

**REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET
POPULAIRE**

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

**MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA
RECHERCHE SCIENTIFIQUE**

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

ECOLE NATIONALE SUPERIEURE VETERINAIRE –ALGER-

المدرسة الوطنية العليا للبيطرة – الجزائر-

**PROJET DE FIN D'ETUDES
EN VUE DE L'OBTENTION
DU DIPLOME DE DOCTEUR VETERINAIRE**

Thème :

**Contribution à l'étude de la prévalence de quelques
endoparasites digestifs chez les oiseaux de parcs
zoologiques de Ben aknoun, El Hamma et Sétif.**

Soutenu le: 11/06/2015

**Présenté par: -Chebhi yacine
-Bettal lotfi**

Jury:

Président :	➤ AISSI .M Professeur à ENSV.
Promoteur :	➤ Laatamna .A maitre de conférences classe «B »
Examineur :	➤ Baroudi.Djmaitre de conférences classe «B »
Examineur :	➤ Messai.C maitre-assistant classe «A »

Année universitaire : 2014/2015

Remerciements

*Au terme de ce travail, nous tenons à exprimer nos
reconnaissance et nos sincères remerciements à tous ceux qui nous
aidés à la réalisation de ce manuscrit.*

*En premier lieu, nous exprimons particulièrement nos
reconnaissances à notre Promoteur Docteur LAATAMNA.A, Maître
de conférences classe « B », à l'université de Djelfa, d'avoir assuré
l'encadrement ainsi que pour son aide précieuse.*

*Nos sincères remerciements s'adressent également aux
Docteur AISSI.M professeur, à l'Ecole Nationale Supérieure
Vétérinaire d'Alger, d'avoir faite l'honneur de présider les jury.*

*Docteur BAROUDI.DJ, Maître de conférence classe «B », à
l'Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire d'Alger, d'avoir accepté
d'examiner notre travail et de faire partie du jury.*

*Docteur MESSAI.C, Maître Assistante classe «A », à l'Ecole
Nationale Supérieure Vétérinaire d'Alger, pour avoir accepté
d'examiner mon travail et de faire partie du jury.*

Dédicace

*J'exprime ma profonde gratitude à mes très chers
parents qui m'ont toujours apportés soutien et
Confort dans les moments difficiles, je ne peux que
leur témoigner ma grande admiration et ma
Profonde gratitude pour leur compréhension et leur
sacrifice tout au long de mes études.*

*Un grand merci à mon collègue Yacine; à tous mes
amis pour le soutien qu'ils m'ont toujours apporté, je
n'oublierai jamais*

Leur encouragement.

Je pense aussi à mes frères.

*Enfin, ma crainte d'avoir oublié quelqu'un que tous
ceux et toutes celles dont je suis redevable*

Se voient ici vivement remercier.

Lotfi

Dédicace

*J'exprime ma profonde gratitude à mes très chers
parents qui m'ont toujours apportés soutien et
Confort dans les moments difficiles, je ne peux que
leur témoigner ma grande admiration et ma
profonde gratitude pour leur compréhension et leur
sacrifices tout au long de mes études.*

*Un grand merci à mon collègue LOTFI ; à tous mes
amis pour le soutien qu'ils m'ont toujours apporté, je
n'oublierai jamais
leur encouragement.*

*Je pense aussi à mes sœurs et mon frère.
Enfin, ma crainte d'avoir oublié quelqu'un que tous
ceux et toutes celles dont je suis redevable
Se voient ici vivement remercier.*

YACINE

SOMMAIRE

Introduction.....	1
--------------------------	----------

Première partie : Etude Bibliographique

CHAPITRE I : Généralité sur les endoparasites des oiseaux sauvages

I.1.LES PROTOZOAIRES :

I.1.1.*Eimeria*

I.1.1.1.Définition	2
I.1.1.2.Systématique.....	2
I.1.1.3.Morphologie et cycle évolutif.....	2

I.1.2.*Cryptospridium*

I.1.2.1.Définition.....	6
I.1.2.2.Systématique.....	6
I.1.2.3.Morphologie et cycle évolutif.....	7

I.2.LES HELMINTHES :

I.2.1.*Ascaridia*

I.2.1.1.Définition.....	8
I.2.1.2.Systématique.....	8
I.2.1.3.Morphologie et cycle évolutif.....	8

I.2.2.*Capillaria*

I.2.2.1.Définition.....	9
I.2.2.2. Systématique.....	9
I.2.2.3.Morphologie et cycle évolutif.....	10

I.2.3.*Trichostrongylus*

I.2.3.1.Définition.....	10
I.2.3.2.Systématique.....	11
I.2.3.3.Morphologie et Cycle évolutif	11

I.2.4.Les cestodes

I.2.4.1.Définition.....	12
I.2.4.2.Systématique.....	12
I.2.4.3.Morphologie et cycle évolutif.....	13

I.2.5.Trématodes

I.2.5.1.Définition.....	14
I.2.5.2.Systématique.....	14
I.2.5.3.Morphologie et Cycle évolutif.....	14

CHAPITRE II : Epidémiologie des endoparasites chez les oiseaux sauvages

II.1.LES PROTOZOAIRE :

II.1.1.Eimeria

II.1.1.1.Espèces affectés et facteurs de risques.....	16
II.1.1.2.Source et modalité de transmission.....	16
II.1.1.3.Symptômes et lésions.....	17

II.1.2. Cryptospridium

II.1.2.1.Espèces affectés et facteurs de risques.....	18
II.1.2.2.Source et modalité de transmission.....	18
II.1.2.3.Symptômes et lésions.....	18

II.2. LES HELMINTHES

II.2.1.Ascaridia

II.2.1.1.Espèces affectés et facteurs de risques.....	19
II.2.1.2.Source et modalité de transmission.....	19
II.2.1.3.Symptômes et lésions.....	19

II.2.2.Capillaria

II.2.2.1.Espèces affectés et facteurs de risques.....	20
II.2.2.2.Source et modalité de transmission.....	20
II.2.2.3.Symptômes et lésions.....	21

II.2.3.Trichostrongylus

II.2.3.1.Espèces affectés et facteurs de risques.....	22
II.2.3.2.Source et modalité de transmission.....	22
II.2.3.3.Symptômes et lésions.....	22

II.2.4.Les cestodes

II.2.4.1.Espèce affectée et facteurs de risques.....	23
II.2.4.2.Source et modalité de transmission.....	24
II.2.4.3.Symptômes et lésions.....	24

CHAPITRE III : Diagnostic, traitement et prophylaxie

III.1.Diagnostic des endoparasites.....25

III.2.Traitement des endoparasites

III.2.1.Coccidiose.....25

III.2.2.Cryptosporidiose.....25

III.2.4.Les helminthes.....26

III.3.Prophylaxie

III.3.1.Coccidiose.....26

III.3.2.Cryptosporidiose.....27

III.3.4.Les helminthes.....27

Deuxième partie : Etude Expérimentale

I.OBJECTIFS.....28

II. MATERIELS ET METHODES

II.1. Elevages et période d'étude.....28

II.2. Animaux et collecte des échantillons de fèces.....29

II.3. Techniques de prélèvements.....30

II.4.Techniques d'analyses des prélèvements

II.4.1. Technique de concentration de Ritchie simplifiée par Allen et Redly31

II.4.2. Technique de coloration de ZiehlNeelsen modifiée32

II.4.3. Technique de coloration analine-carbol-methyl-violet.....33

III. RESULTATS

III.1.Taux d'infestation global des oiseaux prélevés34

III.2.Taux d'infestation par les différents types parasitaires isolés

III.2.1.*Eimeria*34

III.2.2. *Cryptosporidium spp*.....35

III.2.3.*Capillaria spp*.....36

III.2.4. Nématodes.....37

III.3. Fréquence d'isolement des différents types parasitaires chez les oiseaux infestés.....38

III.4. Nombre des oiseaux positifs dans chaque élevage.....38

III.5. Infestation par les endoparasites chez les différentes espèces aviaires.....39

IV. DISCUSSION

IV.1. Taux d'infestation global par les endoparasites.....	41
IV.2. L'infestation par <i>Eimeria spp</i>	41
IV.3. L'infestation par <i>Cryptosporidium spp</i>	42
IV.4. L'infestation par <i>Capillaria spp</i>	42

CONCLUSION.....	44
-----------------	----

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	45
----------------------------------	----

Liste des figures :

Figure 1: Cycle biologique d'une coccidie.....	3
Figure 2: Oocyste non sporulé.....	4
Figure 3: Oocyste sporulé.....	4
Figure 4: Des mérozoïtes.....	5
Figure 5: Schizontes et mérozoïtes.....	5
Figure 6: macro gamétocytes.....	6
Figure 7: micro gamétocytes et macro gamétocytes.....	6
Figure 8: cycle évolutif de <i>Cryptosporidium</i> spp.....	8
Figure 9: détermination de l'œuf de capillaria.....	10
Figure 10: cycle évolutif de <i>capillariacontorta</i>	10
Figure 11: le cycle d'amidostomum anserfs.....	12
Figure 12: taxonomie des cestodes des oiseaux.....	13
Figure 13: Cycle des cestodes.....	14
Figure 14: taxonomie général des trématodes.....	14
Figure 15: extrémité antérieur et postérieur du corps.....	15
Figure 16: cycle de développement général des trématodes.....	15
Figure 17: infestation massive chez la pintade(<i>Ascaridianumidae</i>).....	19
Figure 18: infestation massive chez la poule(<i>Ascaridiagalli</i>).....	19
Figure 19: Lésions intestinales de la capillariose du poulet.....	21
Figure 20: amidostomose discrète de l'oie.....	23
Figure 21: téniasis chez une poule pondeuse.....	24
Figure 22: Fréquence d'isolement des endoparasites chez les oiseaux prélevés.....	33
Figure 23: Taux d'infestation par <i>Eimeria</i> spp chez les oiseaux prélevés.....	33
Figure 24: oocytes de <i>Cryptosporidium</i> spp isolés par la coloration aniline-carbol-méthyl violet (Grossissement X 40).....	34
Figure 25: Taux d'infestation par <i>Cryptosporidium</i> spp. Chez les oiseaux prélevés.....	34
Figure 26: œufs de <i>Capillaria</i> spp isolés par la technique de concentration formol/éther....	35
Figure 27: Taux d'infestation par <i>Capillaria</i> spp. Chez les oiseaux prélevés.....	35
Figure 28: larves de Nématode isolé par la technique de concentration formol/éther... ..	36
Figure 29: Taux d'infestation par les Nématodes Chez les oiseaux prélevés.....	36
Figure 30: fréquence d'isolement des différents parasites parmi les oiseaux infestés.....	37

Liste des tableaux :

Tableau 1 : Taxonomie d' <i>Eimeria</i>	2
Tableau 2 : Classification et taxonomie de <i>Cryptospridium spp</i>	7
Tableau 3 : taxonomie d'ascaridia.....	8
Tableau 4 : Taxonomie de capillaria.....	9
Tableau 5 : taxonomie Trichostrongylus.....	11
Tableau 6: morphologie des cestodes des oiseaux.....	13
Tableau 7 : Traitement des helminthoses chez les volailles (dans l'Union européenne).....	26
Tableau 8: Nombre des prélèvements effectuées dans chaque parc zoologique.....	29
Tableau 9: Le nombre et les différentes espèces d'oiseaux prélevées dans chaque élevage.....	30
Tableau 10: Taux d'infestation par les endoparasites dans chaque élevage.....	38
Tableau 11: Infestation des différentes espèces aviaires par les différents endoparasites isolés....	39

INTRODUCTION

Introduction

Près de 10 000 espèces d'oiseaux existant dans la nature, très différentes tant par leur écologie que par leurs comportements. Il existe deux groupes des oiseaux : les oiseaux domestiques qui sont présents dans les différents élevages avicoles et les oiseaux sauvages qui vivent dans le milieu extérieur et les différents parcs zoologiques. Ces derniers comme les autres espèces animales, sont exposés aux plusieurs pathologies d'origine bactérienne, virale et parasitaire.

Les différentes parasitoses connues par les scientifiques ont une importance considérable en domaine avicole et même chez les oiseaux sauvages.

Les différentes espèces d'oiseaux sauvages sont porteurs de nombreux endoparasites, dont certains sont des pathogènes potentiellement transmissibles à l'homme comme le cryptosporidium.

Ces endoparasites sont représentés par nombreux protozoaires et helminthes, dont certains peuvent être impliqués dans des protozooses et helminthiases plus ou moins graves, selon leur pouvoir pathogène et la résistance des différents hôtes. L'étude du rôle des endoparasites dans les cycles épidémiologiques chez les hôtes principaux et secondaires, nécessite de comprendre les relations qu'ils entretiennent avec les autres organismes et leurs environnement.

Pour ces raisons, plusieurs études ayant différents aspects (taxonomie, épidémiologie, Pathogénécité, immunité, diagnostic) ont été menées dans différents pays et régions chez ces oiseaux sauvages.

En Algérie, ces endoparasites restent mal étudiés et sous-estimés chez les oiseaux sauvages, soit élevés en captivité, soit vivant dans les milieux naturels comme les oiseaux migrateurs. A cet effet, nous visons dans Ce modeste travail, l'estimation du taux global d'infestation par certains endoparasites chez des oiseaux sauvages élevés en captivité dans les parcs zoologiques de Ben aknoun, El Hamma, de Sétif et la région rurale de Stita située dans cette dernière Wilaya.

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I :

GENERALITE SUR LES ENDOPARASITES DES OISEAUX SAUVAGES

I.1.LES PROTOZOAIRES :

I.1.1.*Eimeria*

I.1.1.1.Définition

Les **coccidies** sont des protozoaires appartenant à la famille des ***Eimeriidae***, caractérisés par un cycle monoxène, une très forte spécificité d'hôte. Elles présentent un site de développement dans le tube digestif et infectent des cellules telles que les cellules épithéliales des villosités intestinales ou cellules des cryptes (Bussiéras et al. 1992).

I.1.1.2.Systématique

Tableau 1 : Taxonomie d'*Eimeria* (Duszyski, et al .2000)

Embranchement :	Protozoaires	➤ Etres unicellulaires, sans chloroplaste ni vacuole ni paroi. Multiplication asexuée et reproduction sexuée.
Sous embranchement :	<i>Apicomplexa</i>	➤ Parasite intra cellulaire.
Classe :	<i>Sporozoasida</i>	➤ Absence des flagelles chez les sporozoites.
Ordre :	<i>Eucoccidiorida.</i>	➤ Multiplication asexuée par mérogonie.
Sous ordre :	<i>Eimeriorina</i>	➤ Gamogonie dans les cellules épithéliales des organes creux.
Famille :	<i>Eimeriidae</i>	➤ Parasite monoxène des mammifères et des oiseaux. ➤ Sporulation exogène
Genre :	<i>Eimeria</i>	➤ L'oocyste contient 04 sporocystes, contenant chacun 02 sporozoites.

I.1.1.3.Morphologie et cycle évolutif

I.1.1.3.1.Morphologie de l'oocyste d'*Eimeria* :

Les oocystes sont constitués par le zygote enkysté dans la paroi de la macro gamète. Ils ont des formes et des dimensions variables selon les espèces : globuleux, ovoïdes ou ellipsoïdes, mesurant de 10 -12 jusqu'à 50   m. Les oocystes sont le plus souvent ovoïdes et mesurent 20  m de diamètre en moyenne. Ils ne sont pas colorés par les dérives iodées (Chauve et Callait, 2000).

Les coccidies s'identifient par leur forme de résistance et de dissémination ; L'oocyste, son aspect évoque celui d'un très petit œuf de strongle (Christophe, 2000).La paroi de l'oocyste est formée de deux enveloppes ; une enveloppe externe de nature protéique et une enveloppe interne de nature lipoprotéique résistante et imperméable aux substances hydrosolubles.

I.1.1.3.2. Les sporocystes

Les sporocystes sont de formes allongées ou ovoïdes selon l'espèce d'*Eimeria*, mesurant en moyenne 15,44 sur 7,8µm.

