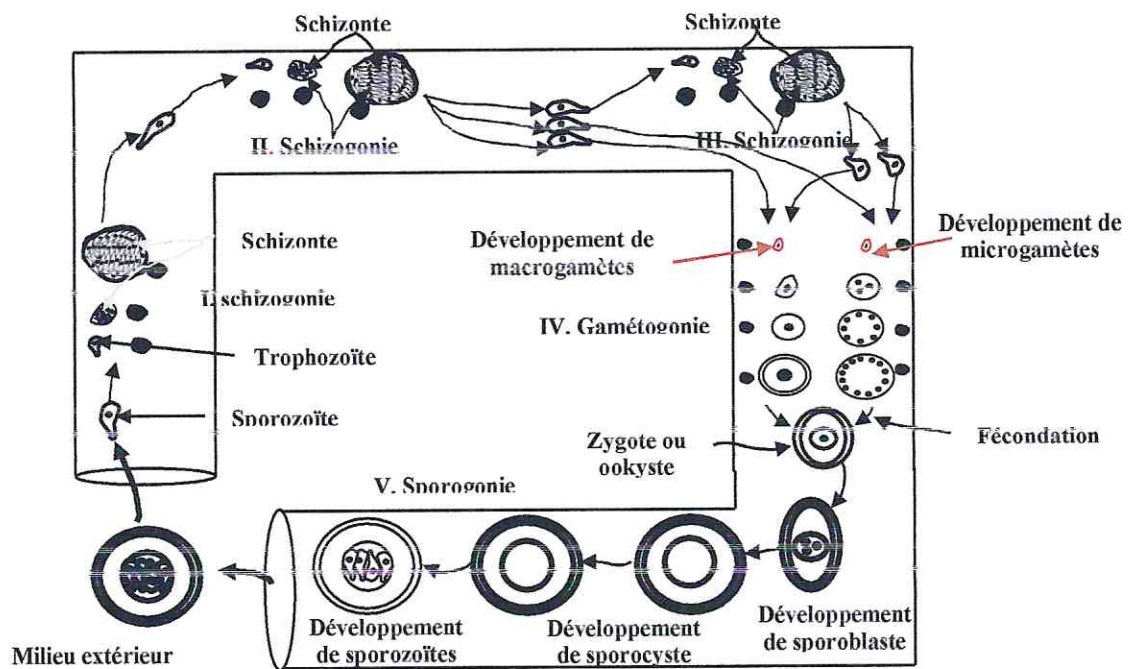


Figure 3 — Cycle évolutif des *Eimeriidae*.

## 9.2 Métazoaires

Ce sont des êtres vivants animaux pluricellulaires, possédant des tissus différenciés. Ils se nourrissent, par ingestion d'aliments (sang, chyme intestinale, tissu etc....) exemple : *Ascaris spp*, *Fasciola sp*, *Strongles spp*, par osmose à travers le tégument exemple : *Taenia sp*. L'embranchement des helminthes est subdivisé en deux sous embranchements d'importance vétérinaire et médicale. (Yamaguti, 1961, Thienpont et al, 1995).

## **A Plathelminthes (vers plats)**

Ce sont des vers aplatis dorso-ventralement segmentés ou non. Ils sont pourvus de cuticule molle. Les vers peuvent se contracter et se déformer. Ils ne possèdent pas de cavité générale. Le corps est rempli d'un parenchyme qui entoure tous les organes. Ils sont pourvus de ventouses. Ce sous embranchement est subdivisé en deux classes, Trematoda et Cestoda (Fain, 1979, Thienpont et al, 1995).

### **A.1 Trématodes**

Ce sont des vers plats formés d'un seul segment. Ils sont pourvus d'une ou deux ventouses servant à la fixation. La ventouse antérieure entoure la bouche (ventouse orale). La ventouse postérieure ou ventrale s'appelle acetabulum. Le tube digestif est incomplet se terminant en deux coeca. Les espèces sont hermaphrodites (*Fasciola sp*) ou à sexes séparés (*Schistosoma sp*). Le cycle de développement des trématodes est hétéroxène, avec intervention d'un ou plusieurs hôtes intermédiaires successifs, le premier étant toujours un mollusque, (Figure 4). La plupart des trématodes vivent dans l'intestin grêle, mais on peut les rencontrer dans d'autres organes telle que le foie (*Fasciola sp*) les poumons, le pancréas et dans le sang (*Schistosoma sp*), (Fain, 1979, Thienpont et al, 1995).





**Tableau 1** — Les principales différences entre les *Pseudophyllidea* et les *Cyclophyllidea*

	<i>Pseudophyllidea</i>	<i>Cyclophyllidea</i>
<b>Scolex</b>	Allongé, avec deux gouttières musculaires allongées (pseudobothridies)	Plus arrondi, avec quatre ventouses musculaires et parfois un rostre
<b>Rostre</b>	Rostre absent	avec des crochets
<b>Derniers proglottis</b>	Plus large que long	Plus long que large
<b>Orifices sexuels</b>	Face ventrale avec deux pores Pore sexuel et pore utérin	Pore sexuel s'ouvre sur le côté du ver, le pore utérin est absent
<b>Glandes vitellogènes</b>	Situées latéralement est disséminées	Groupés en arrière de l'ovaire
<b>Œufs</b>	Operculés	Sans opercules
<b>Oncosphère</b>	Ciliée (coracidium)	Non ciliée

#### A.2.1 *Cyclophyllidea*

Le développement des *Cyclophyllidea* exige le concours d'un seul hôte intermédiaire invertébré ou vertébré (figure 5). Chez cet ordre l'utérus se termine en cul de sac et les œufs sont enfermés dans le segment ovigère lieu où s'accomplit le développement embryonnaire. Après expulsion des segments ovigères dans les selles, les œufs embryonnés sont éliminés dans le milieu extérieur après putréfaction ou rupture mécanique du segment. L'infestation de l'hôte intermédiaire à lieu après ingestion des segments ovigères ou des œufs. Après éclosion l'embryon effectue des migrations avant de se transformer en larve vésiculaire dans les tissus de prédilection. (Euzéby, 1963b). Chez les *Cyclophyllidea*, on distingue plusieurs larves vésiculaires. Le cysticerque est le stade larvaire infestant, des *Taeniidae*, pour l'hôte définitif mammifère. C'est une larve vésiculaire de la taille d'un petit pois à une noix, à paroi mince. Elle est constituée d'un scolex invaginé et rétracté dans une vésicule bien développée remplie d'un liquide clair. Le strobilocerque est une larve voisine de la précédente caractérisée par la présence d'une ébauche de strobile après le scolex. La coenure est le stade larvaire infestant, des *Taeniidae*, pour l'hôte définitif mammifère. Elle se différencie du cysticerque par sa taille beaucoup plus grande (de la

taille d'une noix à une orange). Sa paroi interne porte beaucoup de scolex invaginés. Le cysticercoïde est une larve microscopique formée d'un seul scolex non invaginé enfermé à l'intérieur d'une très petite vésicule ne contenant que très peu de liquide. Certaines larves présentent un petit appendice plein en forme de queue *Hymenolepis dimunita* et *Dipylidium caninum*. Cette larve se développe presque exclusivement chez les invertébrés hôtes intermédiaires (oribates). La larve d'*Hymenolepis nana* peut se rencontrer dans le tube digestif de l'homme où elle se développe dans la muqueuse intestinale. L'hydatide/kyste hydatique/vésicule hydatique est une vésicule uniloculaire sphérique, de taille variable mais souvent volumineuse, renfermant un liquide clair, sous pression. La larve est entourée d'une adventice (capsule) de tissu conjonctif dense élaboré par les tissus environnants de l'hôte. C'est l'ensemble composé de larve et de l'adventice qui constitue le kyste hydatique. L'adventice permet les échanges entre le contenu de la larve et l'hôte. Elle n'est pas adhérente à la paroi de la larve. Cet ordre comporte six familles d'importance vétérinaire et médicale : *Taeniidae*, *Dilipididae*, *Hymenolepididae*, *Anoplocephalidae*, *Mesocestoididae* et *Davaineidae* (Bowman, 1995). Seul la famille des *Taeniidae* retiendra notre attention au cours de cette étude.

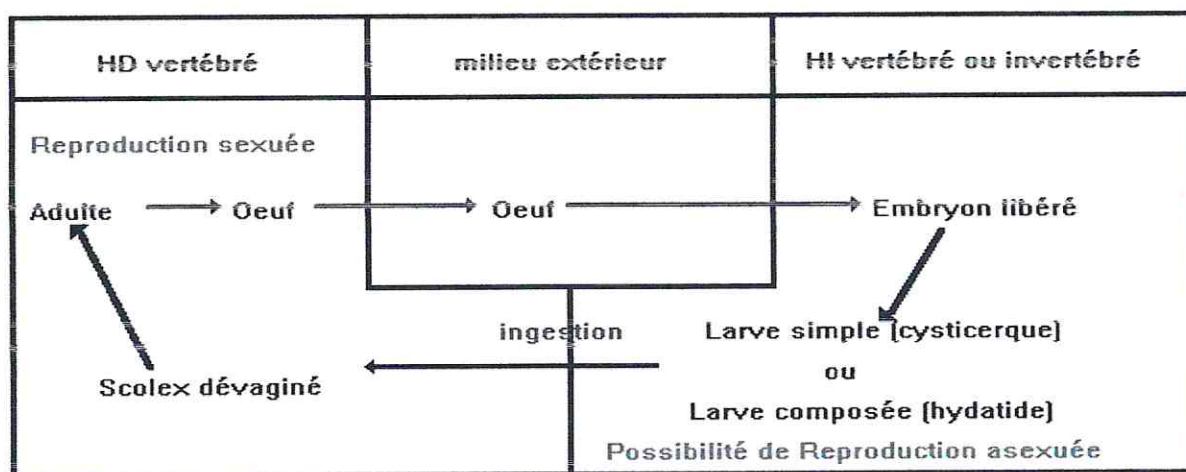


Figure 5 — Cycle évolutif des *Cyclophylidae* (source Geerts, 1990)



### A.2.1.1 *Taeniidae*

Les vers adultes de cette famille ont une longueur qui varie de 10 à 100 cm voire 12 m et d'avantage en fonction des espèces et du degré de maturité des proglottis. Le scolex possède quatre ventouses musculaires avec un rostre non rétractable pourvu de deux rangés de crochets. Les proglottis sont plus larges que longs (rectangulaire) avec un pore génital latéral alterné parfois à gauche et parfois à droite. Les œufs dans le proglottis sont entourés d'un embryophore très épais caractéristiques des *Taeniidae*. La différenciation entre les genres et les espèces de *Taenia* est basée sur le nombre et la taille des crochets sur le rostre et la morphologie des proglottis gravides. Cette famille regroupe deux genres importants *Taenia* et *Echinococcus*. Chez l'hôte définitif, l'ingestion de larves de *Taeniidae* entraîne le développement de ver adulte responsable de la taeniose. Par contre l'ingestion des œufs des *Taeniidae* par l'hôte intermédiaire entraîne le développement de larve vésiculaire responsable de la ladrerie. (Euzéby, 1963b)

Pour le genre *Echinococcus*, le ver est de très petite taille de 0,5 à 0,7 cm. Le strobile ne comporte que de trois à cinq segments, dont seul le dernier est ovigère. La larve est de type échinococcus (kyste hydatique ou hydatide). Par contre pour le genre *Taenia*, le ver est de taille moyenne ou grande. Le strobile comportant une centaine de segments dont de nombreux sont ovigères. La larve est de type cysticerque, cénure ou strobilocerque. Dans le groupe des *Taenia* à strobilocerque, nous ne retiendrons que trois espèces importantes qui peuvent être parasites des félinés.

