

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire



Domaine : Sciences de la nature et de la vie

Filière : Sciences vétérinaires

Mémoire de fin d'études

En vue de l'obtention du diplôme de
Master en Médecine Vétérinaire

THEME

Comparaison du parasitisme intestinal entre quelques espèces d'oiseaux sauvages (pigeon, canard, oie, paon) élevés en captivités au niveau du parc zoologique du jardin d'essai du Hamma Alger

Présenté par :

BENYAMINA Yosra

DEKHISSI Nesrine

Soutenu le 11 juillet 2023 devant le jury :

Mme AISSI.M

Professeure (ENSV)

Présidente

Mme MILLA.A

Professeure (ENSV)

Examinatrice

Mme TAIBI. M

MCA (ENSV)

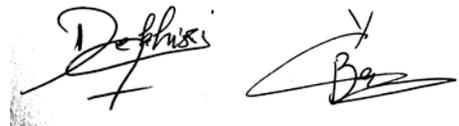
Promotrice

Année universitaire : 2022-2023

Déclaration sur l'honneur

Nous soussignons DEKHISSI Nesrine et BENYAMINA Yosra déclare être pleinement conscientes que le plagiat de documents ou d'une partie d'un document publiés sous toute forme de support, y compris l'internet, constitue une violation des droits d'auteur ainsi qu'une fraude caractérisée. En conséquence, nous engageons à citer toutes les sources que nous avons utilisées pour écrire ce mémoire.

Signatures

The image shows two handwritten signatures in black ink. The signature on the left is for 'DEKHISSI Nesrine' and the signature on the right is for 'BENYAMINA Yosra'. Both signatures are stylized and cursive.

Remerciements

Avant tous Nous vous remercions infiniment « **ALLAH** » le tout puissant, de tout ce qu'il nous apporte dans la vie et de nous avoir donné la volonté, la patience pour réaliser ce travail.

Nos remerciements vont en premier lieu à notre promotrice **Dr. TAIBI. M** (Maître de conférences classe A à l'ENSV) pour sa disponibilité, sa gentillesse ainsi que sa patience. Nous lui rendons hommage avec un profond respect.

Nous tenons à remercier du fond de mon cœur **Dr. AISSI .M** (Professeure à l'ENSV), pour avoir accepté de présider ce jury.

Nous adressons nos remerciements aussi à **Dr. MILLA. A** (Professeure à l'ENSV), qui a accepté d'examiner et de juger ce travail.

Nous remercions à **M. SAADI AHMED** technicien du laboratoire de parasitologie et de mycologie de l'ENSV

Enfin, on remercie tous ceux qui nous ont aidés de près ou de loin tout au long de la réalisation de ce travail.

Dédicaces

Avant toute dédicace je tiens à remercier « Allah » le tout puissant qui m'a donné le courage pour mener ce travail à terme.

Je dédie ce travail

À mes chers parents pour leur sacrifice leur support et leurs prières tout au long de mes études. Mille merci

À mes sœurs Kawther, Bouchra, Maroua et Meriem

À mes frères Abd el Rahman et Amine

À ma belle-sœur Khadidja et mes beaux-frères Ali et Ahmed

À mes nièces et neveux, Roya, Loujain, Tasnim, Ranim, Anes, Anfal, Abdkader

Mes Amis, Manel, Rahima, Hanine, Bouchra, Meryem

A ma binôme Nesrine et toute sa famille.

Yosra

Dédicaces

Du profond de mon cœur, je dédie ce travail à tous ceux qui me sont chers,

A ma chère mère

Aucune dédicace ne saurait exprimer mon respect, mon amour éternel et ma considération pour les sacrifices que vous consenti pour mon instruction et mon bien être.

A mon cher père

Pour ses encouragements, son soutien, surtout son sacrifice afin que rien n'entrave le déroulement de mes études.