D'après Pellerdy (1973), le corps de *stiedea* est absent ou présent selon l'espèce, la paroi du sporocyste ne jouant pas de rôle protecteur et est très perméable. Elle est composée de protéines et de polysaccharides. À l'intérieur du sporocyste on peut voir deux sporozoïtes et un reliquat sporocystal.

I.1.1.3.3. Les sporozoïtes

Ce sont les éléments infectants de l'œocyste, ils sont de forme cylindrique ou piriforme souvent l'une des extrémités est pointue alors que l'autre est plutôt large et arrondie. Le sporozoïte renferme les différents éléments que l'on peut rencontrer dans un germe infectieux. Examiné en microscopie électronique on observe : un noyau haploïde, des mitochondries, un appareil de Golgi, un ergastoplasme, etc... De plus, nous trouvons à l'extrémité effilée du sporozoïte un complexe apical qui est la caractéristique du sous embranchement *Apicomplexa* (Klessius, 1977).

I.1.1.3.4. Le cycle proprement dit

Le cycle évolutif d'*Eimeria* est divisé en deux phases : une phase exogène et une phase endogène.

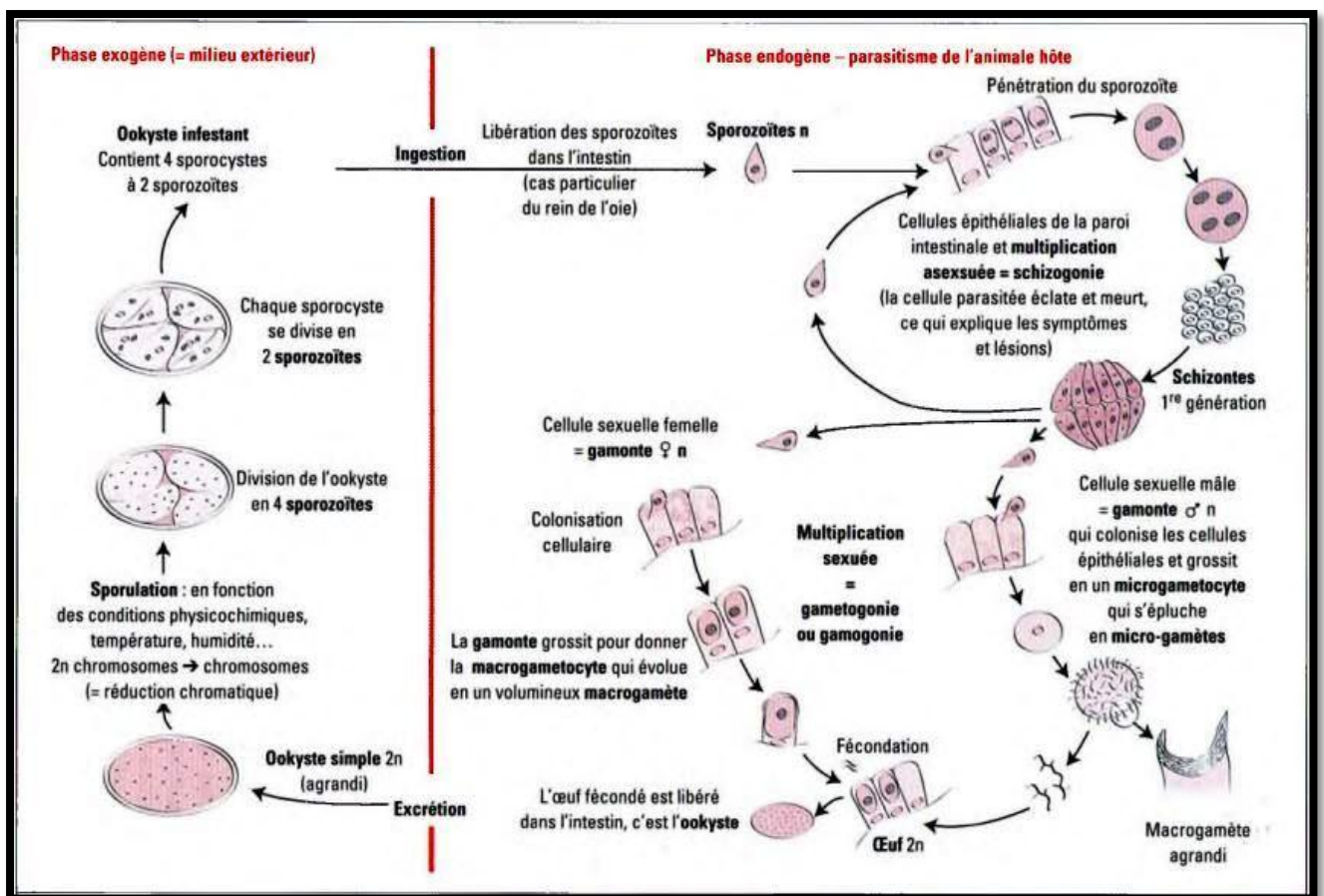


Figure 1: Cycle biologique d'une coccidie (Luc Guerin et al. 2011).

I.1.1.3.5. Le développement exogène ou sporulation

Cette étape essentielle, ne se réalise quesi les conditions extérieures sont favorables ; une humidité de 70%, une température de 29°C et suffisamment d'oxygène.

Dans les conditions favorables, le sporonte à l'intérieur de l'oocyste, se divise en 4 sporoblastes. Chaque sporoblaste se transforme en sporocyste.

Le sporocyste est un élément ovoïde qui présente à son sommet un petit bouchon et à l'intérieur duquel on note la présence de 2 sporozoites.

L'oocyste ainsi transformé, contient alors 4 sporocystes, avec chacun 2 sporozoites. A ce moment-là, l'oocyste est dit sporulé, il constitue la forme infectante du parasite (Bussieras et al. 1992).

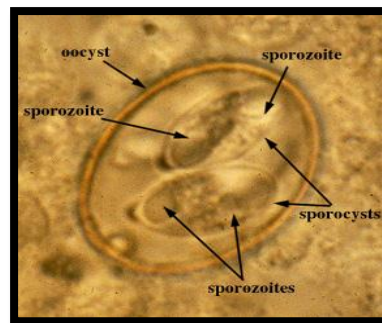


Figure n°02: Oocyste non sporulé (Bussieras et al. 1992.) **Figure n°03:** Oocyste sporulé (Bussieras et al. 1992.)

I.1.1.3.6. Développement endogène

a. Le dékystement

Après l'ingestion (généralement avec la nourriture), les oocystes sont détruit mécaniquement dans le gésier, libérant les sporocystes ; sous l'action de la trypsine et du suc pancréatique, le corps de stieda disparaît permettant l'émergence des sporozoites (Soulsby, 1986, Bussieras et al, 1992).

b. La schizogonie

Les sporozoites sont libérés dans la lumière caecale puis ils pénètrent dans les entérocytes de l'épithélium de surface et passe dans les lymphocytes intra épithéliaux contigus qui sont mobiles, traversent la membrane basale et migrent dans la lamina propria vers les cryptes glandulaire de la muqueuse où les sporozoites s'arrondissent dans des vacuoles et donne les trophozoites.

Le trophozoite s'élargit et évolue vers une autre forme dite schizonte, ce dernier subit alors une division nucléaire puis cytoplasmique et donne les schizontes de première génération. Ces derniers apparaissent sous la forme d'un sac. Ils ne deviennent matures qu'après 60 heures. Ils mesurent alors $24 \times 17 \mu\text{m}$ et contiennent environ 900 mérozoites.

Les mérozoïtes de première génération sont de très petits parasites fusiformes de 2 à 4 µm de longueur. L'espèce *E. tenella* peut produire jusqu'à 200 schizontes de la première génération. Après rupture des cellules de l'hôte, les mérozoïtes ré envahissent des cellules adjacentes et donnent une schizogonie de seconde génération. Les deuxièmes générations de schizontes comportent à maturité 200-350 mérozoïtes et ils mesurent 12×2 µm de longueur (Lawn et Rose 1982, Rose et Hesketh, 1991)

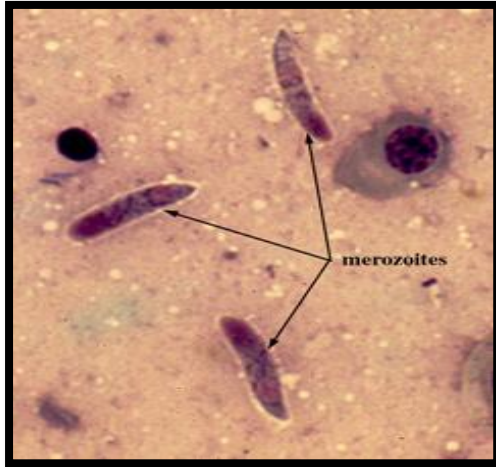


Figure n°04: mérozoïtes (Bussieras et al. 1992). **Figure n°05:** Schizontes et mérozoïtes (Bussieras et al. 1992.)

c. Gamétogonie ou reproduction sexuée

L'étape de la schizogonie s'achève lorsque tous les mérozoïtes se différencient en gamètes mâles ou micro gamétocytes et en gamètes femelles ou macro gamétocytes dans de nouveaux entérocytes (Urquhart et al, 1987).

Le macro gamétocyte qui est unicellulaire grossit et finit par remplir la cellule hôte et donne une macro gamète. Ce dernier montre de grosses granules périphériques qui formeront lors de la fécondation la paroi de l'oocyste. Le micro gamétocyte subit un grand nombre de divisions qui produisent une multitude des microgamètes unicellulaires et biflagellés. La rupture du micro gamétocytes libère des gamètes mâles. La fécondation a alors lieu, elle est suivie de la formation de la coque de l'oocyste. Ce dernier est alors libéré par destruction de la cellule hôte et éliminé non sporulé avec les matières fécales. (Bussieras et al.1992). La période pré patente est variable en fonction de l'espèce (Kheysien, 1972).

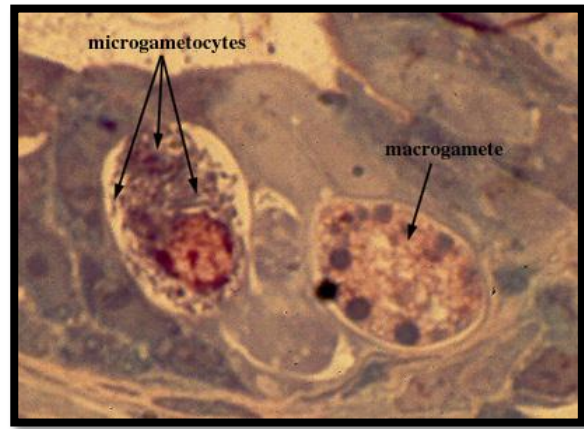
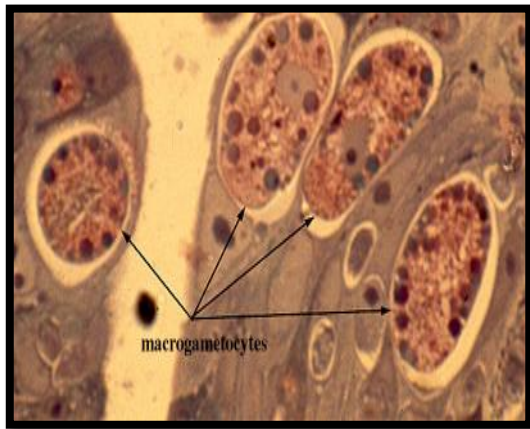


Figure n°06: macro gamétocytes (Bussieras et al. 1992) **Figure n°07:** micro gamétocytes et macro gamétocytes (Bussieras et al. 1992).

I.1.2. *Cryptosporidium*

I.1.2.1. Définition

Est un protozoaire coccidien qui appartient au phylum Apicomplexa, qui engendre la cryptosporidiose chez plusieurs espèces animales dont les oiseaux.

I.1.2.2. Systématique

L'avènement des techniques de la biologie moléculaire permet une taxonomie précise dont plusieurs espèces de *Cryptosporidium* sont actuellement reconnues valides chez les différentes espèces animales. (Egyed et al. 2003) ont proposé que seules les espèces de *Cryptosporidium* acceptables, celles qui sont étudiées morphologiquement, biologiquement et elles disposent des informations génétiques. (Xiao et al. 2004) ont publié le consensus pour les conditions minimales pour la validation d'une nouvelle espèce de *Cryptosporidium*, dont ils ont indiqué des données morphologiques pour les oocystes, caractérisation génétique (détermination par multilocus si possible), identification des hôtes infectés naturels et expérimentales, et l'adhésion aux règles de l'I.C.Z.N. Tout ceci a été supporté par Jirku et al (2008).

Tableau 2 : Classification et taxonomie de *Cryptosporidium spp*(O'Donoghue, 1995).

Classification	Caractéristiques
Royaume : <i>Protozoa</i>	Organisme unicellulaire.
Phylum : <i>Apicomplexa</i>	Présence d'un complexe apical.
Classe : <i>Sporozoasida</i>	Reproduction asexuée et sexuée avec formation d'oocystes.
Sous/classe : <i>Coccidiosina</i>	Cycle biologique comporte la mérogonie, gamogonie et sporogonie
Ordre : <i>Eucoccidiorida</i>	Mérogonie présente
Sous/ordre : <i>Eimeriorina</i>	Développement indépendant de la microgamie et la macrogamie
Famille : <i>Cryptosporididae</i>	Cycle monoxène comporte 04 sporozoites nus
Genre: <i>Cryptosporidium</i>	Un seul genre

Actuellement, au moins 26 espèces et plus de 70 génotypes au sein du genre *Cryptosporidium* sont reconnus et identifiés chez les mammifères dont l'homme, oiseaux, reptiles, amphibiens et poissons (Caccio et widmer, 2014; kvac et al, 2014).

I.1.2.3.Morphologie et cycle évolutif

Cryptosporidium complète son cycle évolutif chez un seul hôte, dont tous les stades (asexués et sexués) se déroulent chez ce dernier. Donc, il est de type direct et monoxène (De Graaf et al, 1999; O'Donoghue, 1995; Xiao et Fayer, 2008).

Le cycle biologique des *cryptosporidies* comporte deux phases; une phase interne (endogène), qui se déroule à l'intérieur de l'organisme de l'animal infesté et une phase externe caractérisée par l'élimination dans le milieu extérieur des éléments parasitaires infectants (Naciri et al. 2007).

Durant la phase interne, quatre étapes essentielles se succèdent; l'excystation, mérogonie, gamogonie et sporogonie (De Graaf et al, 1999; Naciri et al, 2007).

Dans l'environnement, l'animal infecté élimine des oocystes sporulés (chacun contenant quatre sporozoites) qui seront infectants pour d'autres hôtes sains (Naciri et al. 2007).

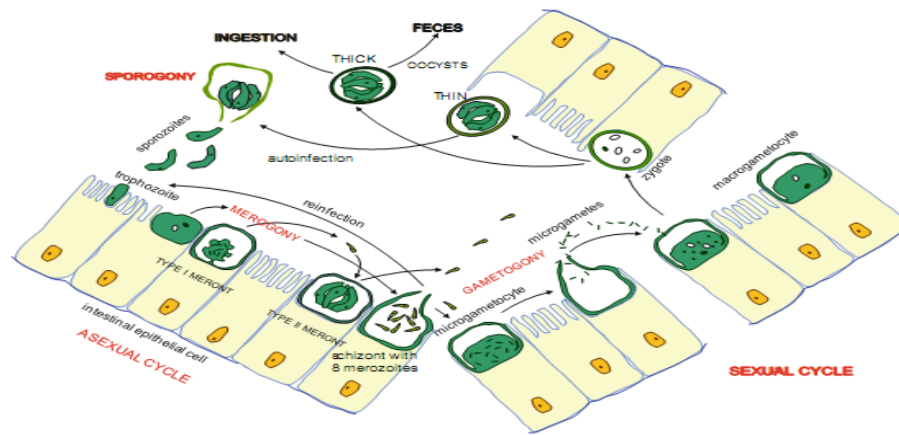


Figure 8 : Cycle évolutif de *Cryptosporidium spp* (Caccio et Widmer, 2014)

I.2.LES HELMINTHES :

I.2.1.Ascaridia

I.2.1.1.Définition

C'est un parasite de grande taille à œsophage cylindrique appartenant à la famille des *Hétérakidés* affectent principalement l'intestin grêle des oiseaux (ascarides d'oiseaux) (J.bussiéras et R chermette. 1988).