*Taenia hydatigera* est un parasite cosmopolite. Il mesure de 0,3 à 0,6 m avec un scolex pourvu de ventouses saillantes. Le rostre volumineux porteur de vingt six à cinquante deux crochets très développés et mesurant de 380 à 420  $\mu\text{m}$  et de 250 à 280  $\mu\text{m}$ . Le cou n'est pas distinct et les segments murs renfermant un ovaire nettement divisé en deux parties sphériques et un vagin

pourvu d'un sphincter bien développé. L'utérus gravide est très volumineux et remplissant complètement les segments ovigères, à axe médian peu distinct et porteur de seize à dix huit branches latérales épaisses et peu ramifiées. Les oeufs sont de petite taille mesurant 27 à 38  $\mu\text{m}$  selon les espèces. Ils sont sphériques à ellipsoïdes, pourvus d'une coque épaisse et lisse contenant un embryophore lamellé (stries radiales). Les embryophores sont sphériques avec un diamètre de 30 à 35  $\mu\text{m}$ . Le ver adulte est parasite de la portion antérieure de l'intestin grêle du chat et de divers félidés et mustélidés. Par contre la larve *Cysticercus fasciolaris* est un strobilocerque de 3 à 20 cm. Il se développe dans le foie des muridés quatre semaines après ingestion des œufs (Euzéby, 1963b). L'ingestion de *Cysticercus fasciolaris* par un chat est suivie du développement d'un *Taenia* adulte. Les premiers segments ovigères sont rejetés dans les fèces dans cinq à six semaines après infestation (Bowmann, 1995).

#### A.2.2 *Pseudophyllidea*

Le développement des *Pseudophyllidea* exige le concours de deux hôtes intermédiaires successifs. Le premier hôte est un petit crustacé, le second hôte un vertébré (figure 6). Chez les parasites de cet ordre, l'utérus débouche sur la face externe du ver et s'ouvre par le tocostome par lequel les œufs sont éliminés dans l'intestin «véritable ponte». Après un séjour variable dans l'eau, l'œuf non embryonné operculé excrété avec les selles se développe en coracidium. Ce dernier échappe de sa coque et nage dans l'eau à la recherche d'un hôte. Pour continuer son évolution, il doit être avalé par un petit crustacé microscopique (cyclops). Au niveau intestinal, le coracidium perce les parois grâce à ses crochets et parvient dans la cavité générale. Après une évolution de deux à trois semaines, il se transforme en larve procercoïde, vésicule de petite taille à paroi épaisse, renferme peu de liquide qui évolue chez les arthropodes ou les invertébrés inférieurs. Elle mesure de 500 à 600  $\mu\text{m}$ . Cette dernière porte à l'une de ses extrémités un

renflement arrondi portant les six crochets devenus inutiles. Cette larve procercoïde ne peut poursuivre son développement que si elle est avalée par un deuxième hôte intermédiaire, batracien, (*Spirometra*). Lorsque le cyclops est avalé par un hôte intermédiaire convenable, le procercoïde est libéré dans le tube digestif et traverse la paroi intestinale et gagne les organes profonds (viscères, muscles). Au niveau de ces derniers, elle se développe et devient larve plerocercoidale ou sparganum (0,5 à 2 cm.) Elle est de couleur blanchâtre et ne présente aucune structure interne ou externe bien définie. Elle est rubannée ou subcylindrique et mesure 1 à 20 mm. La partie antérieure est épaisse opaque, avec scolex invaginé. La partie postérieure est mince translucide qui dégénère. Le sparganum est la forme infestante des bothriocéphales. Lorsqu'elle est avalée par l'homme elle se transforme en ver adulte dans l'intestin (Fain, 1979). Cet ordre comporte une famille d'importance vétérinaire et médicale.

#### **A.2.2.1      *Diphyllobothriidae***

Cette famille est caractérisée par un scolex pourvu de deux bothries qui servent à l'attachement et à la locomotion du ver. Les proglottis matures sont plus larges que longs, l'utérus consiste en un tube spirale composé de quatre à huit tubes déposés de chaque partie du segment et s'ouvre à l'extérieur par le pore utérin situé sur la face centro-ventrale derrière le pore génital. Les organes génitaux sont concentrés dans la partie centrale du segment et les œufs operculés sont expulsés par le pore utérin. Elle comporte trois genres d'importance vétérinaire et médicale : *Diphyllobothrium*, *Spirometra* et *Lingula*. Seul le genre *Spirometra*, parasite du chat, retiendra notre attention au cours de cet exposé.



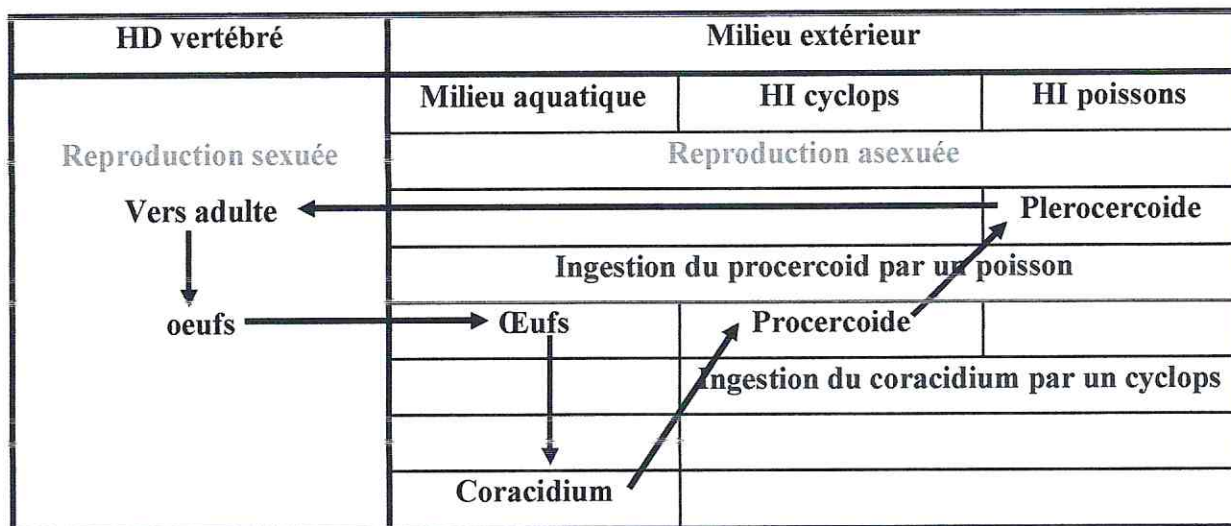


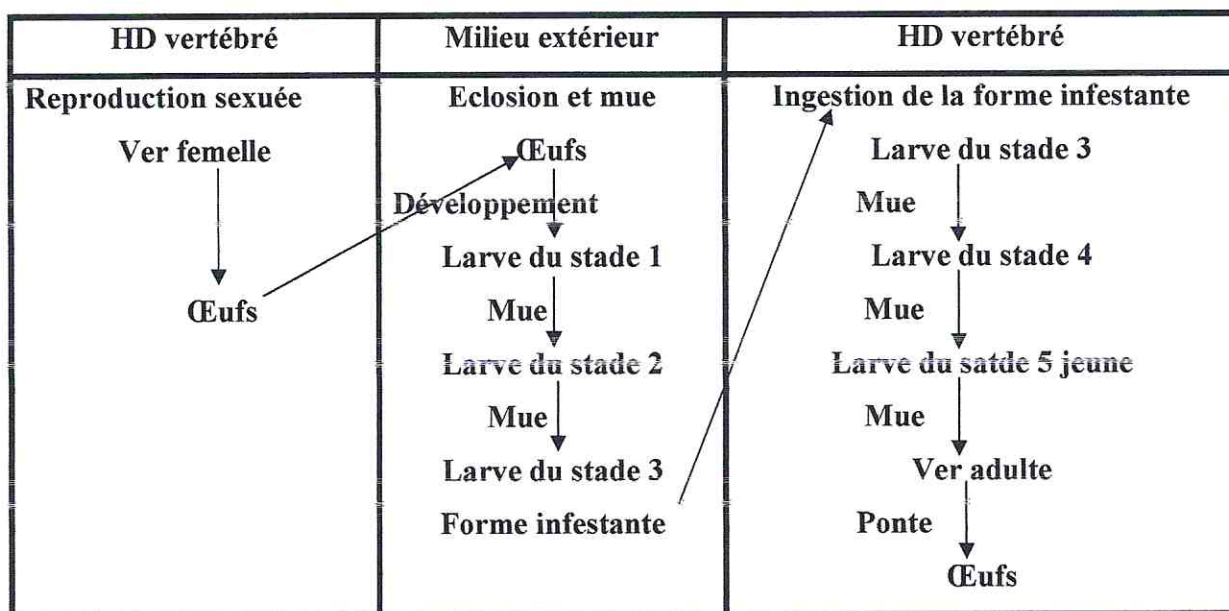
Figure 6 — Cycle évolutif des *Pseudophyllidea* (Source Geerts, 1990)

*Spirometra* est un ver de taille moyenne ou petit parasite des chats. Le scolex en forme de cuillère à bothries larges peu profondes. Il est pourvu d'un cou long et mince. Les sexes sont séparés (males et femelles). Les segments murs possèdent deux pores génitaux. Les segments ovigères renfermant un utérus disposé en spires transversales très serrées. La larve procercoïde se développe chez un premier hôte intermédiaire cyclops tandis que le plerocercarioïde se développe chez un deuxième hôte intermédiaire grenouille (Bowman, 1995).