A mon Frère et mes sœurs

Vous avez été avec moi et m'avez toujours encouragé.

Merci à ma sœur Sara pour ton aide précieuse dans l'étude statistique.

A mon binôme Yosra

Merci pour ton aide et pour tes efforts.

NESRINE

SOMMAIRE

LISTE DES TABLEAUX

LISTE DES FIGURES

ABREVIATIONS

INTRODUCTION 1

PREMIERE PARTIE : ÉTUDE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I : PRESENTATION DES OISEAUX

| | |
|---|---|
| 1. Généralité sur les oiseaux sauvages..... | 3 |
| 2. Données bibliographiques sur quelques espèces d'oiseaux..... | 3 |
| 2.1. Le paon bleu | 3 |
| 2.1.1. Présentation de l'espèce | 3 |
| 2.1.2. Systématique | 4 |
| 2.1.3. Répartition géographique | 4 |
| 2.2. Pigeon biset..... | 4 |
| 2.2.1. Présentation de l'espèce | 4 |
| 2.2.2. Systématique | 5 |
| 2.2.3. Répartition géographique | 5 |
| 2.3. Le Canard colvert | 5 |
| 2.3.1. Présentation de l'espèce | 5 |
| 2.3.2. Systématique | 6 |
| 2.3.3. Répartition géographique | 6 |
| 2.4. L'oie de Guinée | 6 |
| 2.4.1. Présentation de l'espèce | 6 |
| 2.4.2. Systématique | 7 |
| 2.4.3. Répartition géographique | 7 |

CHAPITRE II : PRESENTATION DES PARASITES INTESTINAUX

| | |
|--|----|
| 1. Protozoaires..... | 8 |
| 1.1. <i>Eimeria</i> | 8 |
| 1.1.1. Définition | 8 |
| 1.1.2. Systématique | 8 |
| 1.1.3. Structure et morphologie..... | 9 |
| 1.1.4. Cycle évolutif | 10 |
| 1.2. <i>Cryptospridium</i> | 12 |
| 1.2.1. Définition | 12 |
| 1.2.2. Systématique | 13 |
| 1.2.3. Structure et morphologie..... | 13 |
| 1.2.4. Cycle évolutif | 13 |
| 2. Les Helminthes | 14 |
| 2.1. Nématodes | 14 |
| 2.1.1. <i>Ascaridia</i> | 14 |
| 2.1.1.1. Définition..... | 14 |
| 2.1.1.2. Systématique | 15 |
| 2.1.1.3. Structure et morphologie..... | 15 |
| 2.1.1.4. Cycle évolutif..... | 16 |
| 2.1.2. <i>Capillaria</i> | 16 |
| 2.1.2.1. Définition | 16 |
| 2.1.2.2. Systématique | 17 |
| 2.1.2.3. Structure et morphologie..... | 17 |
| 2.1.2.4. Cycle évolutif..... | 17 |
| 2.1.3. <i>Trichostrongylus</i> | 18 |
| 2.1.3.1. Définition | 18 |
| 2.1.3.2. Systématique | 18 |
| 2.1.3.3. Structure et morphologie..... | 18 |

| | |
|--|----|
| 2.1.3.4. Cycle évolutif..... | 19 |
| 2.2. Les cestodes | 19 |
| 2.2.1. Définition | 19 |
| 2.2.2. Systématique | 20 |
| 2.2.3. Structure et morphologie..... | 20 |
| 2.2.4. Cycle évolutif | 21 |
| 2.3. Trématodes | 22 |
| 2.3.1. Définition | 22 |
| 2.3.2. Systématique | 22 |
| 2.3.3. Structure et morphologie..... | 22 |
| 2.3.4. Cycle évolutif | 23 |
| CHAPITRE III : EPIDEMIOLOGIE | |
| 1. Prévalence totale | 24 |
| 2. Les facteurs favorisants..... | 25 |
| 2.1. Facteurs extrinsèques..... | 25 |
| 2.2. Facteurs intrinsèques | 26 |
| CHAPITRE IV : TRAITEMENT ET PROPHYLAXIE | |
| 1. Traitement | 27 |
| 1.1. Coccidiose | 27 |
| 1.2. Cryptosporidiose..... | 27 |
| 1.3. Les Helminthiases..... | 27 |
| 2. Prophylaxie | 27 |
| 2.1. Coccidiose | 27 |
| 2.2. Cryptosporidiose..... | 28 |
| 2.3. Les helminthiases | 28 |