I.2.1.2.Systématique

Tableau 3 : Taxonomie d'*Ascaridia* (Bussiéras et Chermette, 1988).

Embranchement :	<i>Nématodes</i>	➤ Vers cylindriques, non segmentés, pseudo coelomates, tube digestif complet.
Classe :	<i>Secernentea</i>	➤ nombreuses papilles caudales et un système excrétoire formé de canaux latéraux.
Ordre :	<i>Ascaridida</i>	➤ Bouche entourée de 3 lèvres (une dorsale, deux ventro latérales).
Famille :	<i>Hétérakidés</i>	➤ Ventouse précloacale, œuf à coque épaisse non segmentée.
Genre :	<i>Ascaridia</i>	➤ Œsophage cylindrique, parasites de l'intestin grêle des oiseaux.

Trois espèces sont plus importants : *A.galli* et *A.numidae* et *A.columbae*.

I.2.1.3.Morphologie et cycle évolutif

Les œufs sont ovales, mesurent de 80 à 100 microns de long sur 50 microns de large. Leur paroi est épaisse avec un pôle à chaque extrémité et un contenu homogène.

Le cycle est monoxène direct, Dans le milieu extérieur et meilleures conditions de température (16 à 28 °C) et d'humidité (hygrométrie élevée), l'incubation de l'œuf est très rapide. Une larve

infestante, c'est à-dire prête à contaminer un hôte, se forme en 8 à 10 jours, Le contenu de l'œuf est homogène: se divise pour ressemblera une petite mûre (stade morula), qui se transforme en petit ver : la larve **L1**. C'est cette larve, contenue dans l'œuf, qui devient infestante. Après l'ingestion de L1, sa coque est érodée au niveau de l'estomac (actions enzymatique et mécanique du pro ventricule et du gésier), et la larve L1 alors libérée colonise l'intestin. Elle se transforme, après une mue, en une larve **L2**, qui pénètre dans la muqueuse intestinale. Le séjour dans la paroi digestive dure une dizaine de jours. Une nouvelle mue transforme la larve L2 en larve **L3**, prête à devenir adulte : Vers de 3 à 10 cm de long et de 1 à 10 mm de diamètre qui vit dans la lumière de l'intestin des volailles (Luc Guerin et al, 2011).

I.2.2. *Capillaria*

I.2.2.1. Définition

C'est un parasite de diamètre extrêmement faible appartenant à la famille des *Capillariidés* qui vivent dans le tube digestif et provoque une helminthiase digestif appelé capillariose caractérisée par des infestations plus ou moins graves chez plusieurs des espèces oiseaux (Bussiéras et Chermette, 1988).

I.2.2.2. Systématique :

Tableau 4 : Taxonomie de capillaria (Bussiéras et Chermette., 1988).

Embranchement :	Nématodes	➤ Vers cylindriques, non segmentés, pseudo coelomates, tube digestif complet.
Classe :	<i>Adenophorea</i>	➤ Œsophage normalement développé ou réduit selon l'ordre. ➤ Extrémité postérieure du mâle pourvus ou dépourvus d'une ventouse ventrale ➤ Un seul spicule.
Ordre :	<i>Trichinellida</i>	➤ Œsophage réduit à un tube capillaire enchâssé dans un stichosome. ➤ Mâle avec 0 ou 1 spicule, dépourvu de ventouse postérieure.
Famille :	<i>Capillariidae</i>	➤ Corps rétréci en avant mais non divisé en 2 parties, mâle dépourvu de spicule, femelle vivipare.
Genre :	<i>Capillaria</i>	➤ 10 à 80 mm, mais diamètre extrêmement faible (50 à 100 µm pour la partie large).

I.2.2.3. Morphologie et cycle évolutif

Larve de 10 à 80 mm, de diamètre extrêmement faible (50 à 100µm pour la partie large).

Les œufs :

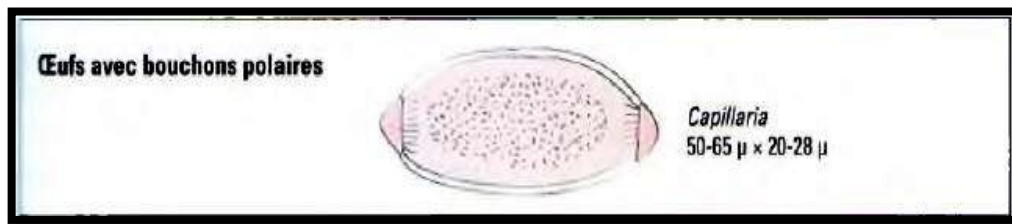


Figure 9 : détermination de l'œuf de *capillaria* (Luc Guerin et al, 2011).

Cycle : les femelles pondent des œufs à coque épaisse, claire, à bords rectilignes, avec 2 bouchons polaires, et contenant une cellule.

Développement exogène le plus souvent homoxène : formation de la L3 infestante en 1 à 6 mois selon les conditions de milieu, sans éclosion des œufs (J.bussiéras et R.chermette., 1988).

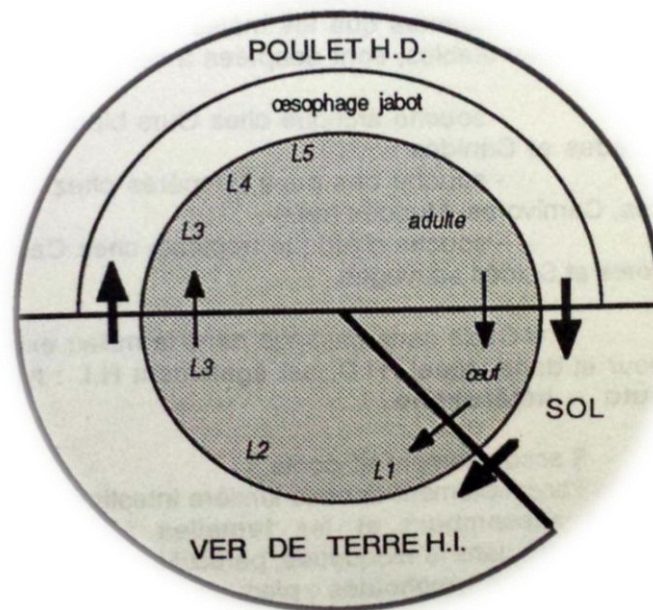


Figure 10 : cycle évolutif de *capillaria contorta* (Bussiéras et Chermette, 1988).

I.2.3. Trichostrongylus

I.2.3.1. Définition :

La *Trichostrongylus* est un très petit parasite appartenant à la famille des Trichostrongylidés, et provoque une parasitose de l'intestin grêle et surtout du caecum des oiseaux, appelée trichostrongylose, due principalement à *Trichostrongylus tenuis* (Villate, 2001).

I.2.3.2.Systématique:**Tableau 5 :** Taxonomie de *Trichostrongylus* (Bussiéras et Chermette, 1988).

Embranchement :	<i>Nématodes</i>	➤ Vers cylindriques, non segmentés, pseudo coelomates, tube digestif complet.
Classe :	<i>Secernentea</i>	➤ nombreuses papilles caudales et un système excrétoire formé de canaux latéraux.
Ordre :	<i>Strongylida</i>	➤ Dimensions variables. ➤ Pas de lèvres, présence de capsule buccale et vésicule céphalique. ➤ Chez le m�le, présence de bourse copulatrice.
Famille :	<i>Trichostrongylidae</i>	➤ Capsule buccale absente ou très rudimentaire. ➤ m�le a bourse copulatrice bien développés.
Genre :	<i>Trichostrongylus</i>	➤ Très petits dimensions. ➤ Pas de capsule buccale. ➤ m�le a spicules très courts.

I.2.3.3.Morphologie et Cycle  volutif :

Il mesure de 1 à 2 cm de longueur sur environ 300 microns de diamètre, au stade adulte. Il est rougeâtre, car hématophage, possède une capsule buccale avec des dents et est fin comme un cheveu. Les larves infestantes sont alors formées en trois ou quatre jours. Une larve se forme dans l'œuf puis mue et se transforme en une deuxième larve: L2 qui mue à son tour et devient après une autre mue, une troisième larve: L3. L' uf  clot et cette larve peut parasiter l'oie après une maturation d'une semaine sur le sol (Figure 13).La période située entre l'ingestion de la larve L3 et l'émission d'œufs dans les fientes des oies par les femelles de ces larves devenues adultes(ou période pré patente) est en moyenne de quarante jours.

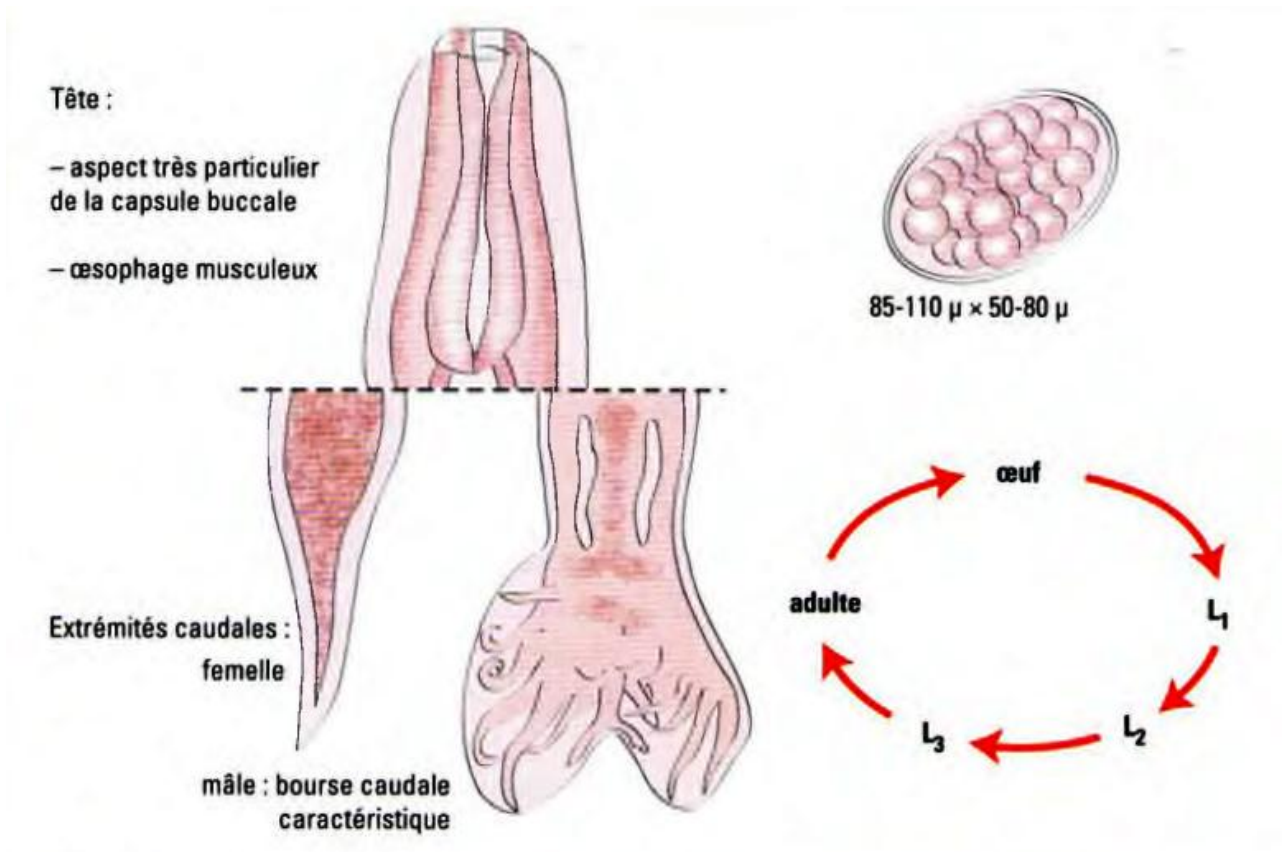


Figure 11: Le cycle d'*Amidostomum anserfs* (Villate, 2001).

I.2.4. Les cestodes

I.2.4.1. Définition :

Les cestodes ou ténias sont des vers plats, segmentés, appartenant à l'embranchement des plathelminthes, ils provoquent une maladie parasitaire: le **téniasis**, est aujourd'hui beaucoup plus rare que par le passé car les oiseaux ont moins accès à des parcours extérieurs abritant des proies susceptibles d'être des hôtes intermédiaires de ténias (Luc Guerin et al, 2011).

I.2.4.2. Systématique

Les ténias sont répartis en plusieurs familles dont trois parasitent essentiellement les oiseaux:

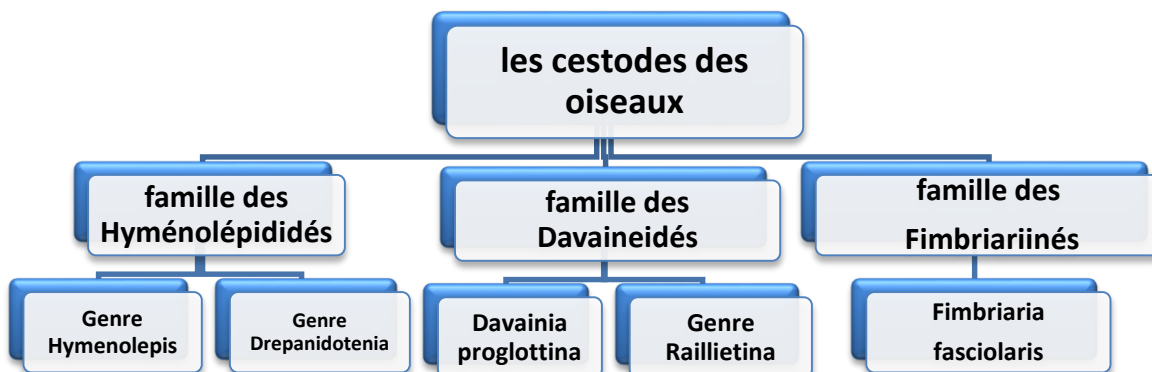


Figure 12: taxonomie des cestodes des oiseaux (Luc Guerin et al, 2011).

I.2.4.3. Morphologie et cycle évolutif :

a. Morphologie

Tableau 6 : morphologie des cestodes des oiseaux (Luc Guerin et al, 2011).

Les Hyménolépидidés	Les Davaineidés	Les Fimbriariinés
➤ Ténias de petite taille (de quelques millimètres à quelques centimètres). ➤ Scolex à rostre rétractile armé d'une seule couronne de crochets. ➤ Les anneaux sont plus larges que longs.	➤ Ventouses épineuses. ➤ Rostre avec très nombreux petits crochets en forme de marteau. ➤ Larves de type cysticercoïde chez mollusques ou insectes.	➤ Ténias de 5 à 50 cm de longueur moyenne sur 0,7 à 5 mm de largeur moyenne. ➤ Son rostre est invaginable et possède 10 à 12 crochets.

b. Cycle évolutif :

Sensiblement différent dans les 2 sous classes intéressent la médecine vétérinaire :

Pour les pseudophyllidés, Le cycle rappelle celui des trématodes et nécessite deux (2) hôtes intermédiaires obligatoires par opposition aux cyclophyllidés, le développement nécessite généralement le passage chez un seul hôte intermédiaire (arthropode ou mollusque) (Bussiéras et Chermette, 1988).