## B Némathelminthes (vers ronds)

Ce sont des vers à section arrondie, non segmentés. Ils sont tous à sexes séparés. Les némathelminthes comportent deux classes d'importance vétérinaire et médicale ; Nematoda et Acanthocephala. La classe des Nematoda est composée de huit ordres d'intérêt vétérinaire et médicale: *Rhabdiasidea*, *Trichuridea*, *Strongylidea*, *Diectophymidea*, *Ascaridea*, *Spiruiridea* et *Filariidea*. Basée sur le type de reproduction, les Nématodes sont divisés en deux types. Les nématodes ovipares dont la reproduction se fait par des œufs avant ou après fécondation mais

avant éclosion (Exemple : *Toxocara*, *Ankylostoma*.) Tandis que les nématodes vivipares pondent des œufs contenant des larves développées (exemple : *Trichinella*, *Strongyloides* etc...) (Figure 7). Au cours de cet exposé on s'intéressera à quatre ordres et cinq familles (Bowman, 1995). Ces parasites ont été identifiés au cours de notre partie expérimentale.



**Figure 7** — Cycle évolutif des nématodes digestifs parasites des animaux domestiques (source Geerts, 1990)

**NB** : Il y a cependant beaucoup d'exception à ce cycle de base. Dans les fèces on retrouve parfois des larves du stade 1 (*Dictyocaulus spp*) ou des œufs contenant une larve (*Strongyloides spp*). Le stade 3 infestant peut se développer chez un hôte intermédiaire (*Spiruridae*, *Protostrongylidae*). Chez les *Ascaridae*, il s'agit de l'œuf contenant la larve du stade 2 qui est infestant.

### **B.1 *Trichuridea***

Ils possèdent un corps divisé en deux parties. La région oesophagienne filiforme, la région postérieure est plus longue. Le mâle possède des spicules tandis que la femelle est ovipare. Seul la famille des *Trichuridae* retiendra notre attention. Le ver du genre *Trichuris* mesure de 4 à 7 cm dépourvu de capsule buccale est parasite du tube digestif des chats. Les œufs en forme de citron pourvu de chaque pôle d'un bouchon polaire très saillant et transparent. La paroi est légèrement bombée avec une coque épaisse à surface lisse. Le contenu est de couleur brun granuleux, non segmenté. La taille moyenne est de 70 à 90  $\mu\text{m}$  de long et de 32 à 41  $\mu\text{m}$  de large. Le cycle évolutif est de type monoxène direct. Une phase exogène dans le milieu extérieur où a lieu le développement de la larve jusqu'au stade 3 infestant. La phase endogène commence après l'ingestion de l'œuf suivie de l'éclosion de la larve du stade 3 au niveau de l'intestin de l'hôte définitif. Cette larve mue jusqu'au stade de ver adulte sexuellement mure et la femelle pond des œufs après accouplement. Il s'agit de parasite hématophage qui absorbe le sang ou le plasma par capillarité (Euzeby, 1963a).

### **B.2 *Strongylidea***

Il est caractérisé par une capsule buccale bien développée. Cet ordre comporte sept familles d'importance vétérinaire et médicale. Seules les familles des *Ankylostomatidae* et *Trichostrongylidae* seront traitées. Les *Trichostrongylidae* comporte plusieurs genres, seul le genre *Trichostrongylus* retiendra notre attention au cours de cette étude. Les *Trichostrongylus* sont des parasites gastro-intestinaux cosmopolites plus fréquents dans les régions chaudes et humides. Les vers adultes de ce genre sont très petits et très minces. Ils mesurent de 3 à 8 mm de longs et 110 à 120  $\mu\text{m}$  de larges. A l'état frais, ils présentent une teinte rosée ou légèrement



brunâtre. Ils sont dépourvus de renflement céphalique et de capsule buccale. Les œufs sont de taille moyenne de 70 à 108  $\mu\text{m}$  de long sur 30 à 40  $\mu\text{m}$  de large. Ils se présentent en forme d'ellipse irrégulière à pôles inégaux pas très larges dont un est plus arrondi que l'autre. Une paroi latérale est souvent aplatie. La coque est mince chitineuse à surface lisse tapissée à l'intérieur d'une fine membrane vitelline. La morula est composée de seize à trente deux blastomères. Les *Ankylostomidae* comportent deux genres, *Ankylostoma* et *Uncinaria*, parasites des carnivores. Les adultes ont un corps court et trapu de 8 à 20 mm de long sur 250 à 800  $\mu\text{m}$  de large. La capsule buccale est sub-globuleuse ou infundibuliforme toujours bien développée à parois assez épaisses. Le bord antérieur de la capsule buccale est pourvu d'une plaque chitineuse qui peut porter soit des crochets (odontia) soit des lames tranchantes. L'existence de ces crochets a permis d'identifier le genre *Ankylostoma* ensuite cette dénomination générique a été étendue à tout le groupe. (Euzéby, 1963a) Il contient trois paires de dents avec un oesophage strongyliforme. Le male possède une bourse copulatrice avec deux grands lobes latéraux et deux spicules filiformes égaux et mesure 1,2 cm tandis que *Uncinaria* mesure 1cm. La femelle mesure 1,5 cm sans lambeau vulvaire. La femelle d'*Uncinaria* mesure 12 cm de long. Les oeufs d'*Ankylostoma* mesurent 56 à 65  $\mu\text{m}$  de longs et 37 à 43  $\mu\text{m}$  de larges de forme ovoïde à pôles égaux et fortement arrondis. Les parois latérales bombées à coque mince et lisse. La morula est composée de deux à huit grands blastomères. Se distingue difficilement de l'œuf d'*Uncinaria* qui est un peu plus grand. Les oeufs d'*Uncinaria* sont de taille moyenne 63 à 80  $\mu\text{m}$  de long sur 40 à 50  $\mu\text{m}$  de large. Ils sont ovoïdes à pôles inégaux à parois pratiquement parallèles minces et lisses. La morula est composée de grands blastomères. Ils se distinguent difficilement de l'œuf d'*Ankylostoma sp* qui sont un peu plus petits et possèdent une coque plus mince.

Le cycle évolutif est de type monoxène direct pour *Trichostrongylus* et *Ankylostoma*. La phase exogène est identique pour les deux genres. Dans le milieu extérieur, les œufs embryonnés éclosent et donnent une larve du stade 1 qui va subir deux mues successives pour donner la larve du stade 3 infestant. Après ingestion de ce dernier stade par l'hôte commence la phase endogène de *Trichostrongylus*. En général la larve du stade 3 mue rapidement en larve du stade 4 qui pénètre profondément dans la paroi digestive et mue en stade 5 juvéniles. Après acquisition de la maturité sexuelle et accouplement la femelle pond des œufs qui seront rejetés dans les fèces de l'hôte. La période prépatente est située entre deux à trois semaines après infestation pour la plupart des *Trichostrongylidae* (Bowman, 1995).

Chez *Ankylostoma*, la phase endogène débute après pénétration per cutanée des larves du stade 3. Elles migrent via le système circulatoire jusqu'aux poumons puis remontent jusqu'au pharynx pour être dégluties et subissent trois mues successives pour devenir ver adulte au niveau de l'intestin grêle. L'infestation peut se faire par voie orale, la larve migre à travers la paroi digestive jusqu'à la circulation, et parvient aux poumons et remonte au pharynx pour être déglutie et subit trois mues successives pour devenir ver adulte au niveau l'intestin grêle (Bowman, 1995).

Par contre chez *Uncinaria*, les adultes sont localisés dans le tiers postérieur de l'intestin grêle. Les œufs passent au stade morula. L'infestation se fait par voie orale. Il n'y a pas de migration extra intestinale. La période pré patente est de deux semaines (Bowman, 1995).

### ***B.3 Ascarididea***

Ce sont des vers pourvus de ventouses pré-cloacal. Cet ordre renferme cinq familles d'importance vétérinaire et médicale, *Ascaridae*, *Heterocheilidae* (*Anisakidae*), *Oxyuridae*, *Heterakidae* et *Rhabditidae* Seule la famille des *Ascaridae* qui sera traitée au cours de ce travail.

Les *Ascaridae* renferme plusieurs genres et espèces, seuls les genres *Toxocara* et *Toxascaris* parasites des carnivores retiendrons notre attention. Les *Ascaridae* des carnivores sont de petites tailles courts et grêles mesurant de 4 à 10 cm de longs sur 1,5 à 2 mm de larges. Ils ne sont pas rectilignes mais incurvés à leurs extrémités pour former deux courbures de sens opposé donnant au vers la forme d'un «S» très allongé. Ils portent des papilles cuticulaires latérales en région antérieure du corps qui confèrent à leur extrémité céphalique un aspect en pointe de flèche. Le mâle possède deux spicules sans ventouse précloacale. La femelle à une queue courte et conique (Euzéby, 1963a, Bowman, 1995). Les œufs de *Toxocara* sont de taille moyenne de 65µm x 75 µm. Ils sont presque sphériques, parfois ovales à coque épaisse, rugueuse et alvéolée. Le contenu est granuleux, brun foncé à noir, non segmenté et remplissant tout l'intérieur de l'œuf. Les œufs de *Toxascaris* mesurent de 75µm à 85µm, ils sont presque sphériques à légèrement ovales avec une coque épaisse, lisse et incolore. Le contenu est brun jaune, granuleux, non segmenté, ne remplissant que partiellement l'œuf. Ce sont des parasites obligatoires, spécifiques d'hôtes, dont le cycle évolutif est monoxène à deux phases. La phase exogène se déroule dans le milieu extérieur. Elle débute par l'excrétion de l'œuf jusqu'au développement du deuxième stade larvaire infestant pour l'hôte (Kilani et al, 2003). La phase endogène se déroule chez l'hôte et correspond au développement des différents stades larvaires. Après infestation. La larve du stade 2 quitte l'œuf et subit quatre mues successives pour atteindre le stade de vers adultes sexuellement mures. Après une migration extra digestive parvient jusqu'au poumons via la circulation sanguine ou elle traverse les alvéoles ensuite les bronchioles la trachée puis le pharynx où elle est déglutie (Kilani et al, 2003).