PARTIE EXPERIMENTALE

| | |
|--|----|
| 1. Objectif | 29 |
| 2. Site de l'étude | 29 |
| 2.1. Présentation de site d'étude | 29 |
| 2.2. Localisation | 30 |
| 2.3. Plan de parc zoologique de l'Hamma Alger..... | 31 |
| 2.4. Les Données climatiques de la région | 31 |
| 2.4.1. Température..... | 31 |
| 2.4.2. Précipitation | 32 |
| 3. Matériels et méthodes | 33 |
| 3.1. Animaux étudiés | 33 |
| 3.2. Echantillonnage | 34 |
| 3.3. Technique de prélèvement..... | 35 |
| 3.4. Analyses coproscopiques..... | 35 |
| 3.4.1. Analyse macroscopique..... | 35 |
| 3.4.2. Analyse microscopique | 36 |
| 3.4.2.1. Matériels utilisés | 36 |
| 3.4.2.2. Technique de flottaison..... | 36 |
| 4. Résultats et discussion | 37 |
| 4.1. Résultats..... | 37 |
| 4.1.1. La richesse totale des endoparasites trouvés dans les fientes..... | 38 |
| 4.1.2. Taux d'infestation globale..... | 38 |
| 4.1.3. Taux d'infestation en fonction des espèces hôte des oiseaux | 39 |
| 4.1.4. Taux d'infestation en fonction des données climatiques..... | 39 |
| 4.1.5. Taux d'infestation en fonction des différents types parasitaires isolés | 40 |
| 4.1.5.1. <i>Eimeria</i> spp. | 40 |
| 4.1.5.2. <i>Ascaridia</i> spp. | 41 |

| | | |
|---|--|-----------|
| 4.1.5.3. | <i>Capillaria</i> spp. | 42 |
| 4.1.5.4. | <i>Trichostrongylus</i> spp..... | 42 |
| 4.1.6. | Comparaison entre taux d'infestation entre les différentes espèces d'oiseaux | 44 |
| 4.2. | Discussion..... | 46 |
| CONCLUSION ET PRESCRIPTIVE..... | | 49 |
| REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES..... | | 50 |
| ANNEXES | | |

LISTE DES TABLEAUX

| | |
|--|----|
| Tableau 1 : prévalence en fonction des espèces oiseaux selon différents antérieurs | 24 |
| Tableau 2 : températures mensuelles de l'année 2022-2023 (Alger)..... | 31 |
| Tableau 3 : précipitations mensuelles de l'année 2022-2023 (Alger). | 32 |
| Tableau 4 : effectif par espèces animales..... | 33 |
| Tableau 5 : nombre de prélèvements effectués avec la date de prélèvement | 35 |
| Tableau 6 : infestation des différentes espèces aviaires par les différents endoparasites isolés. ... | 38 |
| Tableau 8 : taux d'infestations pour chaque espèce d'oiseau dans les deux études. | 44 |