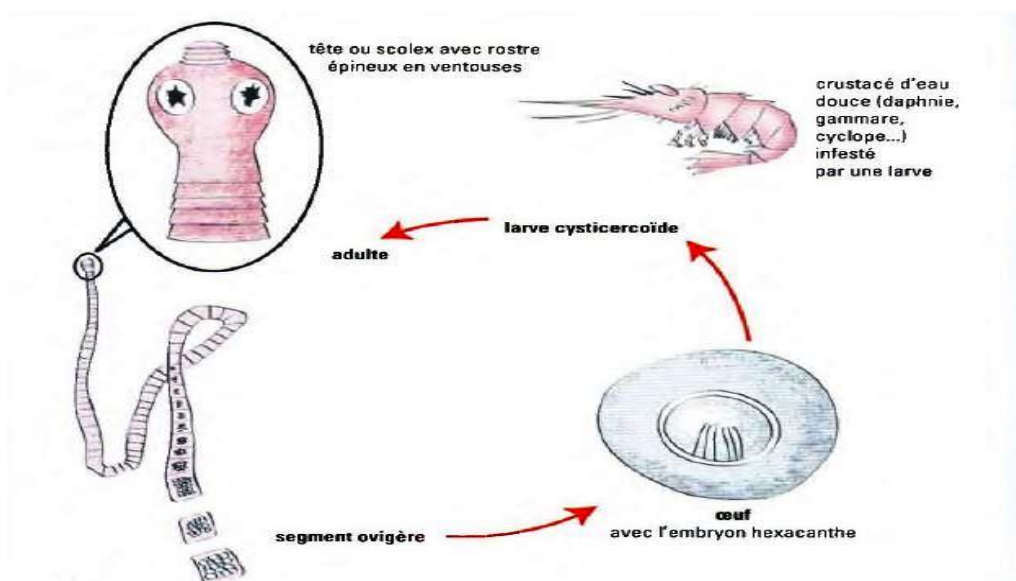


Figure 13: Cycle des cestodes (exemple : Hymenolepis et Raillietina) (Luc Guerin et al, 2011).

I.2.5.Trématodes

I.2.5.1.Définition :

Encore appelés douves en français usuel, Sont des vers plats acéломates appartenant à l'embranchement des plathelminthes ; sont des endoparasites obligatoires des vertébrés, particulièrement les oiseaux et les mammifères (Bussiéras et Chermette. 1988).

I.2.5.2.Systematique :

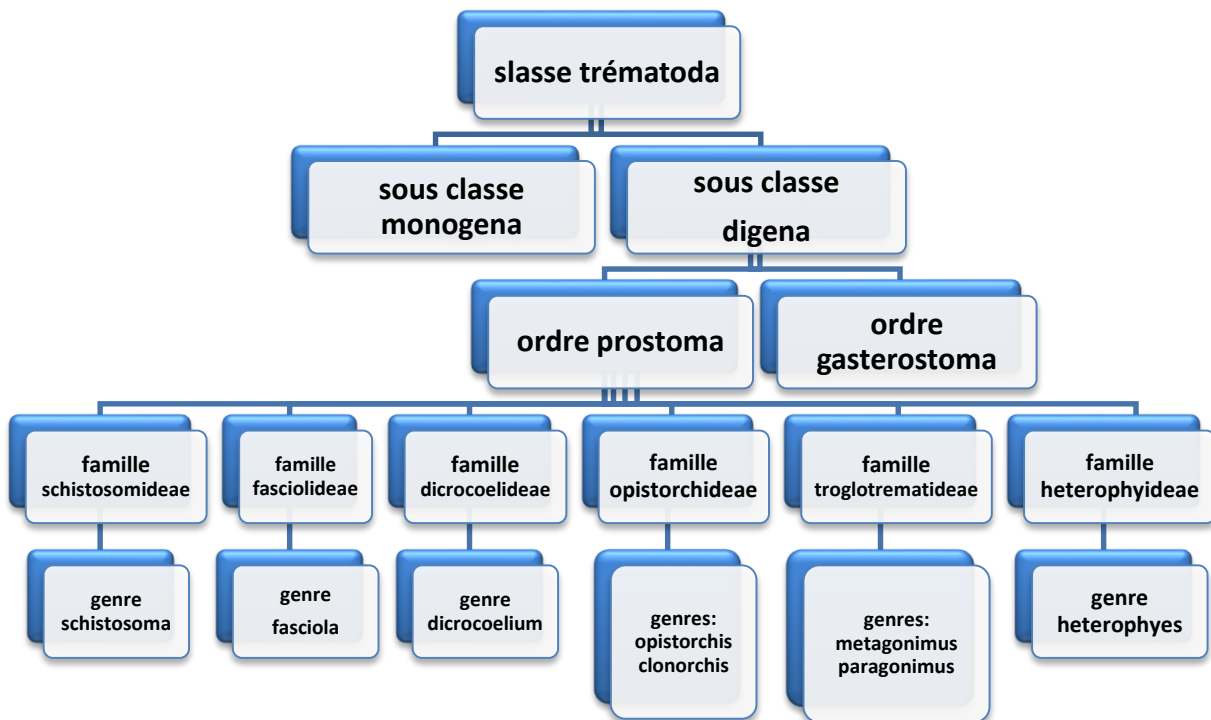


Figure 14: taxonomie générale des trématodes (Bussiéras et Chermette. 1988).

I.2.5.3.Morphologie et Cycle évolutif :

Les vers trématodes sont plats, acéломates, hermaphrodites (sauf exceptions) avec corps non segmenté et cuticule non ciliée au stade adulte ainsi que tube digestif incomplet (pas d'anus) (Bussiéras et Chermette. 1988).

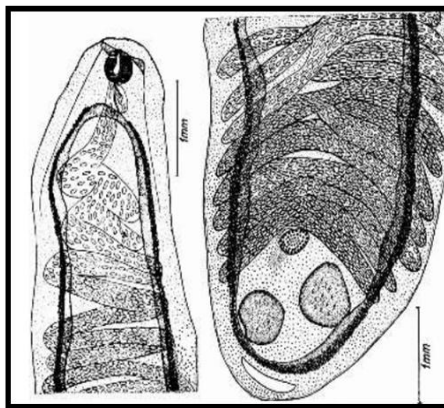


Figure 15: extrémité antérieure et postérieure du corps.

Les oiseaux sont susceptibles d'héberger les trématodes les plus variés, qui passent par divers hôtes intermédiaires (annélides, crustacés, insectes) dans les stades larvaires avant de gagner l'intestin des oiseaux au stade adulte (Villate, 2001).

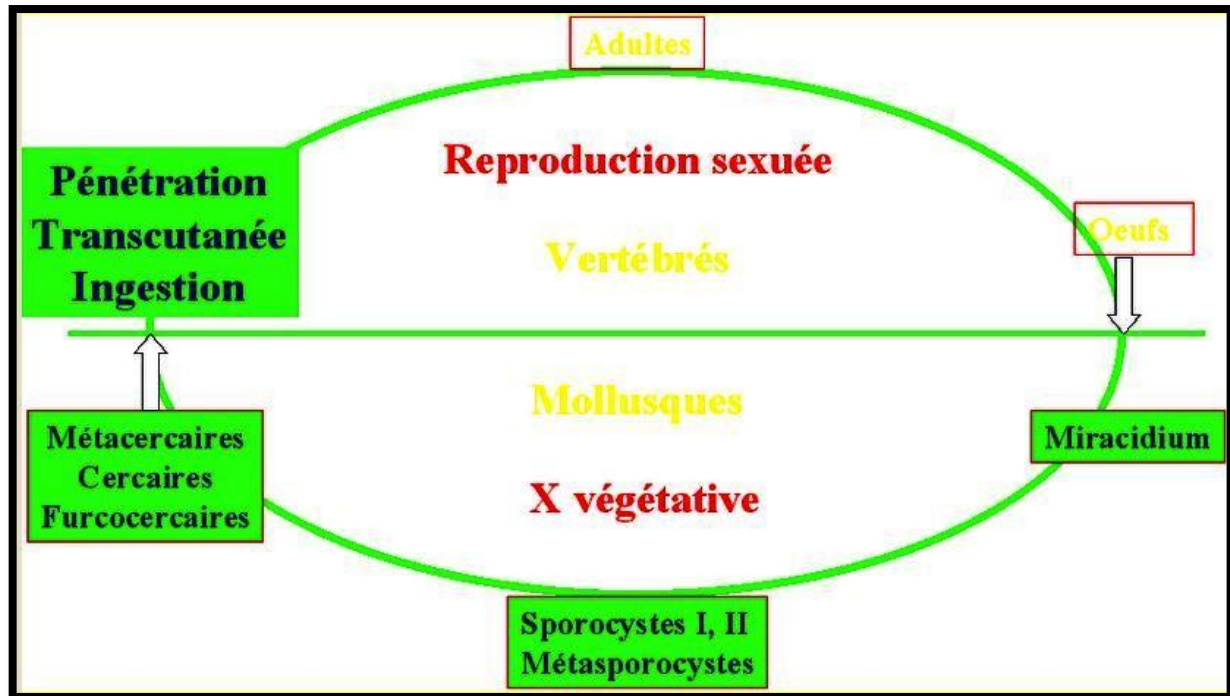


Figure 16: cycle de développement général des trématodes.

CHAPITRE II :

**EPIDEMIOLOGIE DES
ENDOPARASITES CHEZ LES
OISEAUX SAUVAGES**

II.1.LES PROTOZOAIRE :

II.1.1.*Eimeria*

II.1.1.1.Espèces affectés et facteurs de risques

a.Coccidiose du dindon

Une dizaine d'espèces coccidiennes connus mais 2 plus importantes : *E .meleagrimitis* et *E.adenoeides* elles provoquent des maladies des dindonneaux, surtout entre 1 et 2 mois (Bussiéras et Chermette, 1992)

b. Coccidiose du faisan

Soit forme aigue chez les jeunes due surtout à *Eimeria colchici* ; soit maladie chronique due à *E.phasiani* et à *E.duodenalis*.

c. Coccidiose de la pintade

Rares, dues à *Eimeria numidae* ou à *Eimeria grenieri*, surtout les oiseaux âgés de 3 à 6 semaines. (Bussiéras et Chermette, 1992)

d. Coccidiose des Perdrix

Affectent perdrix grise et perdrix rouge, dues à *Eimeria legionensis* (Bussiéras et Chermette, 1992)

e. Coccidiose du pigeon

Dues surtout à *Eimeria labbeana*, plus rarement à *Eimeria columbarum*, affectent notamment des pigeons de 3à 4 mois (Bussiéras et Chermette, 1992)

f. Coccidiose du canard

Dues surtout à *tyzzeria perniciososa* .affecte principalement les canetons âgés de moins de 7 semaines. Chez les sujets plus âgés, apparition favorisée par le gavage (Bussiéras et Chermette, 1992)

g. Coccidiose de l'oie

Coccidiose intestinale assez rare, due notamment à *Eimeria anseris* et *Eimeria nocens*, possible rôle favorisant du gavage. (Bussiéras et Chermette, 1992)

II.1.1.2.Source et modalité de transmission

Dans des conditions favorables d'humidité et de température, les oocystes sont présentes dans le milieu extérieur sous forme sporulée. Les oocystes peuvent survivre plus d'une année dans le sol à l'abri du soleil. La coccidiose se transmet par l'ingestion d'oocystes sporulés par l'hôte, Le transport d'oiseaux infestés peut propager ou disséminer les oocystes sur des longues distances. (Mac Douglad et al, 1997).

II.1.1.3.Symptômes et lésions

a. Coccidiose du dindon

Chez la dinde, la coccidiose entraîne une faiblesse, diarrhée peu hémorragique, mortalité.

Lésions d'entérite caractère hémorragique avec *E. adenoides* : pétéchies la muqueuse de l'iléon et des caecums, matière caséeuses dans la lumière (Critchley et coll., 1986).

b. Coccidiose du faisan

Chez le faisan, Les coccidies provoque soit forme aigue avec diarrhée sévère, pourtour de l'orifice cloacal souille de matière blanchâtre, forte mortalité possible. Soit forme chronique avec entérite mucoïde, faible mortalité (Bussiéras et Chermette, 1992).

c. Coccidiose de la pintade

Les symptômes (diarrhée) et les lésions sont très discrets. Il y a parfois atteinte de très jeunes poussins (moins de 15 jours), avec diarrhée, arrêt de croissance et mortalité (J.Luc Guerin et D.Villate et D.Balloy., 2011).

d. Coccidiose des Perdrix

Cause possible de mortalité des perdrix grises et perdrix rouges (Bussiéras et Chermette, 1992).

e. Coccidiose du pigeon

Provoque une diarrhée verdâtre souillant le plumage, amaigrissement, affaiblissement, baisse d'appétit mais augmentation de la soif (Bussiéras et Chermette, 1992).

f. Coccidiose du canard

Les manifestations les plus fréquentes sont : une perte d'appétit brutale, une grande faiblesse et un essoufflement important lié aux dégâts métaboliques. Une diarrhée hémorragique peut survenir, avec de très fortes mortalités sur les canetons de moins de 4 semaines (70-80%) (Luc Guerin et al, 2011).

g. Coccidiose de l'oie

Les oisons atteints de coccidiosis présentent une importante perte d'appétit, ils sont : une démarche chancelante et une diarrhée. Le bec et les pattes des jeunes oies prennent parfois une couleur jaune paille caractéristique, liée à l'anémie (hémorragies).

À l'autopsie, l'intestin apparaît épaissi avec un enduit muqueux épais. On note parfois des nodules blanchâtres en grain de riz (amas de schizontes riziformes). Le plus souvent, on découvre des lésions nécrotiques et hémorragiques (Luc Guerin et al, 2011).

II.1.2. *Cryptosporidium*

II.1.2.1. Espèces affectés et facteurs de risques

Les cryptosporidies ont été isolées pour la première fois chez les oiseaux en 1929 par Tyzzer dans le caecum des poussins. Actuellement, les oiseaux sont touchés par 03 espèces différentes *C. meleagridis*, *C. baileyi* et récemment, *C. galli* (Ryan et al., 2003). L'infection à *C. parvum* chez le poulet est anecdotique et uniquement expérimentale (O'Donoghue, 1995).

Depuis, la cryptosporidiose aviaire a été considérée comme une infection parasitaire fréquente chez les oiseaux domestiques, de cage et les oiseaux sauvages (Sréter et Varga., 2000). A partir des années quatre vin jusqu' aux années quatre vin dix, l'infection a été reconnue chez plus que de 30 espèces d'oiseaux différentes appartenant aux des ordres différents (Ansériformes, Charadriiformes, Colubriformes, Galliformes, Passériformes, Psittaciformes et Struthioniformes (de Graaf et al., 1999; O'Donoghue, 1995 ; Morgan et al., 2001; Rohela et al., 2005; Sontos et al., 2005; Sréter et Varga; 2000). Une étude menée au Malaisie sur 56 espèces différentes d'oiseaux élevées dans un parc zoologique a permis de rapporter 06 espèces différentes touchées par les cryptosporidies (Rohela et al, 2005) et au brésil, une infestation chez l'Autruche (Sontos et al, 2005).

II.1.2.2. Source et modalité de transmission

La contamination par les cryptosporidies s'effectue essentiellement par l'ingestion d'oocystes émis dans les fèces des oiseaux contaminés (voie orale), même si d'autres voies se sont avérées efficaces expérimentalement (Bourgouin, 1996).

II.1.2.3. Symptômes et lésions

Chez les oiseaux, la cryptosporidiose se développe sous deux formes différentes :

*Une forme respiratoire causée par *C. baileyi* qui a été observée chez le poussin, dindon, canard et d'autres espèces (de Graaf et al, 1999 ; Sontos et al, 2005; Sréter et Varga., 2000). Le parasite peut infecter les cavités nasales, nasopharynx, sinus, larynx, trachée, sacs aériens, et la conjonctive. La cryptosporidiose respiratoire peut être une cause majeur de morbidité et mortalité en industrie de poulet (de Graaf et al, 1999 ; Rohela et al, 2005 ; Sréter et Vagra., 2000).