#### **B.4 Spiruridea**

Il est caractérisé par l'absence de vestibule buccal et de lèvres. Les vers adultes sont très allongés et vivipares. Cet ordre comporte quatre familles d'importance vétérinaire et médicale, *Spiruridae*, *Tetrameridae*, *Thelaziidae* et *Tropisuridae*, Seule la famille des *Spiruridae* retiendra notre attention. Les *Spiruridae* sont de petits vers trapus. Ils mesurent de 8 à 15 mm de long sur 300 µm à 1,5 mm de large. La bouche est pourvue de deux pseudo lèvres (lèvres latérales) et un vestibule parfois plus ou moins sclérifié. Le mâle a une queue spiralée pourvue de deux ailes bien développées à spicules très inégaux et dissemblables. Les œufs mesurent de 30 à 37 µm sur 11 à 15µm. Ils sont petits très allongés à bords parallèles et à paroi relativement épaisse contenant une larve fine, repliée. Les œufs ont une forme caractéristique en "trombone".

Le cycle évolutif hétéroxène avec développement larvaire dans le corps d'insectes coprophages, plus rarement de crustacés aquatiques inférieurs. La quasi-totalité des *Spiruridae* adulte d'importance vétérinaire et médicale sont parasites de la partie antérieure du tube digestif (vivant soit dans la paroi digestive ou logés au sein de nodules inflammatoires réactionnels, soit dans la lumière des viscères libres et englués dans le mucus ou au contraire enfoncés dans la muqueuse). Les femelles ovovivipares pondent des œufs embryonnés. Ces derniers éliminés dans les fèces sont absorbés par des insectes coprophages ou par des crustacés inférieurs chez lesquels se poursuivra l'évolution post embryonnaire jusqu'à la formation de larves du stade 3 infestant. L'infestation de l'hôte définitif s'effectue par ingestion de l'arthropode contenant le stade 3 (Bowman, 1995). Lorsqu'un hôte intermédiaire infesté par les larves du stade 3 est dévoré par un animal inadéquat, les larves infestantes ne sont pas détruites, mais elles s'encapsulent dans la cavité générale de cet hôte (état d'attente). Lorsque cet hôte est dévoré par un hôte adéquat, le parasite reprend son évolution. Ce phénomène de réencapsulation permet la

survie et la dispersion des *Spiruridae* (Bowman, 1995). L'infestation de l'hôte définitif s'accomplit généralement par voie buccale après ingestion de l'hôte intermédiaire infesté. Le développement du parasite chez son hôte définitif s'accomplit après trois mues successives du stade 3 jusqu'au stade de ver adulte dans la paroi digestive. Seule la femelle sort en partie pour la ponte des œufs dans la lumière de l'organe. Les spirocercoses peuvent être dues à des spirures adultes au niveau du tractus digestif «œsophage ou estomac». Tandis que les spirocercoses larvaires se limitent au développement des formes larvaires chez l'hôte inadéquat. (Bowman, 1995).

## **10 Prophylaxie des maladies parasitaires**

La prophylaxie des maladies parasitaire découle de l'épizootiologie. Elle englobe tous les moyens de prévention et de lutte contre les maladies parasitaires. Celle-ci peut être d'ordre générale ou individuelle. La prophylaxie générale a pour but de lutter contre les parasites et rompre la chaîne épizootiologique au moins où cela est possible : Supprimer la source en détruisant l'agent pathogène dans le réservoir (utilisation d'acaricides pour réduire la population de tique ainsi on détruit les protozoaires transmis par ces tiques *Babesia*, *Theileria*, *Anaplasma* etc.....) ou dans le milieu extérieur (Modification des biotopes de tique par les labours, cultures etc....). Empêcher le contact entre le parasite et l'hôte intermédiaire et l'hôte définitif. Détruire le vecteur ou abaisser sa densité au-dessous du seuil de transmissibilité. Détruire l'hôte intermédiaire ou abaisser sa densité au-dessous du seuil de transmissibilité. Par contre la prophylaxie individuelle vise la protection des animaux sains afin d'éviter le contact entre l'hôte définitif et le parasite par tous les moyens (mécaniques, chimiques etc.....), entretenir les animaux dans de bonnes conditions d'hygiène et éviter le contact avec les animaux malades. La protection des animaux par des

vaccinations (séroprophylaxie), traitements périodiques (chimio prophylaxie). Le blocage du développement du parasite dans l'organisme de l'hôte par le traitement curatif (Seynave, 2003, Blancou, 2000).

## **11 Traitement**

Le traitement des maladies parasitaires peut être chirurgical qui n'est pas très souvent utilisé (exemple : habronérose cutanée etc.....). Il est surtout médical qui consiste, tout particulièrement, en la médication étiologique, puis pathogénique, symptomatique et biologique (vaccinothérapie).

L'objectif de cette présente étude consiste à évaluer le parasitisme digestif (nématodes, cestodes et protozoaires) en utilisant la technique de flottation concentration, chez les chats dans la ville de Tizi Ouzou et dans la région de Draa El Mizan.



PARTIE

PRATIQUE

## II Matériels et méthodes

Un diagnostic exact des maladies parasitaires, est la condition nécessaire d'un bon traitement et d'une bonne prophylaxie. Le seul diagnostic qui peut nous rapporter des renseignements précis sur l'agent étiologique c'est le diagnostic expérimental (au laboratoire). Pour le diagnostic des parasites du tube digestif, on a recours à la coproscopie parasitaire, qui se base sur la recherche des éléments parasitaires (œuf, larve, oocyste) dans les matières fécales. Ces dernières doivent être considérées comme des matières à risques potentiels. Elles peuvent en effet renfermer des agents de zoonose majeure de différentes natures (exemple : *Echinococcus Multilocularis* à l'origine de l'hydatidose humaine, *Toxoplasma gondii* agent de la toxoplasmose etc.....). Le laboratoire de parasitologie est un milieu infectieux, on doit porter une blouse blanche propre pour la manipulation. Il est recommandé de porter des gants et de procéder à une désinfection soigneuse des mains après manipulation. Le matériel utilisé sera de préférence à usage unique, jeté immédiatement après usage, le contenu devra être détruit par incinération. Si le matériel devrait être réutilisé (verrerie), il faut nettoyer immédiatement après usage et le désinfecter soigneusement tant pour prévenir le risque de contamination que pour éviter le faux positif lors de manipulations ultérieures. La méthode de prélèvement directe par défécation naturelle ou stimulée (à l'aide d'un thermomètre ou un gel de lavement) garantit les meilleurs résultats pour l'analyse ultérieure (limitation des faux positifs). Par contre le prélèvement indirect ou par récolte des fèces au sol, peut être préjudiciable à la qualité du prélèvement. La quantité de fèces à prélever varie d'une espèce animale à l'autre. Chez les chats on a prélevé la totalité de la défécation c'est-à-dire, 10 à 50 gr de fèces

## **1 Animaux**

Un total de quarante et un chats a été utilisé au cours de ce travail. L'étude a été menée du 01 juillet jusqu'à la fin octobre 2005. L'âge et le sexe sont connus chez vingt et un chats domestiques vivants chez des propriétaires, dont huit chatons sont âgés de moins de six mois et treize chats âgés de plus de six mois. Les vingt qui restent sont des chats errants non identifiés sans commémoratifs. Une limite géographique est fixée et seuls les prélèvements provenant de la wilaya de Tizi-Ouzou (Région de Draa El Mizan et le centre ville de Tizi-Ouzou) ont été inclus.

## **2 Prélèvement**

Les prélèvements ont été réalisés dans le bac à litière chez les chats vivants chez des propriétaires. Tandis que les prélèvements sur des chats errants ont été fait sur du sable ou sur des terrains à sol sablonneux où les chats enfouissent leurs fèces. Une quantité de 10 à 15 voir 50 gr de fèces a été prélevée (totalité de la défécation). Immédiatement après prélèvement, L'échantillon a été mis dans un récipient hermétiquement fermé à ouverture large, (tube de pellicules photographiques). Chaque prélèvement a été précisément identifié en mentionnant le nom de l'espèce, le nom du propriétaire et la date de prélèvement. Les prélèvements ont été collectés et conservés ensuite acheminés vers le service de Parasitologie du Laboratoire Vétérinaire Régional de Draa Ben Khedda. Au niveau de ce dernier, les échantillons ont été traités et les œufs de parasites identifiés.



### 3 Matériels

Au cours de notre étude, nous avons fait usage d'un certain matériel disponible au niveau du laboratoire régional vétérinaire de Draa Ben Khedda. Microscope optique (binoculaire) avec platine à chariot, centrifugeuse, balance, agitateur, portoir pour tube à essai, tamis (passoire à thé), spatule en métal, anse de platine, Tubes à essais, lames et lamelles, Verreries graduées (vase de Berlin de 100 ml, 500 ml, verre gradué 100 ml) moyen d'identification de l'échantillon : crayon et étiquettes.



**Photo 1** — Paillasse avec le matériel et les échantillons au Service de Parasitologie Laboratoire Vétérinaire Régional de Draa Ben Khedda, Tizi Ouzou.



**Photo 2** — Paillasse avec le matériel au moment du traitement des échantillons au Service de Parasitologie Laboratoire Vétérinaire Régional de Draa Ben Khedda, Tizi Ouzou.