LISTE DES FIGURES

| | |
|---|----|
| Figure 1 : paon bleu..... | 3 |
| Figure 2 : <i>Columba livia</i> | 4 |
| Figure 3 : couple femelle à gauche et mâle à droite | 5 |
| Figure 4 : oie cygnoïde..... | 7 |
| Figure 5 : oocyste non sporulé | 9 |
| Figure 6 : oocyste sporulé | 10 |
| Figure 7 : représentation des mérozoïtes et schizontes | 11 |
| Figure 8 : schéma représente le cycle évolutif des coccidies du genre <i>Eimeria</i> chez le poulet..... | 12 |
| Figure 9 : cycle biologique de <i>Cryptosporidium</i> spp..... | 14 |
| Figure 10 : œuf d' <i>Ascaridia</i> observé par analyse coproscopique (flottation totale) chez une amazone à front bleu (<i>Amazona aestiva</i>) | 15 |
| Figure 11 : cycle de développement d' <i>Ascaridia columbae</i> chez les pigeons..... | 16 |
| Figure 12 : oeufs de <i>Capillaria</i> spp. observés par analyse coproscopique (flottation totale) chez un ara bleu (<i>Ara ararauna</i>) à gauche et un toucan vitellin (<i>Ramphastos vitellinus</i>) à droite | 17 |
| Figure 13 : cycle de développement des capillaires spp chez les pigeons | 18 |
| Figure 14 : œufs de <i>Trichostrongylus</i> spp. observés chez des émeus (<i>Dromaius novaehollandiae</i>) | 19 |
| Figure 15 : taxonomie des cestodes des oiseaux | 20 |
| Figure 16 : cycle des cestodes (<i>Hymenolepis</i> sp et <i>Raillietina</i> sp)..... | 21 |
| Figure 17 : taxonomie générale des trématodes..... | 22 |
| Figure 18 : jardin d'essai de l'Hamma..... | 29 |
| Figure 19 : localisation de la zone d'étude (jardin d'essai de l'Hamma Alger | 30 |
| Figure 20 :le plan de parc zoologique de l'Hamma | 31 |
| Figure 21 : évolution des températures pendant la période d'étude..... | 32 |
| Figure 22 : évolution des précipitations pendant la période d'étude..... | 33 |
| Figure 23 : oiseaux étudiés..... | 34 |
| Figure 24 : matériels et méthodes | 36 |
| Figure 25 : étapes de technique de flottaison | 37 |
| Figure 26 : fréquence d'isolement des endoparasites chez les oiseaux prélevés..... | 38 |
| Figure 27 : taux d'infestation en fonction de l'espèce hôte des oiseaux | 39 |
| Figure 28 : taux d'infestation par <i>Eimeria</i> spp. chez les oiseaux prélevés..... | 40 |

| | |
|---|----|
| Figure 29 : oocyste d' <i>Eimeria</i> spp. non sporulé a gauche et oocyste d' <i>Eimeria</i> spp. sporulé à droite (Grossissement X 400) | 40 |
| Figure 30 : taux d'infestation par <i>Ascaridia</i> spp. chez les oiseaux prélevés. | 41 |
| Figure 31 : œuf d' <i>Ascaridia</i> spp. (Gr X 400)..... | 41 |
| Figure 32 : taux d'infestation par <i>Capillaria</i> spp. chez les oiseaux prélevés | 42 |
| Figure 33 : œufs de <i>Capillaria</i> spp. (Gr X 1000)..... | 42 |
| Figure 34 : taux d'infestation par <i>Trichostrongylus</i> spp. chez le paon..... | 43 |
| Figure 35 : œuf de <i>Trichostrongylus</i> spp. (Gr X 400)..... | 43 |
| Figure 36 : prévalence de chaque espèce parasitaire dans chaque étude | 45 |