*Une forme intestinale qui a été observée surtout chez le dindon, mais d'autres espèces sont aussi touchées. *Cryptosporidium* sp. peut envahir les glandes salivaires et oesophagiennes, proventricule, intestin grêle, caecum, colon, cloaque et la bourse de Fabricius (Rohela et al, 2005; Sréter et Varga., 2000).

II.2. LES HELMINTHES

II.2.1. *Ascaridia*

II.2.1.1. Espèces affectés et facteurs de risques

- *A.galli* et *A.compar* : parasite des galliformes et des ansériformes. L'espèce le plus commun est le poulet, l'affection est plus sévères chez les poulets de moins de l'âge de 3 mois.
- *A.numidae* : parasite de la pintade.
- *dissimilis* : parasite de la dinde.
- *A.columbae* : parasite des columbiformes.

II.2.1.2. Source et modalité de transmission

Les œufs sont éliminés dans le milieu extérieur par les fientes, ils peuvent résister des semaines, voire des mois dans le milieu extérieur, frais et humide. En revanche, la sécheresse (gel important, chaleur) et la lumière solaire lui sont fatales, ils sont disséminés par les éléments naturels (vent, pluie). Ils peuvent être véhiculés par un ver de terre qui les avale mais la plupart du temps la contagion se fait par ingestion directe des œufs (Luc Guerin et al, 2011).

II.2.1.3. Symptômes et lésions

Leur action est traumatisante sur la muqueuse de l'intestin grêle, qui provoque une entérite avec diarrhée. Parfois le nombre de vers est tel qu'il provoque une obstruction intestinale. Plus souvent, ils entraînent un amaigrissement de leur hôte car ils détournent à leur profit le contenu intestinal. L'animal très parasité peut subir alors de graves carences, qui le conduisent à la cachexie puis à la mort (Luc Guerin et al, 2011).



Figure 17: infestation massive chez la pintade (*Ascaridia numidae*) (Luc Guerin et al, 2011).

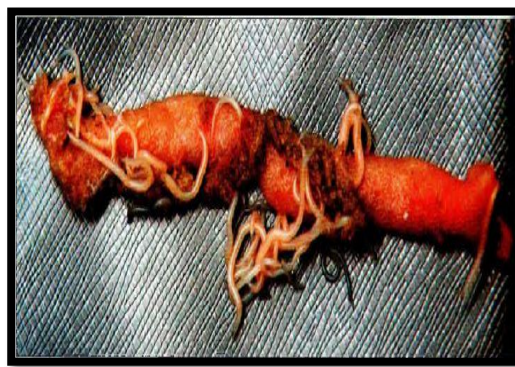


figure 18 : infestation massive chez la poule (*Ascaridia galli*) (Luc Guerin et al, 2011).

II.2.2. *Capillaria*

II.2.2.1. Espèces affectés et facteurs de risques

a. Les capillarioses de la pintade

- *Capillaria contorta* : 3 cm de long en moyenne, parasite du jabot.
- *Capillaria longicollis* : 3 cm de long parasite le duodénum.
- *Capillaria annulata* : 3 cm de long parasite le jabot, duodénum et intestin.
- *Capillaria obsignata* : 4 centimètres de long vit dans l'intestin, mortalité importante.

b. Les capillarioses de la dinde

On rencontre dans cette espèce le même type de capillaires que chez la pintade.

- *Capillaria obsignata* : ver blanchâtre de 4cm de long, cette contamination directe de dinde à dinde en fait la capillaire la plus fréquemment rencontrée.
- *Capillaria caudinflata*: très fin ver blanchâtre de 3 cm de long. La capillariose est grave et fréquente sur les dindes fermières (Villate., 2001).

c. Les capillarioses du poulet

Essentiellement *Capillaria obsignata* : Il faut 50 à 100 capillaires au minimum pour entraîner la maladie, il y a souvent équilibre entre les coccidioses et les capillarioses et traiter uniquement, l'une des affections peut entraîner la flambée de l'autre (Villate., 2001).

d. Les capillaires des palmipèdes

Capillaria anatis : est un fin ver blanchâtre de 1 à 3 cm de long. Il vit dans l'intestin grêle et les coeca. Son cycle est mal connu et il est peu dangereux (Villate., 2001).

e. Les capillarioses du pigeon

Capillaria columbae : c'est une maladie parasitaire très fréquente surtout chez les jeunes oiseaux qui affecte leurs performances: sport, croissance, reproduction. La mise en évidence du parasite se fera comme pour les autres espèces (Villate., 2001).

II.2.2.2. Source et modalité de transmission

La source principale des capillaires est le milieu extérieur (les œufs). Pour *C. contorta* et *C. caudinflata* et *C. annulata* des oiseaux ; le ver de terre est l'hôte intermédiaire obligatoire. Pour *C. hepatica* ; nécessité d'un hôte de dissémination qui dévorant le premier hôte, libère les œufs dans le milieu extérieur. L'infestation se fait par l'ingestion des œufs embryonnés ou hôte intermédiaire (ver de terre) (Bussiéras et Chermette, 1988).

II.2.2.3.Symptômes et lésions

a. Chez la pintade

L'infestation par ces parasites peut être massive et se traduire par une mortalité importante due à l'action irritante et spoliatrice d'une très grande quantité de vers fichés dans la muqueuse intestinale. Dans les formes chroniques il y a amaigrissement et affaiblissement des oiseaux.

A l'autopsie, l'intestin grêle apparaît annelé et épaissi. A l'ouverture, la paroi intestinale est-elle même plus épaisse, rouge avec quelques petites hémorragies. Les parasites sont parfois difficiles à distinguer à l'œil nu mais en lavant dans l'eau claire les lésions on peut observer les vers blanchâtres fins comme des cheveux fichés dans la muqueuse et flottant entre deux eaux (Luc Guerin et al, 2011).

b. Chez la dinde

Les oiseaux malades sont indolents, maigres et ont de la diarrhée. L'autopsie montre une paroi intestinale épaisse, rouge et recouverte d'un mucus épais (Luc Guerin et al, 2011).

c. Chez le poulet

La manifestation la plus courante est une indigestion ingluviale : le jabot reste gonflé de matières alimentaires, de gaz et de liquides, ce qui est peut être très gênant pour les poulets soumis au gavage. Les lésions provoquées par les capillaires dans l'intestin sont souvent des portes d'entrée pour des maladies virales et/ou bactériennes et/ou la coccidiose.



Figure 19 : Lésions intestinales de la capillariose du poulet (Villate., 2001).

d. Chez les palmipèdes

Cycle est mal connu et il est peu dangereux (Luc Guerin et al, 2011).

e. Chez le pigeon

La capillariose chez le pigeon provoque essentiellement une diarrhée intermittente ou continue avec amaigrissement surtout chez les jeunes oiseaux (Villate., 2001).

II.2.3.Trichostrongylus

II.2.3.1.Espèces affectés et facteurs de risques :

a. AMIDOSTOMOSE DE L'OIE :

Le ver nématode parasite de l'oie *Amidostomum anseris*, appartient à la famille de Trichostrongylidés. C'est un des parasites les plus fréquents et le plus dangereux chez l'oie .Il vit sous le revêtement corné du gésier et en surface de la paroi. Un ver adulte pompe

Jusqu'à un demi-millilitre de sang par jour .Les œufs (85-110 microns x 50-80 microns) sont rapidement embryonnés et infestants dans le milieu extérieur en climat doux et humide (avril-mai-juin).

b. ÉPOMIDIOSTOMOSE :

Cette parasitose due à *Epomidiostomum uncinatum* ver de 0,5 à 1 centimètre de long. La biologie de ce parasite est voisine de celle d'*Amidostomum*, il n'est le plus souvent, Qu'un facteur aggravant de l'affection précédente. Toutefois la période pré patente semble plus courte : 16 à 24 jours.

II.2.3.2.Source et modalité de transmission :

Les larves sont très actives en milieu humide et survivent jusqu'à un mois dans le milieu extérieur dans l'attente d'un hôte. L'infestation se fait surtout par voie buccale. En revanche, la sécheresse leur est fatale. Les amidostomes peuvent survivre entre quinze et dix-huit mois dans leur hôte. Tout ceci multiplie énormément les risques de contamination des parcours et la transmission aux jeunes oisons (Villate, 2001).

II.2.3.3.Symptômes et lésions :

C'est une affection rare, d'évolution rapide, pour laquelle la période pré patente n'est que de 9 jours. Dans les cas graves, les oiseaux meurent d'une typhlite hémorragique (inflammation hémorragique des caecums), avec diarrhée. Dans les infestations moins massives, les troubles sont peu caractéristiques : troubles digestifs et amaigrissement.

Les symptômes de l'affection parasitaire se traduisent par des difficultés d'alimentation et de digestion (ou dysphagie) et une anémie plus ou moins sévère (0,5 ml de sang x nombre de vers) qui parfois entraînent la mort des oies parasitées après un amaigrissement très rapide. Heureusement le plus souvent l'infestation parasitaire est minime et les symptômes discrets.

A l'autopsie, hormis les lésions d'amaigrissement et d'anémie, on trouvera le gésier plus ou moins délabré par l'action des amidostomes: gastrite exsudative chronique hypertrophique avec formations nodulaires et nécrose de la couche cornée.



Figure 20: Amidostomose discrète de l'oie (Villate, 2001).

II.2.4. Les cestodes

II.2.4.1. Espèce affectée et facteurs de risques

A. LE GENRE *HYMENOLEPIS* (LA FAMILLE DES *HYMENOLEPIDIDES*)

A.1. Chez les gallinacés

Hymenolepis carioca : c'est un ténia qui peut se rencontrer par milliers dans le même hôte.

Hymenolepis cantariana : ce ténia de 4 à 20 mm de long n'est pas très dangereux.

A.2 Chez les palmipèdes

Hymenolepis collaris : ce ténia vit à l'état adulte dans l'intestin grêle des oies et des canards.

Hymenolepis anatina : ce ténia parasite essentiellement l'intestin grêle des canards. Son rôle pathogène est discret. Il peut toutefois être à l'origine d'échecs de gavage de canards fermiers.

B. LE GENRE *DREPANIDOTENIA* (LA FAMILLE DES *HYMENOLEPIDIDES*)

B.1. Oiseaux aquatiques : La larve cysticercoïde se développe chez des crustacés copépodes d'eau douce (cyclope).

B.2. Les palmipèdes ayant accès à un plan d'eau douce sont susceptibles d'héberger ce genre de ténia, avec des conséquences surtout à type de baisse de performance de gavage.

C. LE GENRE *DAVAINIA* (LA FAMILLE DES *DAVAINEIDES*)

Davainia proglottina : C'est un ténia souvent rencontré chez les **gallinacés**. Le scolex fiché dans la muqueuse intestinale.

D. LE GENRE *RAILLIETINA* (LA FAMILLE DES *DAVAINEIDES*)

Ce genre comporte les plus grands ténias des oiseaux notamment chez la poule pondeuse.

E. LE GENRE DE *FIMBRIARIA* (LA FAMILLE DES *FIMBRIARIINES*)

Ces ténias se rencontrent chez les palmipèdes

Fimbriaria fasciolaris : est un ténia affecte principalement les oiseaux aquatiques, l'hôte intermédiaire est un crustacé copépode d'eau douce.(Luc Guerin et al, 2011).

II.2.4.2.Source et modalité de transmission

Les cestodes sont des parasites obligatoires à tous les stades de leur développement, les adultes vivent uniquement chez les vertébrés dans le tube digestif. Chez les oiseaux on les rencontre presque exclusivement dans l'intestin grêle.

Les larves se développent chez un ou plusieurs hôtes intermédiaires obligatoires (Bussiéras et Chermette, 1988).

La transmission se fait principalement par l'accès à des parcours extérieurs et la consommation des proies susceptibles d'être des hôtes intermédiaires de ténias (mollusques, crustacés, insectes) (Luc Guerin et al, 2011).

II.2.4.3.Symptômes et lésions

a. Chez les gallinacés

Une infestation massive se traduit par un mauvais état général et de la diarrhée, parfois ils provoquent des lésions d'entérite nodulaire. Ce sont des trouvailles d'autopsie courantes surtout chez la poule pondeuse. *Davainia proglottina* provoque des petits nodules durs et blanchâtres : entérite nodulaire cas on crotique.



Figure 21:T niasis chez une poule pondeuse (Raillietina) (Luc Guerin et al, 2011).

b. Chez les palmipèdes

Le symptôme caractéristique est la baisse de performance de gavage, parfois il existe des lésions d'entérite nodulaire. Les Fimbriariin s provoquent un amaigrissement proportionnel à l'infestation parasitaire (Luc Guerin et al, 2011).

CHAPITRE III :

DIAGNOSTIC ET TRAITEMENT ET PROPHYLAXIE

III.1.Diagnostic des endoparasites

La recherche des endoparasites dans les fèces des oiseaux est réalisée par plusieurs techniques, dont certaines sont considérées comme des méthodes de routine applicables dans la plupart des laboratoires de parasitologie. Ces techniques consistent en des méthodes d'enrichissement (flottation, sédimentation) et des techniques de coloration permettant la mise en évidence des différentes formes parasitaires. En plus de ces techniques, d'autres moyens ont été développés en se basant sur des réactions immunologiques permettant la détection des antigènes dans les matières fécales des hôtes infestés. Citant par exemple la technique E.L.I.S.A et I.F. L'arrivée et le développement de la biologie moléculaire permettent de résoudre plusieurs problèmes en domaine de diagnostic des endoparasites, d'une part par l'obtention des résultats mieux que ceux obtenus par les autres techniques et d'autre part par la détermination des espèces et génotypes en cause (Laatamna, 2014). Seulement trois méthodes incluant la technique de concentration formol/éther, la coloration de Ziehl Neelsen modifiée et celle de l'aniline carbol methyl violet qui seront développées (**voire partie expérimentale**).

III.2.Traitement des endoparasites

III.2.1. Coccidiose

Doit être précoce :

Curatif : Sulfamidés dans l'eau de boisson (2 périodes de 3 jours séparées par un intervalle de 2 jours) Ex : Sulfaquinoxaline associée ou non à la diavéridine ou la sulfamézathine.

Diverses autres associations sont disponibles : Amprolium-Ethopabate, acétoniles benzéniques, Toltrazuril (Baycox), Clazuril (Appertex), Diclazuril sont actifs sur tous les stades intracellulaires et peuvent s'utiliser en curatif (Oostmaarland, 2008).

III.2.2. Cryptosporidiose

Il apparaît ainsi que la lutte contre la cryptosporidiose doit se concentrer sur:

- La mise en place d'un traitement symptomatique et adjuvant permettant de limiter les signes cliniques chez les malades.
- Le recours à un traitement étiologique qui permettrait d'éradiquer le parasite de manière efficace. (SHAHIDUZZAMAN et DAUGSCHIES, 2012).

III.2.3. Les helminthes

Tableau 7 : Traitement des helminthiases chez les volailles (dans l'Union européenne)
(Luc Guerin et al, 2011).

Parasites	Produits (base)	Doses	Traitement
Nématodes	Lévamisole	20 mg/kg PV (solution dans l'eau de boisson).	➤ Durée : 1 jour. ➤ Attente : 3 jours.
	Fenbendazole	10-20 mg/kg PV = 1mlVkg PV de Suspension à 2,5%	➤ Durée : 1 jour en 1 seule administration. ➤ Attente : délai forfaitaire hors AMM à appliquer (viande : 28 jours).
	Flubendazole	60 ppm dans l'aliment.	➤ Durée : 7 jours. ➤ Attente viande : 15 jours, œuf : 0 jour ➤ Attention : ne pas associer à un aliment thermisé pour reproducteurs car risque d'effet indésirable de mortalités embryonnaires secondaires au traitement.
Cestodes	Flubendazole	60 ppm	➤ Durée : 7 jours. ➤ Attente : 15 jours.
trématodes	Niclosamides	Au moins 500mg/kg	➤ 1fois.
	Praziquantel	5a10 mg/kg	➤ 1 fois (aucune spécialité avicole).