## **4 Technique d'analyse**

### **4.1 Solution d'enrichissement**

La coproscopie est réalisée par la méthode d'enrichissement par flottation avec la solution de Sheather (500 g de sucre + 300 ml d'eau distillée + 6.5 g de phénol rouge). La solution a été mise sur mélangeur magnétique pendant au moins 18 heures. Après mélange, à l'aide d'un densimètre, on a déterminé la densité de la solution qui doit être de 1,27. La solution de flottation est un véritable sirop de sucre. Cette solution a été choisie au cours de cette étude par rapport à d'autres solutions connues car elle préserve la forme des œufs et surtout de certaines oocystes. (Voir tableau 2)

**Tableau 2** — Avantages et inconvénients des différentes solutions de flottation utilisées dans le diagnostic des parasitoses digestifs chez les animaux domestiques. (Bowman, 1999, Euzeby, 1981, Hendrix, 1998)

	<b>Avantages</b>	<b>Inconvénient</b>
<b>Solution de Sheather</b> d = 1, 27	Très peu coûteux, facile à préparer et préserve la forme des œufs de nématodes et les oocystes coccidiens. Indiquée pour la recherche des oocystes de <i>Cryptosporidium</i>	Solution trop visqueuse, collante. Il y a un risque de contamination par des moisissures
<b>Nitrate de sodium</b> d = 1, 22	Elle donne de très bons résultats pour les œufs de nématodes	Tendance à former des cristaux et déforme les éléments parasitaires en quelques minutes.
<b>Chlorure de sodium</b> d = 1,2	Très peu coûteux et facile à préparer	Corrosif et remonte presque uniquement les kystes de coccidies. Il y a une déformation importante des œufs et tendance à former des cristaux
<b>Sulfate de magnésium</b> d = 1,28	Peu coûteux, indiqué pour la recherche de <i>Trichuris</i> et remonte peu de débris	Tendance à former des cristaux
<b>Iodo-mercurate de potassium</b> d = 1, 44	Remonte tous les oeufs y compris ceux des Trématodes	Déforme les œufs, polluant et corrosif
<b>Sulfate de zinc à 33 %</b> d = 1,18	Concentre très bien les kystes de <i>Giardia</i>	Remontée importante des débris. Il stimule les larves et perturbe la lecture
<b>Sulfate de zinc modifié</b> d = 1, 44	Efficacité comparable à l'iодо-mercurate et il n'est pas polluant	

#### **4.2 Flottation**

L'enrichissement par flottation consiste à concentrer les œufs de vers ou les oocystes de protozoaires sur une petite surface afin de pouvoir détecter un œuf par prélèvement soit par deux grammes de fèces (photo 1). Il s'agit d'une technique hautement sensible. Une quantité de deux grammes de fèces a été délayée dans 20 ml de la solution de Sheather. Après trituration, le mélange a été filtré à travers un tamis (passe thé). Le filtrat obtenu est versé dans un tube à essai jusqu'à la formation d'un ménisque convexe. Ce dernier a été couvert avec une lamelle et

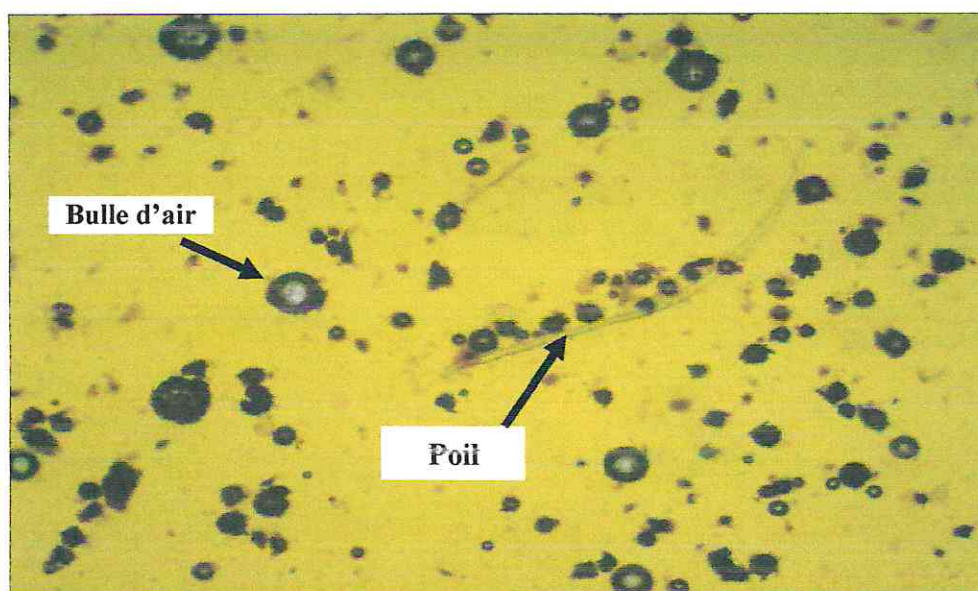


centrifugé pendant cinq minutes. Ensuite la lamelle a été montée sur une lame porte objet et examinée sous le microscope pour la recherche et l'identification des œufs. Les œufs ont été identifiés sur base de la clé décrite par Bowman (1995).

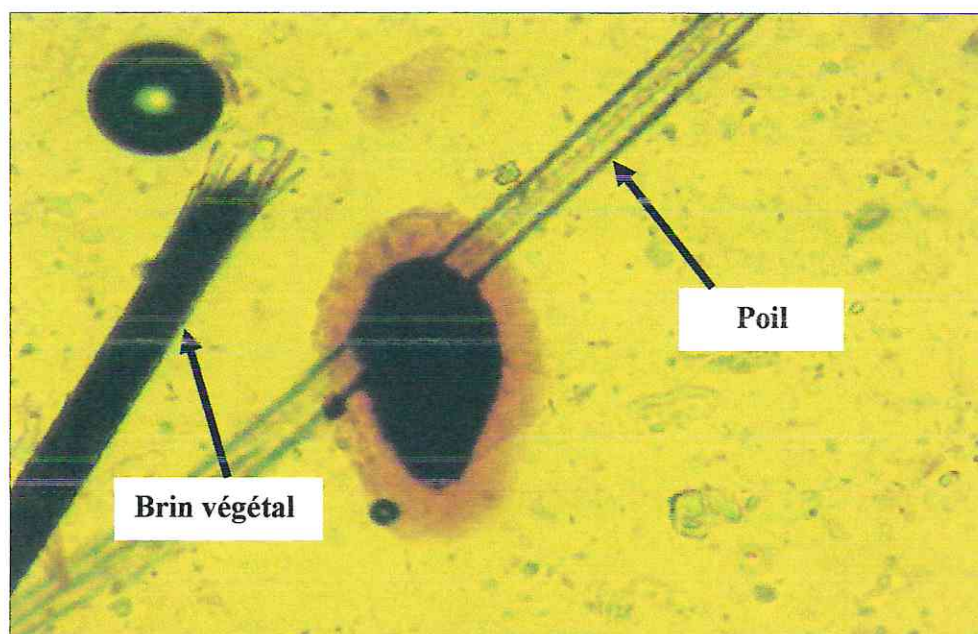
### **III Résultats**

#### **1 Observation au microscope**

Dans les matières fécales des animaux, quelle que soit l'espèce à laquelle ils appartiennent, on trouve souvent des éléments parasitaires microscopiques susceptibles de prêter à confusion avec des formes parasitaires. Ces éléments sont qualifiés de « pseudo parasites ». Il importe de savoir les identifier pour éviter des erreurs grossières d'interprétation. Il a été répertorié trois types de pseudo parasites. Les pseudo parasites de nature végétale dont il peut s'agir du pollen de diverses plantes, des spores de divers champignons, des fibres et des filaments végétaux, etc.... Les pseudo parasites de nature animal sont représentés par du poil, des débris cellulaires de tissus musculaires (après ingestion de la viande chez les chat), etc.... Enfin les pseudo parasites de nature non biologique bulle d'air, grains de poussières, etc.... Les photographies 3, 4, 5 et 6 présentent les différents pseudo parasites que nous avons rencontré au cours de notre identification microscopique.

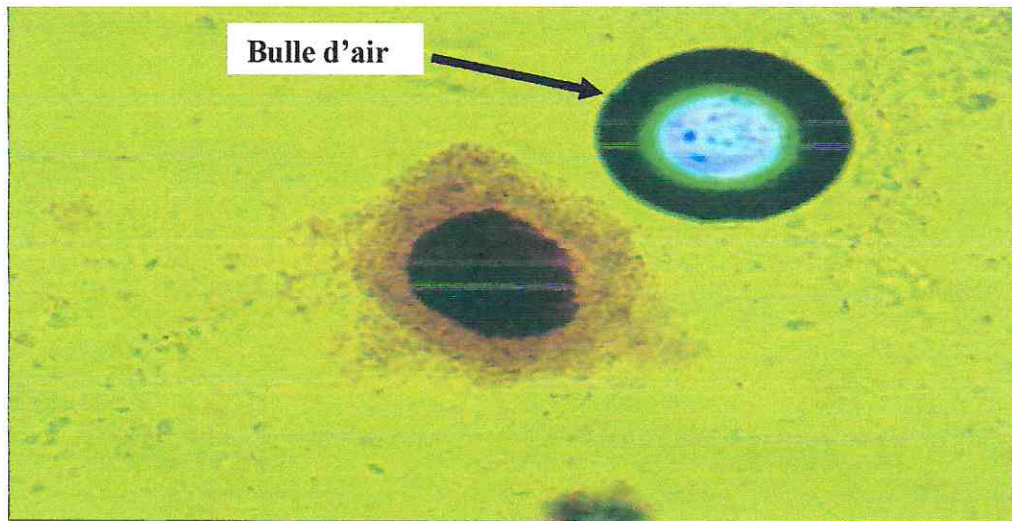


**Photo 3** — Pseudo parasites pouvant prêter à confusion avec des œufs et larves de parasites  
(Laboratoire Régional Vétérinaire de Draa Ben Khedda, Tizi Ouzou)

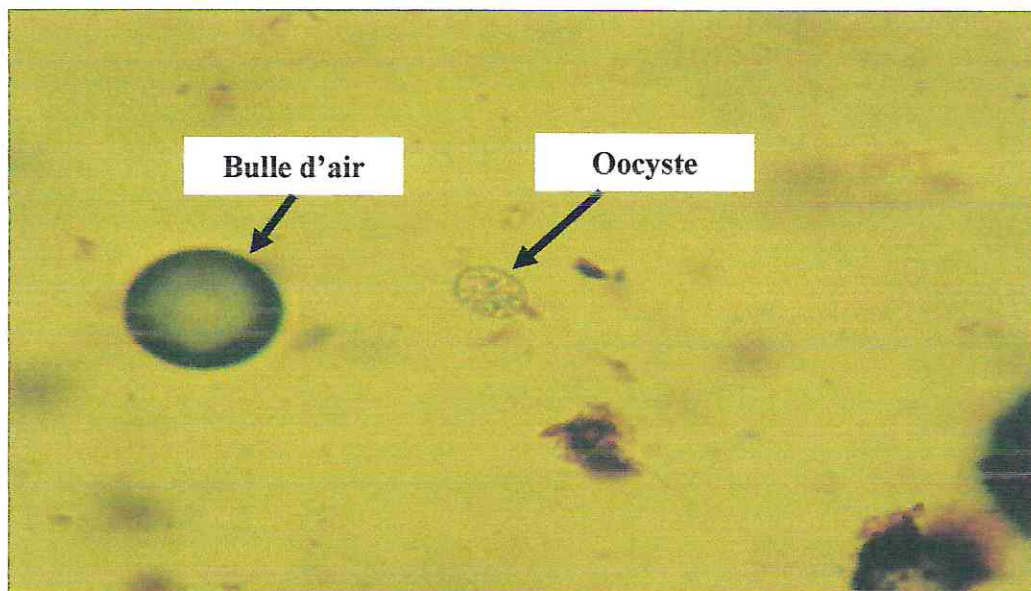


**Photo 4** — Pseudo parasites pouvant prêter à confusion avec des larves et vers adultes parasites  
(Laboratoire Régional Vétérinaire de Draa Ben Khedda, Tizi Ouzou)





**Photo 5** — Pseudo parasites pouvant prêter à confusion avec des œufs de parasites (Laboratoire Régional Vétérinaire de Draa Ben Khedda, Tizi Ouzou)



**Photo 6** — Pseudo parasites pouvant prêter à confusion avec des œufs de parasites (Laboratoire Régional Vétérinaire de Draa Ben Khedda, Tizi Ouzou)

## 2 Parasitisme digestif chez les différents chats

Les résultats de la présente étude montre qu'environ un chat sur deux est porteur d'au moins un parasite (46,00 % soit 19/41) tableau 3.