III.3. Prophylaxie

III.3.1. Coccidiose

- Chimioprofylaxie : Utilisation préventive dans l'aliment des coccidiostatiques divers.
- Prophylaxie vaccinale : basée sur l'utilisation de vaccins vivants atténués.
- Prophylaxie hygiénique :
 - Bonne conception des installations qui visent à maintenir la litière sèche (Abreuvoirs, ventilation).
 - Eviter le dépôt de fientes dans les abreuvoirs

- Changer la litière entre deux lots successifs (« all in-all out »).(Oostmaaland, 2008).

III.3.2.Cryptosporidiose

Le contrôle de la cryptosporidiose passe par des mesures hygiéniques et préventives pour limiter la contamination des oiseaux :

- Limiter au maximum les contacts entre les oiseaux.
- La limitation des contacts entre le personnel de l'élevage et les oiseaux.
- Eviter L'introduction des oiseaux issus d'un élevage au statut sanitaire inconnu.
- Désinfection des cages et renouvellement de la litière à chaque changement de bande.
- Hygiène de l'alimentation et de l'abreuvement (Shahiduzzaman et Dauschies, 2012).

III.3.4. Les helminthes

a. Mesures offensives :

- Traitement des oiseaux.
- Destruction des hôtes intermédiaires éventuels par la lutte contre les insectes et les vers de terre (dans la capillariose des faisans) : destruction difficile par le D .D .T ou le lindane.
- Destruction des formes libres=désinfection des locaux par l'eau bouillante crésylée et dans le milieu extérieur par épandages de : FeSO₄, chaux vive, CaCN₂ (Bussiéras et Chermette, 1988).

b. Mesures défensives :

- Séparer les bandes d'âge différent.
- Hygiène des locaux : ventilation.
- Hygiène du sol par drainage.
- Hygiène des litières: renouvellement à chaque changement de bande.
- Hygiène de l'alimentation et de l'abreuvement (Bussiéras et Chermette, 1988).

PARTIE EXPERIMENTALE

I. Objectifs

Notre travail a visé l'estimation du taux d'infestation de certains parasites (protozoaires, helminthes) à localisation digestive chez des oiseaux sauvages élevés surtout en captivité dans des parcs zoologiques et une région rurale. Différents types parasitaires se multipliant dans le tube digestif des différentes espèces d'oiseaux ont fait l'objet d'une étude microscopique basée sur des examens coprologiques de routine (Technique de concentration de Ritchie simplifiée par Allen et Redly, coloration de Ziehl Neelsen modifiée et aniline-carbol-méthyl violet)

II. MATERIELS ET METHODES

II.1. Elevages et période d'étude

Notre étude s'est déroulée pendant 4 mois (entre Décembre 2014 et Avril 2015) dans deux Wilayas (Alger et Sétif). Notre travail a été réalisé dans le parc zoologique Ben Aknoun et le jardin des animaux ElHamma de la wilaya d'Alger et le parc zoologique de la wilaya de Sétif. Une région rurale située dans cette dernière wilaya a été aussi incluse dans notre enquête.

*Parc zoologique ben Aknoun

Le parc de Ben Aknoun est situé au Sud-Ouest de la wilaya d'Alger. Il est situé entre Ben Aknoun et Hydra. Il a ouvert ses portes en 1982. Le parc est divisé en deux zones et comprend un zoo et un parc d'attractions. Sa superficie est de 304 hectares, aménagée en plein centre urbain et elle est répartie en plusieurs zones : 50 ha réservés aux attractions (20 ha manèges) et aires de détente, **40 ha aux animaux**, 200 ha de forêts.

*Jardin d'essai El Hamma

Il est situé dans le quartier de Hamma à Alger, est un jardin luxuriant, qui s'étend en amphithéâtre, au pied du Musée National des Beaux-Arts d'Alger, de la rue Mohamed Belouizdad à la rue Hassiba Ben Bouali, sur une superficie de 58 hectares (38 hectares de jardin et 20 hectares d'arboretum). Il a été Créé en 1832 et considéré comme l'un des jardins d'essai et d'acclimatation les plus importants au monde.

Zoo : Lors de sa création, les premières pensionnaires du zoo étaient les **autruches**, les **dromadaires**, les **sangliers** et quelques **singes**. Au cours des années, il s'est considérablement enrichi par une multitude d'animaux exotiques. À l'entrée, un grand bassin abrite une foule de volatiles tels les **flamants roses**, les **oies**, les **canards mandarin** et les **paons**. Pas très loin des **poissons** baignent dans une cascade agrémentée de rocaillies et de plantes dont le jet d'eau est alimenté par l'eau de source.

Une variété d'oiseaux et de couleurs ; des grands **aras bleus**, des **amazones**, des **cacatoès** occupent une grande volière et font face à de magnifiques oiseaux exotiques tels les **perruches**, les **inséparables**, les **kakariki**.

Des espèces autochtones peuvent être également admirées ; des **fennecs**, des **mouflons à manchettes** et des **gazelles** menacées de disparition.

Bien d'autres animaux curieux et aussi impressionnants tels que l'**alligator**, l'**ours brun**, les **autruches**, divers **rapaces**... vous donneront envie de revenir visiter ce petit arche de Noé.

***Parc zoologique Sétif**

Le parc d'attraction de Sétif est situé en plein centre-ville sur l'emplacement d'une ancienne caserne. Sa superficie approche les 50 ha dont 13 ha sont représentés par un espace gazonné. Il a été créé en septembre 1985 et il fut repris par la commune de Sétif en 1998. Sa situation est enviable et il est doté de 8 entrées dont la moitié, sont des entrées principales. Il existe différentes attractions dans ce parc. Des manèges, un zoo où se trouvent de nombreux animaux, des locaux commerciaux, des fontaines.

II.2. Animaux et collecte des échantillons de fèces

Au total, 84 échantillons de fèces ont été récoltés au niveau des différents parcs zoologiques cités dans le tableau suivant.

Tableau 8 : Nombre des prélèvements effectués dans chaque parc zoologique.

Elevage	Nombre de prélèvements réalisés
Parc zoologique de Ben Aknoun	42
Jardin des animaux El Hamma	20
Parc zoologique de Sétif	12
Région rurale Stita	10

Différentes espèces d'oiseaux comme le perroquet, paon, faisan, Autriche, ému et autres ont été prélevées dans les trois parcs zoologiques cités préalablement et la région rurale de Stita (tableau 8).

II.3. Techniques de prélèvements

Des matières fécales fraîches ont été récupérées sur le sol juste après la défécation des oiseaux. 2/3 du nombre des oiseaux élevés dans chaque cage ont été prélevés dans des sites différents. Les prélèvements ont été déposés dans des pots, hermétiquement fermés et étiquetés et ont été mis dans une glacière et conservés dans une température de réfrigération (+4 C°) jusqu'à leur analyse microscopique. La récolte des prélèvements dans les cages a été réalisée une seule fois.

Chaque prélèvement a été identifié par une étiquette collée au pot. Les informations sont résumées dans une fiche de renseignement où figurent surtout :

*Pour chaque oiseau: date de prélèvements, espèce d'oiseau, nature des selles (selles diarrhéiques ou non), oiseaux traités par des antihelminthiques ou oiseaux non traités.

Tableau 9 : Le nombre et les différentes espèces d'oiseaux prélevées dans chaque élevage

Espèces aviaires	Parc zoologique Ben Aknoun	Parc zoologique El Hamma	Parc zoologique Sétif	Région rurale STITA
perroquet	5	2		
Canard mondara		2		
faisan	2	3	2	
paon	2	6	2	
émeu	3	3	1	
autruche	13	2	1	
pintade		2		
Poulet local	3			2
pigeon	3		2	
Paon argenté	1			
Grue couronnée	4			
Canard (différentes espèces)	6		2	8
oie			2	

II.4. Techniques d'analyses des prélèvements

L'analyse des échantillons de fèces a été réalisée dans le laboratoire de parasitologie (ENSV). Les prélèvements fécaux ont subi deux types d'analyses :

***Analyse macroscopique**

L'analyse macroscopique a été pratiquée systématiquement avant tout examen microscopique des fèces. Elle consiste à évaluer la qualité du prélèvement et à rechercher à l'œil nu la présence d'éléments parasitaires-dont la taille est suffisante pour être distingués. Vers entiers-ou les fragments de vers.

***Analyse microscopique**

Tous les échantillons ont été analysés pour la recherche des endoparasites par l'utilisation de la technique de concentration formol-éther (Ritchie simplifiée par Allen et Redly) et deux méthodes de coloration (Ziehl Neelsen modifiée et aniline-carbol-méthyl violet) pour la mise en évidence des cryptosporidies.

II.4.1. Technique de concentration de Ritchie simplifiée par Allen et Redly

Elle permet de concentrer les parasites dans un petit volume de matières fécales par rapport au volume initial analysé.

***Mode opératoire**

-5 à 6 grammes de fèces sont déposés dans un verre à pied conique. Si la quantité obtenue au moment des prélèvements est minime, 1 à 3 grammes suffisent pour réaliser la technique.

-Verser dans le verre à pied conique un volume de formol (10 %), 2 à 3 fois supérieur à la quantité de fèces déposées (le formol à 10 % est préparé à partir d'une solution formolée de 37 %).

-Agiter le tout à l'aide d'un agitateur en verre, jusqu'à l'obtention d'une solution homogène.

-Laisser la solution décanter quelques minutes pour l'obtention d'un surnageant dépourvu de gros débris.

-Verser directement une quantité de ce surnageant dans les 2/3 du volume d'un tube conique en plastique. Si la quantité du surnageant ne suffit pas pour remplir les 2/3 du volume du tube, cette quantité doit être versée complètement dans ce dernier.

-Ajouter un volume d'éther équivalent au 1/3 du volume total du tube dans le cas où la quantité du surnageant ajouté représente 2/3 du volume du tube. Si le tube est complètement rempli, on doit

laisser un espace d'environ 1 cm de l'ouverture du tube qui permet l'émulsion de matières fécales pendant l'agitation du tube.

-Préparer plusieurs tubes de la même manière (chacun de ces tubes correspond à un prélèvement unique).

-Peser les tubes pour équilibrer avant la centrifugation.

-Centrifuger à 2500 tours/m pendant 3 à 5 minutes.

Après la centrifugation, on obtient dans chaque tube, 04 couches qui sont du haut vers le bas :

*Une couche d'éther de couleur jaune constituée de graisse

*Un anneau composé de gros débris

*Une couche aqueuse

*Le culot dans lequel les éléments parasitaires se sont concentrés

-Jeter le surnageant composé des 03 couches superficielles et garder le culot.

-À l'aide d'une pipette pasteur, bien mélanger le culot et aspirer quelques gouttes pour préparer les frottis.

II.4.2. Technique de coloration de Ziehl Neelsen modifiée

La technique de coloration utilisée dans notre étude est celle modifiée par Henriksen et Pohlenz (1981). Cette méthode de coloration est spécifique pour la mise en évidence des oocystes des cryptosporidies dans les matières fécales ou tout autre produit corporel (ex : liquide trachéal).

*** Mode opératoire**

- Confection d'un frottis : sur une lame bien dégraissée, on dépose à l'aide d'une pipette pasteur une goutte du culot obtenu par la technique de concentration. Ensuite, à l'aide d'une autre lame, on étale la goutte le long de la lame.

- Laisser le frottis sécher à l'air.

- Fixation du frottis dans le méthanol pur pendant 5 minutes.

- Laisser sécher à l'air.

- Colorer par la fuschine phéniquée de Ziehl pendant une heure.

- Rincer la lame sous l'eau de robinet (tout en faisant attention de ne pas décoller le frottis).
- Décoloration avec l'acide sulfurique à 2 % pendant 20 secondes.
- Rincer sous l'eau de robinet.
- Colorer avec le vert de Malachite (5 %) pendant 5 minutes.
- Rincer sous l'eau de robinet.
- Sécher à l'air.
- La lecture du frottis coloré se fait au grossissement x 40, puis x 100 avec l'huile d'immersion
- La lecture doit se faire sur toute la surface du frottis coloré.

Les oocystes de *Cryptosporidium* sont colorés en rouge vif ou rose sur un fond vert. Le degré et la proportion de couleur varient avec les oocystes. Les oocystes de *Cryptosporidium* apparaissent sous la forme de disque de 4 à 6 µm de diamètre. Les levures, Certaines spores de bactéries et les débris fécaux se colorent également en rouge vif ou rose.

La présence d'un seul oocyste sur toute la surface de la lame suffit pour considérer le prélèvement comme positif (animal infecté). Les échantillons négatifs doivent être déclarés comme "aucun oocyste de cryptosporidies n'est observé" (O.I.E., 2005).

II.4.3. Technique d'aniline-carbol-méthyl-violet

- Confection d'un frottis à partir du culot et la fixation par le méthanol pendant 5 minutes
- Colorer par la solution **aniline-carbol-méthyl-violet** pendant une demi-heure.
- Rincer la lame sous l'eau de robinet
- Décoloration avec l'acide sulfurique à 1 à 2 % pendant 30 secondes.
- Rincer sous l'eau de robinet.
- Colorer avec la tartrazine pendant 30 secondes à une minute.
- Rincer sous l'eau de robinet.
- Sécher à l'air.
- La lecture du frottis coloré au grossissement x 100 avec l'huile d'immersion

III. Résultats

III.1. Taux d'infestation global des oiseaux prélevés.

Sur 84 échantillons de fèces récoltés à partir du nombre total des oiseaux, 16 cas ont été infestés par les différents endoparasites.

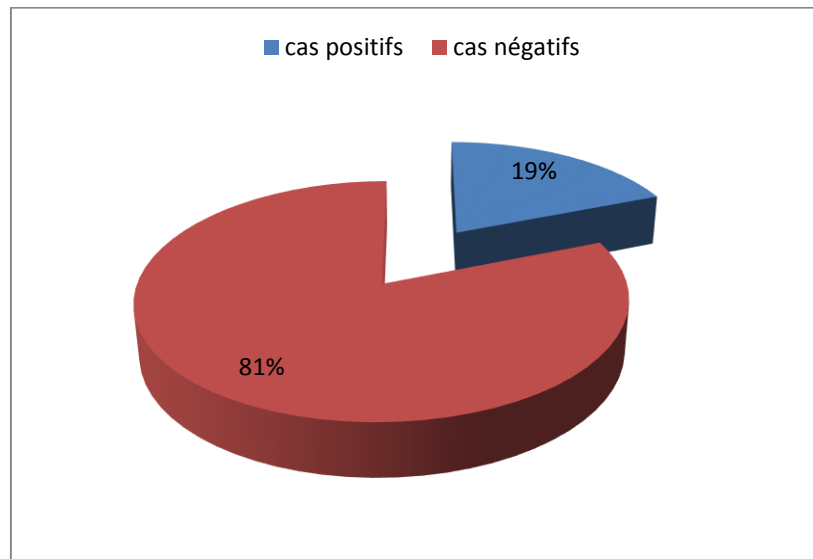


Figure 22: Fréquence d'isolement des endoparasites chez les oiseaux prélevés.

III.2. Taux d'infestation par les différents types parasitaires isolés

III.2.1. *Eimeria*

Les coccidies ont été isolées chez 4 oiseaux avec un taux d'infestation de 4,76 %.

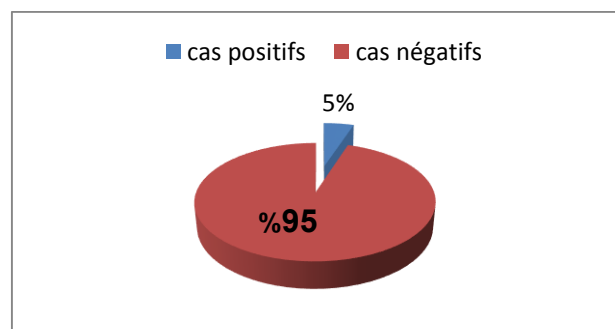


Figure 23: Taux d'infestation par *Eimeria spp.* chez les oiseaux prélevés.

III.2.2. *Cryptosporidium* spp

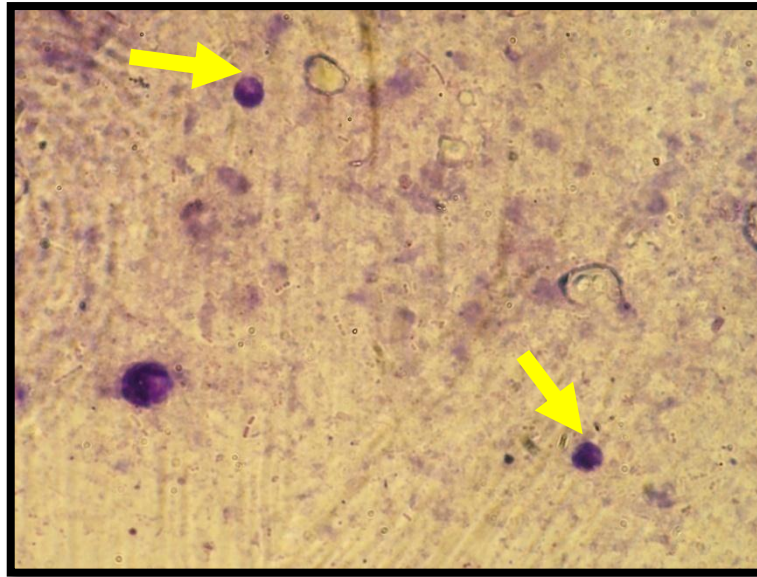


Figure 24: oocytes de *Cryptosporidium* spp observés par la coloration aniline–carbol–methyl-violet (Grossissement X 40) (Photo personnelle).

5 oiseaux sur 84 échantillons récoltés (5, 95 %) ont été infestés par les cryptosporidies qui ont été mis en évidence par la technique de coloration aniline–carbol methyl violet.

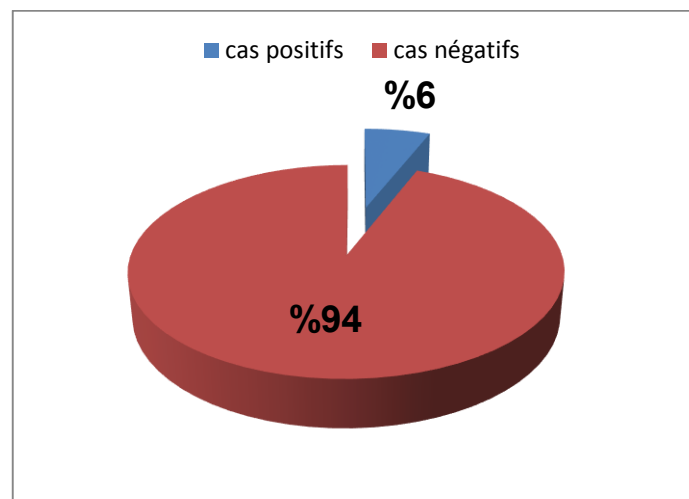


Figure 25: Taux d'infestation par *Cryptosporidium* spp. Chez les oiseaux prélevés.

III.2.3. *Capillaria* spp

Les nématodes appartenant au genre *Capillaria* ont été isolés seulement chez trois oiseaux parmi 84 prélèvements, avec un taux d'infestation de 3, 57 %.

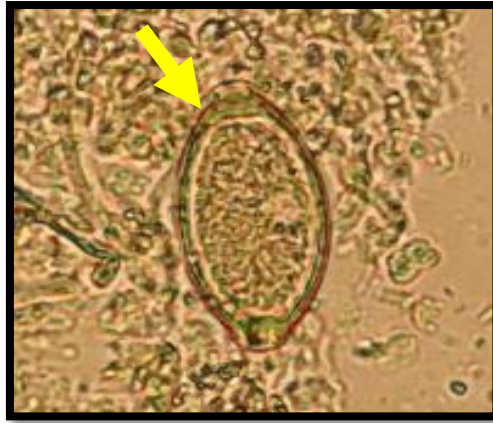


Figure 26: œufs de *Capillaria* spp observés par la technique de concentration formol/éther (Grossissement X 40) (Photo personnelle).

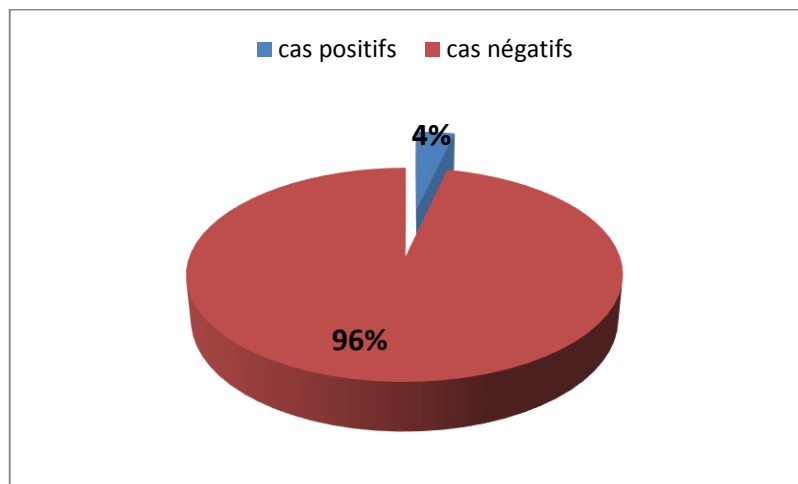


Figure 27: Taux d'infestation par *Capillaria* spp. Chez les oiseaux prélevés.

III.2.4. nématodes

Les œufs et larves des nématodes ont été observés dans quatre prélèvements parmi 84 oiseaux examinés, ce qui correspond un taux d'infestation de 4,76 %

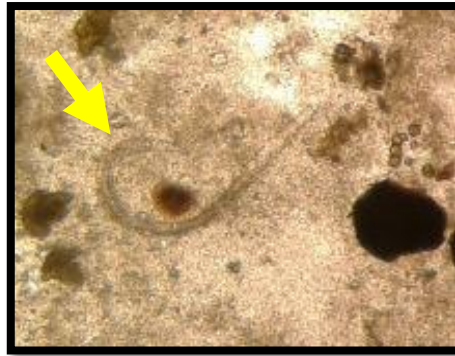


Figure 28: larves de nématodes observés par la technique de concentration formol/éther (Grossissement X 40 (Photo personnelle).

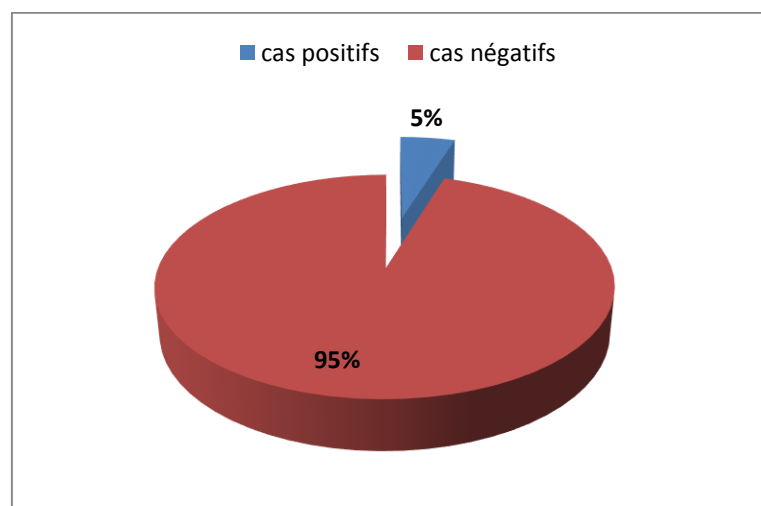


Figure 29: Taux d'infestation par les **nématodes** chez les oiseaux prélevés.

III.3. Fréquence d'isolement des différents types parasitaires chez les oiseaux infestés

Les cryptosporidies représentent 31,25 % des oiseaux infestés par les endoparasites, suivis par *Eimeria* et les nématodes qui représentent 25 %. Par contre, le genre *Capillaria* fait 18,75 % des oiseaux infestés.

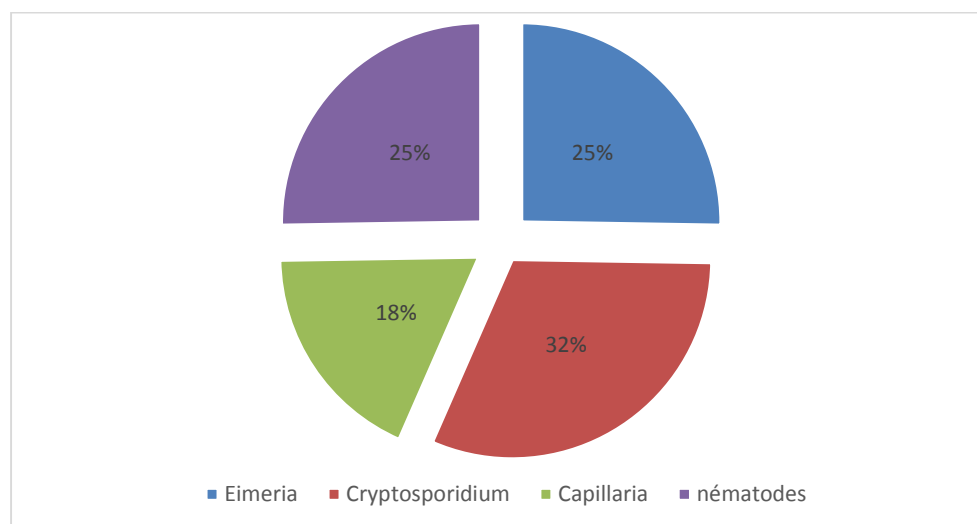


Figure 30: fréquence d'isolement des différents parasites parmi les oiseaux infestés.

III.4. Nombre des oiseaux positifs dans chaque élevage

Parmi 42 prélèvements récoltés dans le parc zoologique Ben Aknoun, 14 oiseaux ont été infestés, ce qui correspond un taux d'infestation de 33,33 %. Par contre dans le jardin d'essai El Hamma, parmi 20 oiseaux prélevés, Deux cas (10%) ont été observés positifs. Dans la région rurale Stita et le parc zoologique Sétif, aucun oiseaux n'a été révélé positif.

Il apparaît que la répartition de l'infestation par les différents endoparasites est plus importante dans le parc zoologique de Ben Aknoun.

Tableau 10: Taux d'infestation par les endoparasites dans chaque parc zoologique

Elevage	Nombre de prélèvements réalisés	Nombre de cas positifs
Parc zoologique de Ben Aknoun	42	14 cas positifs (33,33 %)
Jardin des animaux El Hamma	20	2 cas positifs (10 %)
Parc zoologique de Sétif	12	0 %
Région rurale STITTA	10	0 %

III.5. Infestation par les endoparasites chez les différentes espèces aviaires

Dans le parc zoologique Ben Aknoun, 7 espèces aviaires incluant le faisan, paon, ému, autruche, poulet local, pigeons, canard ont été infestés par les endoparasites (protozoaires et helminthes). Les coccidies (*Eimeria spp*) ont été observées chez le faisan, poulet local et le pigeon. *Cryptosporidium spp* a été isolé seulement chez l'autruche. Les **nématodes** ont été excrétés par le paon, ému et les canardas. Les œufs du genre *Capillaria* ont été observés seulement chez le paon, que ce soit dans le parc zoologique de Ben Aknoun ou le jardin d'essai El Hamma. Aucune infestation mixte par les différents parasites isolés n'a été observée chez les différentes espèces d'oiseaux examinés.

Tableau 11: Infestation des différentes espèces aviaires par les différents endoparasites isolés.

Espèces aviaires	Nombre de cas positif et type de parasites dans le Parc zoologique Ben Aknoun	Nombre de cas positif et type de parasites dans le Parc zoologique El Hamma	Nombre de cas positif et type de parasites dans le Parc zoologique Sétif	Région rurale STITA
perroquet	0	0	/*	/
Canard mondara	/	0	/	/
faisan	1 cas/ <i>Eimeria</i>	0	0	/
paon	2cas / <i>Capillaria</i> (1) et nématodes(1)	2 cas/ <i>Capillaria</i>	0	/
émeu	1 cas/ nématodes	0	0	/
autruche	5 cas <i>/Cryptosporidium</i>	0	0	/
pintade	/	0	/	/
Poulet local	1 cas/ <i>Eimeria</i>	/	/	0
pigeon	2 cas/ <i>Eimeria</i>	/	0	/
Paon argenté	0	/	/	/
Grue couronnée	0	/	/	/
Canard (différentes espèces)	2 cas/nématodes	/	0	0
oie	/	/	/	/

/* : Espèce aviaire n'a été prélevé dans ce parc zoologique.

IV. DISCUSSION

IV.1. Taux d'infestation global par les endoparasites

Durant notre travail, le taux global d'infestation par certains parasites à localisation gastro-intestinal était près de 19 %. Entre les années 1978 et 1984, l'infestation par les endoparasites chez 16 espèces aviaires gardées en captivité en Papua New Guinea, a montré un taux variable de 60 à 79,6% (Varghese, 1987). Ahasanul Hoque et al (2014) ont rapporté que la prévalence des parasites digestifs des oiseaux sauvages varie surtout en fonction de l'espèce aviaire concernée. Une prévalence globale de 34 % chez des oiseaux sauvages élevés en captivité en Inde a été rapportée par Patel et al (2000). Une étude menée en Algérie (Wilaya d'Oran) chez le poulet local (une seule espèce aviaire) a montré une prévalence de 100 % (Yousfi, 2012). Par une étude menée en Espagne sur 984 échantillons de fèces récoltés à partir d'un parc zoologique comportant différentes espèces d'oiseaux, Cordon et al (2009) ont publié un taux d'infestation de 51,6 %.

Il apparaît que notre prévalence reste faible par rapport aux résultats signalés par les précédentes études. Le nombre faible des prélèvements effectués dans notre enquête par rapport de ces études peut représenter un facteur inclus dans les variations du taux d'infestation par les endoparasites chez les oiseaux élevés en captivité. La vermifugation systématique des oiseaux surtout dans le jardin d'essai El Hamma peut refléter le nombre de cas positifs faible observé dans ce dernier parc zoologique par rapport au résultat obtenu (nombre de cas positifs élevé) dans le parc zoologique de Ben Aknoun.

D'autres facteurs comme les conditions hygiéniques, système d'alimentation et d'abreuvement adoptés dans les parcs zoologiques, utilisation des antihelminthiques et des antiprotozoaires, les différentes espèces d'oiseaux élevés et leur mode de vie à l'intérieur des cages et même les techniques de mise en évidence des endoparasites peuvent être impliqués dans les variations de la prévalence globale.

IV.2. L'infestation par *Eimeria* spp

Au cours de notre travail, les coccidies ont été observés chez le faisan, poulet local et le pigeon avec un taux d'infestation globale de 4,76 %. En Espagne, Cordon et al (2009) ont révélé une prévalence globale des coccidies de 4,1 % chez les oiseaux de parc zoologique. *Eimeria* est infectant pour plusieurs espèces d'oiseaux avec une spécificité hôte importante. Contrairement aux oiseaux sauvages, les coccidioses subcliniques et cliniques dues au genre *Eimeria* (différentes espèces) ont importance économique considérable en aviculture.