**Tableau 3** — Taux d'infestation des chats par les parasites digestifs.

	<b>Positifs</b>	<b>Négatifs</b>	<b>Total</b>
	19	22	41
<b>Total</b>	46,00%	54,00%	100%

Le taux d'infestation par les helminthes est de trois fois supérieur (soit 60,90%) par rapport à celle causée par les protozoaires (soit 19,60 %) tableau 4.

**Tableau 4** — Taux d'infestation des chats par les helminthes et les protozoaires, parasites du tube digestif

	<b>Helminthes</b>	<b>Protozoaires</b>
	25	8
<b>Total</b>	60,90 %	19,50 %

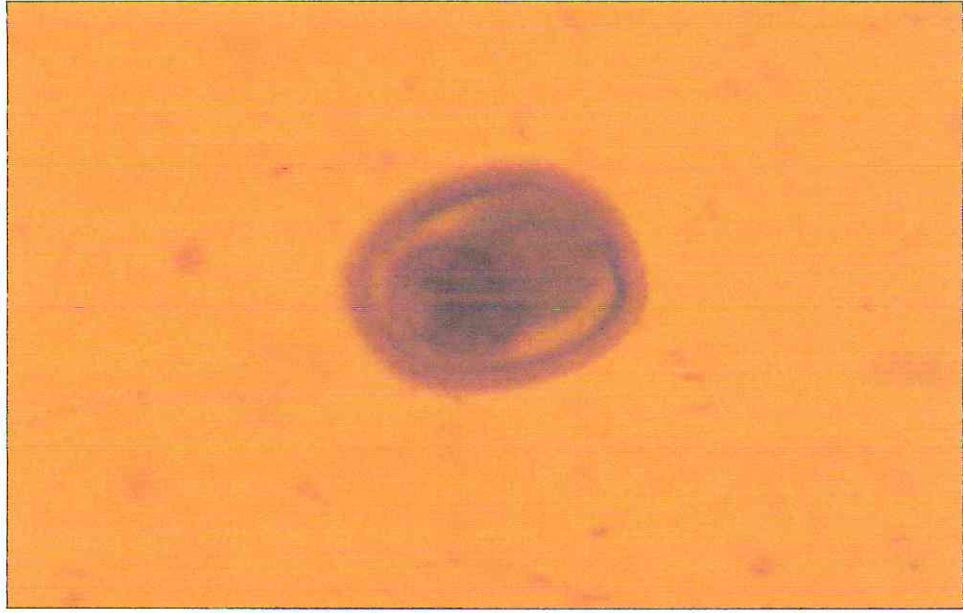
## 3 Prévalence de l'infestation des chats par les helminthes

Il a été identifié au cours de cette étude huit genres d'helminthes parasites de chats (tableau 5). Le taux d'infestation par les ascarides notamment *Toxocara spp* est beaucoup plus élevé par rapport au autres helminthes soit 24,40 % des chats (10/41). Un seul chat était excréteur d'œufs de *Toxascaris sp* (tableau 5). L'infestation par les ankylostomes représente un taux de 14,60 % ce qui correspond à la moitié du taux d'infestation par les ascarides. L'infestation par *Uncinaria sp* représente le tiers du taux d'infestation par les ascaridés 7,30 % des chats (soit 3/41). Cependant, le taux d'infestation reste faible pour *Trichuris*, *Trichostrongylus*, *Spirometra*, *Spirocerca* et *Taenia* soit 2,40 % des chats (1/41), (Tableau 5).

**Tableau 5** — Taux d'infestation des chats par les différents helminthes parasites du tube digestif

	<b>Positifs</b>	<b>Taux d'infestation</b>
<i>Toxocara sp</i>	10	24,40 %
<i>Toxascaris sp</i>	1	2,40 %
<i>Ancylostoma sp</i>	6	14,60 %
<i>Uncinaria sp</i>	3	7,30 %
<i>Trichostrongylus sp</i>	1	2,40 %
<i>Trichuris sp</i>	1	2,40 %
<i>Spirometra sp</i>	1	2,40 %
<i>Spirocercas sp</i>	1	2,40 %
<i>Taenia sp</i>	1	2,40 %
Total	25	60,90 %





**Photo 7** — Œuf de *Toxocara sp* avec morula en pleine division isolée à partir d'un chat  
(Laboratoire Régional Vétérinaire de Draa Ben Khedda, Tizi Ouzou)



**Photo 8** — Œuf de *Toxocara sp* isolé à partir d'un Chat (Laboratoire Régional Vétérinaire de  
Draa Ben Khedda, Tizi Ouzou)

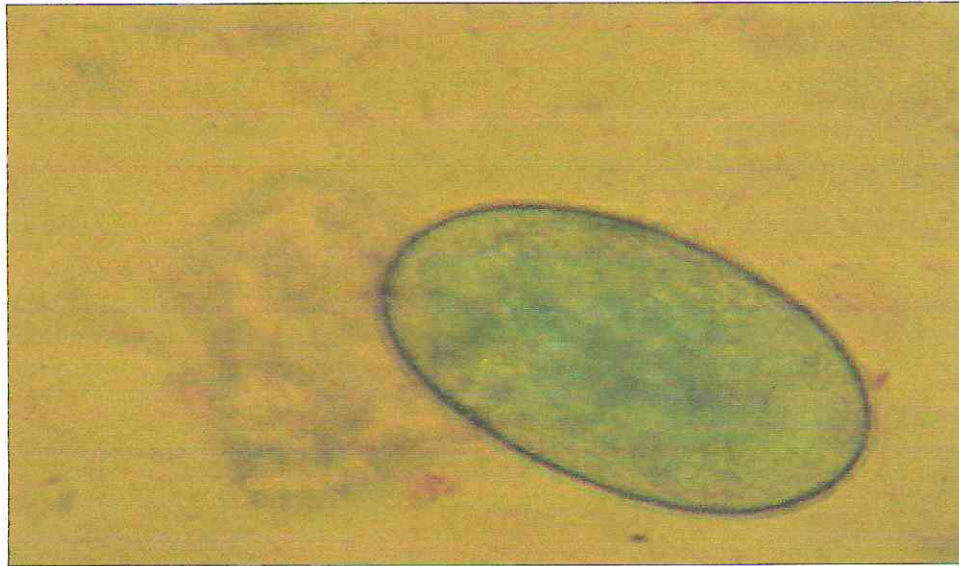


**Photo 9** — Œuf de *Toxocara sp* renfermant une larve isolé à partir d'un Chat (Laboratoire Régional Vétérinaire de Draa Ben Khedda, Tizi Ouzou)



**Photo 10** — Œuf d'*Uncinaria sp* isolé chez un chat (Laboratoire Régional Vétérinaire de Draa Ben Khedda, Tizi Ouzou)





**Photo 11** — Oeuf d'*Ankylostoma sp* isolé chez un chat (Laboratoire Régional Vétérinaire de Draa Ben Khedda Tizi Ouzou)

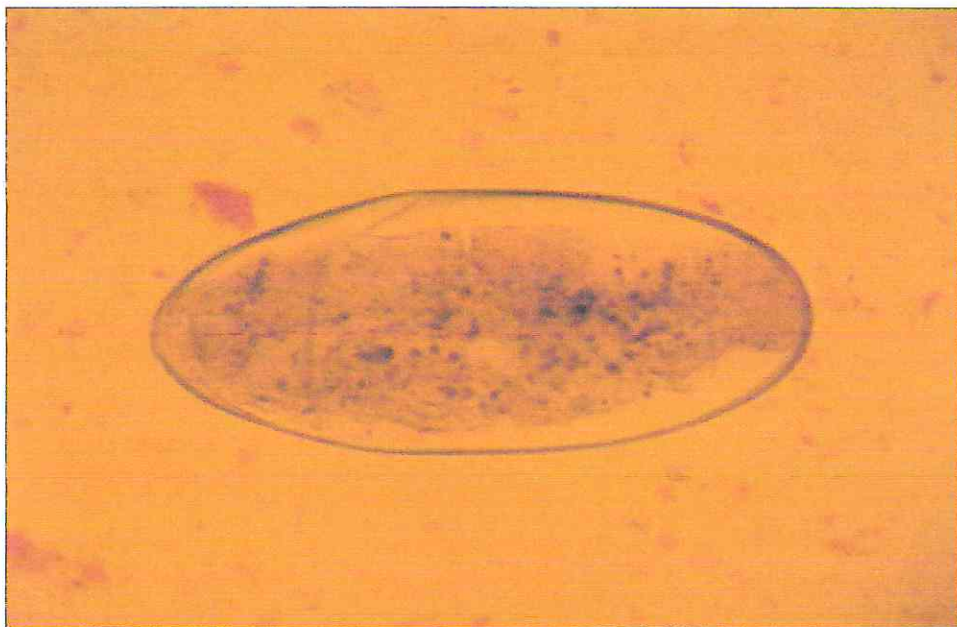


**Photo 12** — Oeuf d'*Ankylostoma sp* isolé chez un chat (Laboratoire Régional Vétérinaire de Draa Ben Khedda Tizi Ouzou)