IV.3. L'infestation par *Cryptosporidium* spp

Cryptosporidium représente un protozoaire apicomplexa qui infecte le tube digestif de plusieurs espèces animales incluant les oiseaux. Ce sporozoaire est commun pour les oiseaux domestiques (poulet de chair et dinde) et les oiseaux sauvages (aquatiques, les oiseaux migrateurs, et des parcs zoologiques). En Algérie, peu d'études ont été menées sur cette parasitose en domaine aviaire dont une enquête moléculaire effectuée récemment chez le poulet de chair et la dinde par Baroudi et al (2013). Durant notre étude, *Cryptosporidium* a été isolé seulement chez l'autruche avec un taux d'infestation de (5, 95 %) par rapport au nombre total des oiseaux prélevés. L'étude de Perez Cordon et al (2009) réalisée chez plusieurs espèces d'oiseaux a révélé une prévalence 0,8 %. Ahasanul Hoque et al (2014) n'ont pas visé la recherche des cryptosporidies parmi les endoparasites gastro-intestinaux étudiés. D'autres études ont été portées seulement sur la cryptosporidiose chez l'autruche en montrant la prévalence chez cet hôte et les différentes espèces et génotypes infectants. Qi et al (2014) ont publié une prévalence de 10, 2 % (31/303) avec la détermination de *C. muris* comme espèce infectante. Wang et al (2011) ont signalé un taux d'infestation de 11,7%. L'enquête de Nguyen et al (2013) a rapporté un taux d'infestation de 23,7%. Il reste difficile de comparer nos résultats avec les précédentes études en raison que ces dernières ont été menées seulement sur la cryptosporidiose de l'autruche et le nombre faible de prélèvements de fèces de cette espèce aviaire récoltés durant notre travail. Cependant et contrairement à notre étude, *Cryptosporidium* a été identifié avec une grande variabilité de la prévalence chez plus de 30 espèces aviaires (à part de l'autruche) dans le monde entier. Parmi les trois espèces de *Cryptosporidium* adaptées aux oiseaux; *C. meleagridis*, *C. baileyi* et *C. galli*, chaque une peut infecter différents types d'oiseaux, mais différent entre elles selon les hôtes et le site d'infection (Pavlassek, 1999, 2001; Ryan, 2010). Aussi, différents génotypes ont été révélés infectants pour les oiseaux (Ryan, 2010; Qi et al., 2011).

IV.4. L'infestation par *Capillaria* spp

Capillaria a été identifiée seulement chez trois oiseaux (paon) (3,57) parmi le nombre total des prélèvements examinés durant notre travail. Contrairement à notre, cette espèce parasitaire apparaît fréquente chez les oiseaux sauvages élevés en captivité. Parmi 984 échantillons de fèces des oiseaux de parc zoologique examinés par Cordon et al (2009), 10 % ont été infestés par les œufs de *Capillaria*. Même observation rapportée par Varghese (1987) et Ahasanul Hoque et al (2014).

Contrairement au résultat de notre étude concernant l'infestation mixte par les différents types parasitaires identifiés où aucun oiseau infesté n'a présenté une association entre eux trois parasites différents, les études précédentes ont montré la fréquence importante de cette association incluant protozoaires-protozoaires, helminthes-helminthes et helminthes- protozoaires.

CONCLUSION

Conclusion

A la lumière de ce travail, nous constatons que les oiseaux sauvages élevés en captivité sont exposés à l'infestation par plusieurs parasites à localisation digestive dont certains sont de nature protozoaire et d'autres sont des helminthes. Le taux global d'infestation rapporté dans notre étude est considérable dans les parcs zoologiques étudiés. Cependant, des études effectuées dans différents pays et régions ont documenté des prévalences plus élevées par rapport aux résultats obtenus durant notre travail.

les variations de la prévalence de ces endoparasites chez les oiseaux sauvages reflètent l'implication de plusieurs facteurs essentiellement les conditions d'hygiène des cages, système d'alimentation et d'abreuvement adoptés dans les parcs zoologiques, utilisation des antihelminthiques et des antiprotozoaires, la sensibilité des différentes espèces d'oiseaux élevés et leur mode de vie à l'intérieur des cages et même les techniques de mise en évidence des endoparasites.

Sérieuses études sont nécessaires pour bien comprendre l'épidémiologie de ces infestations incluant leurs prévalences sur une grande espace et long temps, la sensibilité des différents hôtes d'oiseaux, les sources et modalités de transmission de ces endoparasites et en fin leur importance sanitaire et économique chez les oiseaux et le risque zoonotique pour l'homme.

- **Ahasanul Hoquea,MD, Mohammad Mahmudul Hassan, Enamul Haque, Amir Hossan Shaikat, Shahneaz Ali Khan, Abdul Alim, Lee Francis Skerratt, Ariful Islam, Hein Min Tun, Ravi Dissanayake, Tapan Kumar Day, Nitish Chandra Debnath, Mat Yamage.**2014.A survey of gastro-intestinal parasitic infection in domestic and wild birds in Chittagong and Greater Sylhet, Bangladesh.Preventive Veterinary Medicine. 117, (2014) 305–312.
- **Baroudi, Dj., Djamel Khelef, Rachid Goucem, Karim T. Adjou, Haileeyesus Adamu, Hongwei Zhang, Lihua Xiao.**2013.Common occurrence of zoonotic pathogen *Cryptosporidium meleagridis* in broiler chickens and turkeys in Algeria. Veterinary Parasitology,196:334–340.
- **Bussieras et al, 1992.**Abrégé de la Protozoologie.
- **Bussiéras et Chermette, 1988** abr  g   de parasitologie v  t  rinaire .pages :61,93,31,32,33.
- **Bussiéras et Chermette, 1992 .:** parasitologie v  t  rinaire : protozoologie. pages : 17, 18,32, 160-171.
- **Caccio, Simone M., et Giovanni Widmer.** 2014. *Cryptosporidium: parasite and disease*. Springer edition.
- **Cordon, G.P., Prados, A.H., Romero, D., Moreno, M.S., Pontes, A., Osuna, A.,Rosales, M.J., 2009.** Intestinal and haematic parasitism in the birds of the Almunecar (Granada Spain) ornithological garden. Vet. Parasitol. 165 (3–4), 361–366.
- **Critchley et al, 1986.** Coccidial oocysts in the liver of a turkey poult. Avian Pathology, 15, pp. 619-621.
- **De Graaf, D., Vanopdenbosch, E., Ortega-Mora, L.M., Abbassi, H., Peeters, J.E., 1999.** A review of the importance of cryptosporidiosis in farm animals. Int. J. Parasitol. 29, 1269–1287.
- **Egyed, Z., Sréter, T., Sz  ll, Z., Varga, I., 2003.** Characterization of *Cryptosporidium* spp.—recent developments and future needs. Veterinary Parasitology. 111, 103–114.
- **Henriksen, S.A., Pohlenz, H.V.** 1981. Staining of cryptosporidia by a modified Ziehl Neelsen technique. Acta. Vet. Scand. 22, 594–596.
- **Jirku, M., Valigurova, A., Koudela, B., Krizek, J., Modry, D., Slapeta, J., 2008.** New species of *Cryptosporidium* Tyzzer, 1907 (Apicomplexa) from amphibian host morphology, biology and phylogeny. Folia Parasitol. 55, 81–94.
- **Klessius, 1977 .**Delayed wattle reaction as a measure of cell mediated immunity in the chicken. Poultry Science 1977; 56: 249-256.

- **Kvác, M., Hofmannová, L., Hlášková, L., Kveřťonová, D., Vítovec, J., McEvoy, J., Sak, B., 2014.** *Cryptosporidium erinacei* n. sp. (Apicomplexa: Cryptosporidiidae) in hedgehogs. *Veterinary Parasitology*.201, 9–17.
- **Laatamna, A.K., 2014.** Prévalence et caractérisation moléculaire de *Cryptosporidium* spp chez les equids en Algérie. Thèse de doctorat.pp.40.
- **Lawn et Rose, 1982.** Mucosal transport of *Eimeria tenella* in the cecum of the chicken.;68,1117–1123.
- **Luc Guérin et al.2011.**maladies des volailles,3^{ème} édition pages :411-413, 399-401. 391-399. :382. 380-381, 388, 398,390.
- **Mac douglad et al, 1997 .***Eimeria brunetti* and *E. necatrix* .*necatrix*in chickens of Argentina and con hickens of Argentina and confirmation of seven species of *Eimeria*. *Avian Dis.* 44, 711-714.
- **Morgan, U.M., Monis, P.T., Xiao, L.H., Limor, J., Sulaiman, I., Raidal, S., O'Donoghue, P., Gasser, R., Murray, A., Fayer, R., Blagburn, B.L., Lal, A.A., Thompson, R.C.A., 2001.** Molecular and phylogenetic characterisation of *Cryptosporidium* from birds. *International Journal for Parasitology.* 31, 289–296.
- **Naciri, M., Lacroix, S., Laurent. F., 2007.** la cryptosporidiose chez les jeunes ruminants non sevrés : le pouvoir pathogène de *Cryptosporidium parvum*. *Le Nouveau Praticien Vétérinaire.* 15–20.
- **Nguyen, S.T., Fukuda, Y., Tada, C., Huynh, V.V., Nguyen, D.T., Nakai, Y.,2013.** Prevalence and molecular characterization of *Cryptosporidium* in ostriches (*Struthio camelus*) on a farm in central Vietnam. *Exp. Para-sitol.* 133, 8–11.
- **O'Donoghue, P., 1995.***Cryptosporidium* and cryptosporidiosis in man and animals. *Int. J. Parasitol.*
- **Oostmaaland, 2008 .** les maladies parasitaires des volailles. pp52-71.
- **Patel, P.V., Patel, A.I., Sahu, R.K., Vyas, R., 2000.** Prevalence of gastro-intestinal parasites in captive birds of Gujarat zoos. *Zoos Print J.* 15,295–296.
- **Pavlassek, I., 2001.** Findings of *Cryptosporidia* in the stomach of chickens and of exotic and wild birds. *Veterinarstvi,* 51, 103–108.
- **Pavlassek, I., 1999.** *Cryptosporidia*: Biology, diagnosis, host spectrum, specificity, and the environment. *Remedia—Klinicka Mikrobiologie.* 3, 290–301.
- **Qi, M., Lei Huang, Rongjun Wang, Lihua Xiao, Lina Xu, Junqiang Li, Longxian Zhang.,2014.** Natural infection of *Cryptosporidium muris* in ostriches (*Struthio camelus*).*Veterinary Parasitology* 205 (2014) 518–522.

- **Qi, M., Wang, R., Ning, C., Li, X., Zhang, L., Jian, F., Sun, Y., Xiao, L., 2011.** *Cryptosporidium* spp. in pet birds: genetic diversity and potential public health significance. *Exp. Parasitol.* 128, 336–340.

Références bibliographiques

- **Rohela, M., Y. Lim, I. Jamaiah, P. Khadijah, S.T. Laang, M. Mohd Natri, Z. Nuru Lhuda. 2005.** Occurrence of *Cryptosporidium* oocysts in Weinkled Horndill and other birds in the Kualalumpur National Zoo. *Dep. Parasilo. Faculty of Medicine, University of Malaya, Malaysia.* 36: 34-40.
- **Russ, 1991:**Travaux de recherche sur les trématodes page : 151.
- **Ryan, U., 2010.** *Cryptosporidium* in birds, fish and amphibians. *Experimental. Parasitology.* 124, 113–120.
- **Ryan, U.M., Xiao, L., Read, C., Sulaiman, I.M., Monis, P., Lal, A.A., Fayer, R., Pavlásek, I., 2003c.** A redescription of *Cryptosporidium galli* Pavlásek, 1999 (Apicomplexa: Cryptosporidiidae) from birds. *J. Parasitol.* 89, 809–813.
- **Saini pk, Ransom g, Mcnamara, am (2000).** Emerging public health concerns regarding cryptosporidiosis. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* , 217 (5), 658-663.
- **Santos, M.M.A.B., J.R. Perro, MV. Meireles.2005.** *Cryptosporidium* Infection in Ostriches (*Struthio Camelus*) in Brazil: Clinical, Morphological, and Molecular Studiers. *Brazilian Journal of Poultry Science.* 27 (2): 113-117.
- **Shahiduzzaman M, Dauschies, A. (2012).** Therapy and prevention of cryptosporidiosis in animals. *Vet. Parasitol.* , In press.
- **Soulsby, 1986.** *Parasitologie des animalauxdomésticos.* 7 ed. México: Nueva Editorial Interamericana;
- **Sréter, T., I.Varga. 2000.** *Cryptosporidiosis in Birds_ A review.* *Vet. Parasitol.* 87: 261- 279.
The coccidian of galliformes. chicken partridge peacock; pheasant, quail.
- **Varghese,T., 1987.**Endoparasites of Birds of Paradise in Papua New Guinea.*Veterinary Parasitology*, 26 (1987) 131-144.
- **Villate, 2001 .**maladies des volailles 2^{ème} édition. pages :312, 306,307, 310-311
- **Wang, R., Qi, M., Jingjing, Z., Sun, D., Ning, C., Zhao, J., Zhang, L., Xiao, L., 2011.** Prevalence of *Cryptosporidium baileyi* in ostriches (*Struthio camelus*) in Zhengzhou. China. *Vet. Parasitol.* 175, 151–154.
- **Xiao, L., Fayer, R., Ryan, U., Upton, S.J., 2004.** *Cryptosporidium* taxonomy: recent advances and implications for public health. *Clinical Microbiology Reviews.* 17, 72–97.

- **Xiao, L., Ryan, U.M.,** 2008. Molecular epidemiology. Cited in: Fayer, R., Xiao, L. (Eds.), *Cryptosporidium and Cryptosporidiosis*. CRC Press and IWA Publishing, Boca Raton, FL, pp. 119–171.
- **Yousfi, F.2012.** Contribution à l'étude des helminthes parasites du tube digestif du poulet local dans la région d'Oran.

Résumé :

84 échantillons de fèces des oiseaux sauvages ont été prélevés au niveau des parcs zoologiques localisés dans la région de Ben Aknoun, El Hamma et Sétif et la région rural de Stita. Les fèces ont été analysées par la technique de concentration de Ritchie simplifiée par Allen et Redly, la coloration de Ziehl Neelsen modifiée et celle d'aniline-carbol-méthyl violet pour la recherche des différents endoparasites.

Un taux d'infestation de **19%** a été révélé dans l'ensemble des parcs zoologiques étudiés. Les endoparasites ont été isolés avec une prévalence de **33,33 %** à Ben Aknoun, **10 %** au parc d'El Hamma et **0 %** à Sétif et la région rural de Stita). Tous les oiseaux infestés n'ont pas présenté des signes diarrhéiques.

Mots clés : oiseaux, endoparasites, taux d'infestation, Ben aknoun, El Hamma, Sétif, Stita.

ملخص

بعد جمع 84 عينة من براز الطيور في حدائق الحيوانات في بن عكنون والحامة وسطيف والمنطقة الريفية ستيتة تم دراسة وتحليل هذه العينات بواسطة تقنية ريتشي المركزة والمبسطة من طرف ألان ويردلي وأيضا طريقة التلوين لزيل نيلسون المتغيرة وهذا بهدف البحث عن الطفيليات الداخلية المختلفة.

معدل الإصابة لهذه الدراسة هو **19%** في كل الحدائق المدروسة. الطفيليات الداخلية المختلفة التي تم عزلها في المناطق الأربعة أظهرت كما يلي (**33,33%** في بن عكنون و **10 %** في الحامة و **0 %** في كل من سطيف و المنطقة الريفية ستيتة). الطيور المصابة في هذه الحالة لا تحمل أي علامات إسهال.

الكلمات الدالة: الطيور، الطفيليات الداخلية، معدل الإصابة، بن عكنون، الحامة، سطيف، ستيتة.

Abstract

84 fecal samples were collected at the zoological parks located in the region of El Hamma, Ben Aknoun and Setif, and Stita rural région. Feces were analyzed by Ritchie's concentration technique simplified by Allen and redly and the Ziehl Neelsen modified and aniline-carbol-methyl violet staining for research the different endoparasites.

An infestation rate of **19%** was revealed in all zoological parks. The endoparasites were isolated either in the four regions (**33.33%** in Ben Aknoun, **10%** in zoological park El Hamma and **0%** in Setif and rural area Stita). all infected birds showed no signs of diarrhea.

Keywords : birds, endoparasites, rate infestation, Ben aknoun, el Hamma, Sétif, Stita.