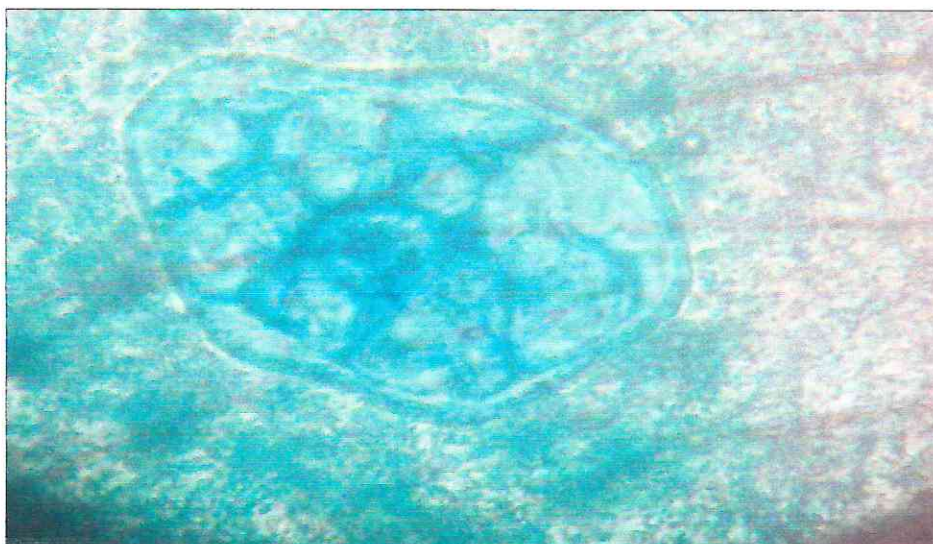




**Photo 13** — Oeuf de *Trichuris sp* isolé chez un chat (Laboratoire Régional Vétérinaire de Draa Ben Khedda, Tizi Ouzou)



**Photo 14** — oeuf de nématode de chat dont le morula est dégénéré (Laboratoire Régional Vétérinaire de Draa Ben Khedda, Tizi Ouzou)



**Photo 15** — Ovisac contenant des œufs de *Spirometra sp* isolé chez un chat (Laboratoire Régional Vétérinaire de Draa Ben Khedda, Tizi Ouzou)



**Photo 16** — Plusieurs ovisacs contenant des œufs de *Spirometra sp* isolé chez un chat (Laboratoire Régional Vétérinaire de Draa Ben Khedda, Tizi Ouzou)

#### 4 Prévalence de l'infestation des chats par les protozoaires

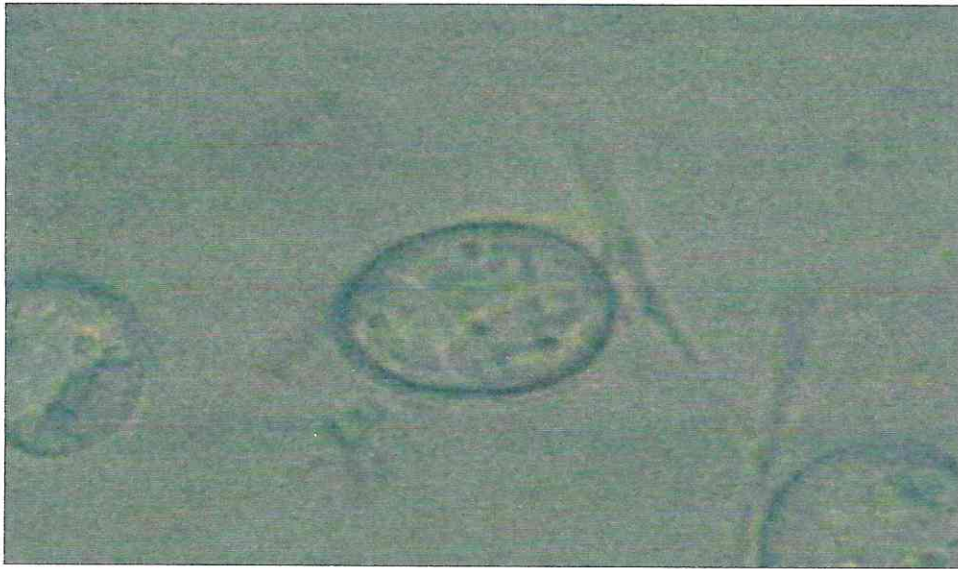
La prévalence des infections par les protozoaires est inférieure aux infestations helminthiques, avec un taux d'infestation de 19,5% soit 8/41 des chats examinés (tableau 5). Le genre *Toxoplasma* est le protozoaire le plus fréquent, avec un taux de 9,70 % des chats soit 4/41 suivie de l'infestation par *Isospora sp* avec un taux de 7,3 % des chats examinés soit 3/41 ensuite vient le genre *Eimeria sp* avec un taux d'infestation faible de 2,4% chats examinés soit 1/41 (tableau 6).

**Tableau 6** — Taux d'infestation des chats par les différents protozoaires parasites du tube digestif.

<i>Toxoplasma gondii</i>	4	9,7 %
<i>Isospora sp</i>	3	7,2 %
<i>Eimeria sp</i>	1	2,4 %
<b>Total</b>	8	19,5 %

Un poly-parasitisme a été observé chez 26,80 % des chats soit 11/41. L'association protozoaires/helminthes a été démontrée chez 12,2 % des chats examinés soit 5/41. Nous avons enregistré un taux de 7,3 % soit 3/41 des chats examinés étaient porteurs de trois genres de parasites.

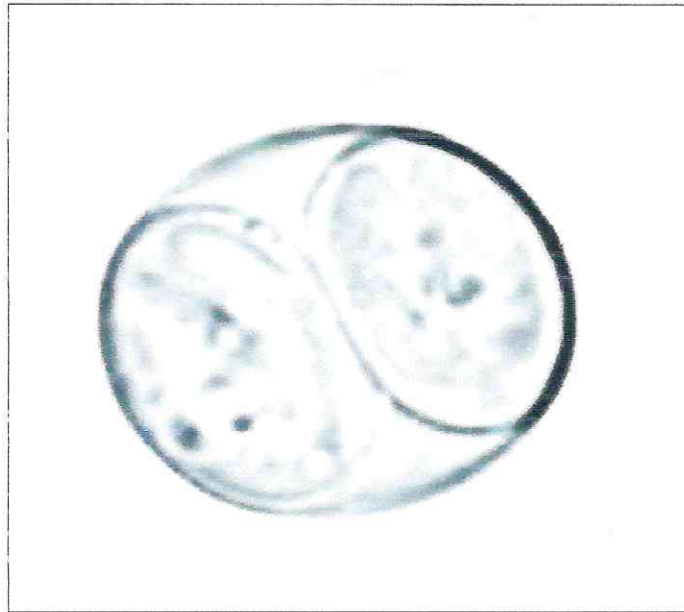




**Photo 17** — Oocyste d'*Eimeria* sp isolé à partir d'un chat (Laboratoire Régional Vétérinaire de Draa Ben Khedda, Tizi Ouzou)



**Photo 18** — Oocyste de *Toxoplasma gondii* isolé chez un chaton (laboratoire Régional Vétérinaire de Draa Ben Khedda Tizi Ouzou)



**Photo 19** — Oocyste sporulé de *Toxoplasma gondii* isolé à partir d'un chat  
(Source: Ziam.H au niveau de l'institut de médecine tropicale, Belgique)



**Photo 20** — Oocyste sporulé d'*Isospora sp* isolé chez un chat (Laboratoire Régional Vétérinaire  
de Draa Ben Khedda Tizi Ouzou)

## IV Discussion

Au cours de cette étude, nous avons montré que les chats vivants en milieu urbain ne sont pas indemnes de parasites par rapport aux chats vivants en milieu rural. La même constatation a été rapportée dans d'autres pays du bassin méditerranéen (Franc et al, 1997). Nos résultats montrent que l'infestation des chats par les helminthes est trois fois supérieure par rapport à l'infestation par les protozoaires. Parmi les quarante et un échantillons utilisés au cours de notre investigation, vingt et un fèces provenaient de chats identifiés dont onze chats d'appartement étaient indemnes de toutes infestations parasitaires (tableau 7). Tandis que les dix fèces issues de chats vivants en semi liberté étaient positifs (tableau 7). Ces résultats corroborent ceux rapportés par (Beugnot et al, 2000 et Franc et al, 1997).

**Tableau 7** — Prévalence de l'infestation parasitaire chez les différentes catégories de chats

	Les chats identifiés 21		Les chats non identifiés 20
	Appartement 11	Semi-liberté 10	Chats libres 20
Taux de positivité	0%	100%	45%
Taux de négativité	100%	0%	55%

Le milieu extérieur joue un rôle important dans la pérennité et la transmission des différents parasites aux animaux (Kilani et al, 2003). Basé sur les résultats obtenus au cours de cette étude, les chats vivants dans les appartements étaient tous indemnes de parasites par rapport aux chats vivants en semi liberté. Cette différence dans le parasitisme est due au fait que la première catégorie mène une vie strictement intérieure à l'encontre de la seconde qui peut accéder au milieu extérieur. Ces résultats montrent l'influence du milieu extérieur sur le parasitisme et le peu de chance qu'offre le milieu intérieur d'être en contact avec les diverses sources de parasite. Malgré leur mode vie extérieur, sur les vingt échantillons issus de chats errants, un total de neuf chats étaient positifs (45 %) contre onze chats indemnes de parasite (55 %), (Voire tableau 7).



Ce taux de négativité élevé chez les chats errants est probablement lié au fait que les échantillons proviennent de chats de compagnie. Cette dernière offre de grandes aires à disposition des chats provoquant ainsi la dissémination des œufs sur de grandes distances réduisant ainsi le contact entre le chat et les sources de parasites. Contrairement aux villes où le nombre de chats est très élevé et la non disponibilité de grandes aires favoriserait la concentration des œufs, de plus la concentration des chats autour des décharges publiques à ciel ouvert offre la nourriture ainsi qu'un lieu d'enfouissement des fèces de chats. Ces conditions augmentent le contact entre l'hôte définitif et les parasites ainsi favorisent la pérennité des agents pathogènes.

Cette étude démontre l'importance du parasitisme des helminthes qui représentent un taux de 60,90 % par rapport aux protozoaires qui restent faible avec un taux 19,50 %. Ces résultats sont différents de ceux rapportés par d'autres auteurs (Beugnet et al, 2000, Barr et Bowman, 1994, Lindsay et Blagburn, 1991). Cette différence liée à la prévalence élevée du parasitisme helminthique par rapport aux protozoaires est probablement due à l'emploi fréquent de vermifuges dans les pays du nord où les carnivores vivent en promiscuité avec l'homme (Chien et chat d'appartement) par rapport aux pays du sud où les carnivores sont entretenus dans le cadre du gardiennage de maison, de troupeau ou de chasse.

Parmi les parasites agents de zoonoses les plus rencontrés sont *Toxocara sp* avec un taux de 24,40 % et *Ankylostoma sp* avec un taux de 14,60 % (tableau 5). Cependant, l'infestation par *Ankylostoma sp* reste faible par rapport à *Toxocara sp* (tableau 5). Ces résultats sont différents de ceux rapportés par Haralabidis (2003), qui signale un taux d'infestation variant de 0,5 à 2 %. *Toxocara cati* est le plus couramment rencontré et un seul cas de *Toxocara sp*. Ce taux élevé de toxocarose est lié au cycle évolutif du parasite et aux risques d'infestation. La toxocarose est transmise au jeune par différentes voies par le colostrum et le lait chez la chatte puis par l'intermédiaire du milieu qui conserve les œufs contenant la larve du stade 2 infestante protégée par une coque épaisse. A ces différents modes de transmission s'ajoute la notion d'hôtes parathéniques (exemple : rats, souris etc.....) qui conservent les parasites pendant de longue

année dans leur tissus. L'ingestion de ces hôtes parathéniques par le chat entraîne la libération des larves et l'accomplissement du cycle (Bowman, 1995). De plus *Toxocara spp* est probablement le parasite le plus fréquent au niveau mondial (Parsons, 1987). *Uncinaria spp* semble être moins fréquent qu'*Ankylostoma sp* et *Toxocara sp* mais reste élevé par rapport aux autres helminthes mineurs retrouvés : *Trichostrongylus sp*, *Trichuris sp*, *Spirocerca sp*, *spirometra sp*, *Taenia sp* avec une prévalence 2,4 % (tableau 5).

Au cours de cette étude, la prévalence des protozoaires chez le chat reste faible par rapport aux résultats rapportés par d'autres auteurs (Franc et al, 1997, Beugnet, 1996, Bourdoiseau, 1993). Cependant, seulement trois protozoaires ont été répertoriés au cours de cette étude. Le plus fréquemment rencontré est *Toxoplasma gondii* avec un taux d'infestation élevé de 9,7 % suivi d'*Isospora sp* avec un taux 7,2 % et enfin *Eimeria sp* avec un taux de 2,45 %. D'après la revue bibliographique, *Toxoplasma gondii* est un parasite des chats âgés entre six à quatorze semaines période pendant laquelle les chats ne sont pas immunocompétents. De plus la majorité des échantillons de fèces utilisés au cours de cette étude proviennent de chats inconnus (non identifiés). Probablement la prévalence de la toxoplasmose chez le chat est beaucoup plus élevée surtout chez les chats errants et vivants en semi liberté. Ces derniers se nourrissent dans la nature de souris et autres hôtes qui peuvent héberger dans leur muscles et cerveau les bradyzoïtes de *Toxoplasma gondii*. Les *Eimeridae* sont des parasites des herbivores, des rongeurs, oiseaux et porcides (Kaufmann, 1996). Cependant, nous avons enregistré un taux d'infestation élevé par *Eimeria sp* de 2,4 %. Il s'agit probablement de chats ayant ingéré des oiseaux sauvages, d'intestins de volailles domestiques, de lapin ou autres espèces animales infestées par *Eimeria sp*.

## V Conclusion

Ce travail indique que les prévalences des parasites du tractus digestif du chat restent relativement élevées. Certaines de ces espèces sont agents de zoonoses potentielles telles que *Ascarida*, *Ankylostoma* et *Toxoplasma gondii*. Cependant, la prévalence de ces parasites reste faible par rapport à la réalité du terrain. Il serait souhaitable de conduire des enquêtes parasitologiques à large échelle dans les foyers urbains et compagnes, les parcs et les jardins publics dans le but de connaître la prévalence des différents parasites du chat qui ont un impact en santé publique. Afin d'élaborer des programmes de prévention efficace, basée sur l'éducation du publique associée à la vermifugation régulière des chats domestiques et l'interdiction d'accès aux zones potentiellement contaminées dans l'environnement. Cette mesure étant particulièrement importante pour les enfants.



## VI BIBLIOGRAPHIE

- Barr S.C. et Bowman, D.D. 1994. Giardiasis in dogs and cats. *Compend. Contin. Educ; Prat. Vet.* 16: 603-614.
- Beugnet F. Guillot J. Polack B. et Chermette B. 2000. Enquête sur le parasitisme digestif du chien et des chats de particuliers de la région parisienne, *Revue Méd. Vét.* 151. 443-446.
- Beugnet F. 1996. Une entérite sous estimée chez les carnivores domestiques : La giardiose à *Giardias duodenalis*. *L'action Vétérinaire*, 1357. 22-29.
- Blancou J. 2000. Histoire de la surveillance et du contrôle des maladies animales transmissibles Office International des epizooties. Pp 366.
- Bourdoiseau G. 1993. Coccidioses digestives des carnivores domestiques. *Rec. Méd. Vét.* 169. 387-391.
- Bourée P. 1994. Aide mémoire de parasitologie et de pathologie tropicale. Flammarion. Paris, Pp 388.
- Bowman D D. 1999. *Georgi's parasitology for Veterinarian*. Saunders (Ed), Philadelphia, Pp 414.
- Bowman D. D. 1995. *Georgi's parasitology for Veterinarian*. Saunders (Ed) Philadelphia, Pp 430.
- Chantal J. 2003a. Immunité et pathologie infectieuse. *In* : P.C. Lefèvre, J. Blancou, R. Chermette (coordinateurs). Principales maladies infectieuses et parasitaires du bétail. Europe et régions chaudes. TEC & Doc, EM International, Paris, Pp 221-236.
- Chantal J. 2003b. Acquisition de l'immunité et applications pratiques. *In* : P.C. Lefèvre, J. Blancou, R. Chermette (coordinateurs). Principales maladies infectieuses et parasitaires du bétail. Europe et régions chaudes. TEC & Doc, EM International, Paris, Pp 239-256.

- Euzeby J. 1987. Protozoologie Médicale et Comparée. Vol. II. Collection fondation Marcel Mérieux (Ed), Lyon, Pp 475.
- Euzeby J. 1981. Diagnostic expérimental des helminthoses animales. Travaux pratiques d'helminthologie vétérinaire. Tome I : généralités, diagnostic ante mortem. Informations Techniques des Services Vétérinaires (Ed), Paris, Pp 340.
- Euzeby J. 1963a Maladies vermineuses des animaux domestiques Tome I ; fascicule II.; maladies dues aux némathelminthes, VIGOT frères, Pp 843.
- Euzeby J. 1963b Maladies vermineuses des animaux domestiques Tome II ; fascicule I, maladies dues aux plathelminthes, VIGOT frères, Pp 663.
- Fain A. 1979. Helminthologie médicale. Institut Prince Léopold de Médecine Tropicale. Pp 81.
- Franc M. Cadiergues M.C. Marchand A. Bourdoiseau G. Bussieras J. 1997. Le parasite intestinal des carnivores domestiques: bilan d'une enquête conduite dans les quatres écoles vétérinaires française Rév. Méd. Vét. 148, 247-250
- Geerts, S.A.R. 1990. Introduction à l'helminthologie vétérinaire et a la prophylaxie des maladies vermineuses des animaux domestiques. Département des Sciences vétérinaires Institut Prince Léopold de Médecine Tropicale. Pp 1-38.
- Glickman L.T. Schantz P.M. 1981. Epidemiology and pathogenesis of zoonotic toxocarosis. Epidemiol. Rev. 3. 230-250.
- Halarabidis S. T. 2003. Parasitic diseases of the animals and human. University Studio Press. Thessaloniki.
- Hendrix C.M. 1998. Diagnostic of Veterinary Parasitology. Mosby. Inc (Ed), Saint Louis, Pp 321.

- Kageruka P. 1990. Note de Protozoologie Vétérinaire. Département des Sciences vétérinaires Institut Prince Léopold de Médecine Tropicale. Pp 1-120.
- Kaufmann J. 1996. Parasitic infections of domestic animals: A diagnostic manual. Editor Birkhäuser Berlin. Pp 423.
- Kilani M. Guillot J. Polack B. et Chermette R. 2003. Helminthoses digestives. *In* : P.C. Lefèvre, J. Blancou, R. Chermette (coordinateurs). Principales maladies infectieuses et parasitaires du bétail. Europe et régions chaudes. TEC & Doc, EM International, Paris, Pp 1309-1388.
- Levine N. et al. 1980. A newly revised classification of the Protozoa. *J. Protozool.* 27: 37-58.
- Lindsay D.S. et Blagburn B.L. 1991. Coccidial parasites of cats and dogs. *The compendium* 13, 759-765.
- Pacenovsky J. 1983. Manuel de Travaux Pratiques de Parasitologie Vétérinaire. Ecole National Vétérinaire d'El-Harrach Alger. Pp 6-16
- Parsons J C. 1987. Ascarid infections of cats and dogs. *Vet. Clin. North Am. Small Anim. Pract.* 17, 1307-1339.
- Picavet D.P. 2003. Technique du diagnostic expérimental des maladies infectieuses et parasitaires. *In* : P.C. Lefèvre, J. Blancou, R. Chermette (coordinateurs). Principales maladies infectieuses et parasitaires du bétail. Europe et régions chaudes. TEC & Doc, EM International, Paris, Pp 197-220.
- Schantz P.M. 1989. *Toxocara larva migrans* now. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 32, 1285-1288.
- Seynave R.L. 2003. Police sanitaire. *In* : P.C. Lefèvre, J. Blancou, R. Chermette (coordinateurs). Principales maladies infectieuses et parasitaires du bétail. Europe et régions chaudes. TEC & Doc, EM International, Paris, Pp 267-273.
- Thienpont D, Rocette F, Vanparijs. O.F.J. 1995. Diagnostic de verminoses par examen coprologique, Janssen Research Foundation Beerse, Belgique, Pp 205



Werry M. 1995a. Les Protozoaire parasites et le phénomène du parasitisme In : Protozoologie médicale, De Boeck Université. Belgique. Pp 29-32

Werry M. 1995b. Coccidies monoxènes, les genres *Eimeria*, *Isospora*, *Cryptosporidium* et *cyclospora* (Eimeriidae) Les coccidiose In : Protozoologie médicale, De Boeck Université Belgique, Pp 179-187.

Werry M. 1995c Coccidies hétéroxènes, les genres *Toxoplasma* et *Sarcocystis* (Eimeriidae). La toxoplasmose humaine In : Protozoologie médicale, De Boeck Université, Belgique. Pp 189-202.

Yamaguti S. 1961. Systema Helminthum. Interscience Publisher. New York.