ABREVIATIONS

% : pourcentage

°C : degré Celsius

µm : micromètre

C. : *Cryptosporidium*

cm : centimètre

E. : *Eimeria*

ENSV : Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire

Fig : figure

Gr : grossissement

L3 : larve 3

M : température maximale des mois les plus chauds en degrés Celsius

m : température minimale des mois les plus chauds en degrés Celsius

Max : maximum

MgSo4 : sulfate de magnésium

mm : millimètre

NaCl : chlorure de sodium

P : précipitation

T.moy : température moyenne mensuelle en degrés Celsius

Tab : tableau

ZnCl2 : chlorure de zinc

Nbre : nombre

UICN : union internationale pour la conservation de la nature

LC : préoccupation mineure

VU : vulnérable

INTRODUCTION

Les animaux des parcs zoologiques ont un statut singulier et sont différents des animaux de production et des animaux de compagnie. Leur longue durée de vie les expose à des parasites spécifiques. Les parasitoses sont un problème important chez les oiseaux des parcs zoologiques, car elles entraînent des symptômes généraux et affectent l'apparence des animaux. **(Collet ,2015)**

La captivité est un moyen qui aide à sauver les animaux et permettre d'étudier leur biologie. Pour certains, il s'agit d'un véritable emprisonnement, cruel et immoral **(Conway, 1969)**.

Le maintien d'animaux sauvages en captivité est une pratique culturelle répandue dans de nombreux pays. Ce volume a pour objectif de présenter l'état des connaissances à ce sujet à travers le monde, tout en proposant des méthodes visant à améliorer le bien-être des animaux. Une approche préconisée est d'encourager des pratiques d'élevage qui réduisent les risques de maladies infectieuses et parasitaires, conformément aux travaux de **Fowler (1996)**.

En ce qui concerne les oiseaux étudiés, selon la classification de l'UICN, trois espèces, à savoir le Paon bleu, le Canard colvert et le pigeon biset, sont classées dans la catégorie de préoccupation mineure (LC), Cependant, l'Oie cygnoïde est classée dans la catégorie de vulnérables (VU) **(RedList, 2023)**

Quelques études ont mené en Algérie, **Slamani et al., 2015** ont mené une étude sur les endoparasites chez les faunes sauvage n captivité au niveaux des parcs zoologiques d'Alger, d'El Hamma et de Ben Aknoun.

Mansour et Messelmi, 2022 ont mené une étude pour évaluer la prévalence des endoparasites des oiseaux du jardin zoologique de la ville de Djelfa

Notre présent travail a pour objectif de mettre en évidence l'identification d'endoparasites chez quelques espèces d'oiseaux sauvages élevés en captivité au sein du parc zoologique de l'Hamma. Pour concrétiser cet objectif nous avons devisés notre travail en deux parties :

La première partie est consacrée à la partie bibliographique et est présentée comme suit. Le premier chapitre consiste en une étude bibliographique approfondie de chaque espèce d'oiseaux choisie, où nous examinons les connaissances existantes sur ces espèces. Dans le deuxième chapitre, nous nous concentrons sur l'identification des endoparasites qui ont été précédemment identifiés chez les oiseaux sauvages.

La deuxième partie de notre travail concerne la partie expérimentale. Cette partie comprend une description détaillée du site d'étude, de la méthodologie utilisée et des matériels employés pour la collecte et l'identification des parasites internes chez les oiseaux sauvages. Ensuite, nous évaluons et discutons les résultats obtenus à partir de ces analyses. Enfin, nous concluons notre travail en résumant les principales découvertes et en soulignant leur importance pour la compréhension des parasitoses chez les oiseaux élevés en captivité.

**PARTIE
BIBLIOGRAPHIQUE**

CHAPITRE I
PRESENTATION DES
OISEAUX

1. Généralité sur les oiseaux sauvages

Les oiseaux sont la deuxième classe d'animaux vertébrés la plus diversifiée de la planète. Ils sont caractérisés par leur nature hétérotrophe, aérobie, à sang chaud et leur métabolisme accéléré. Actuellement, environ 10 000 espèces d'oiseaux vivants ont été décrites, mais il est estimé qu'il pourrait exister jusqu'à 10 000 autres espèces non encore reconnues. Afin d'identifier et de différencier facilement les individus de chaque espèce, les biologistes, taxonomistes et ornithologues les ont regroupés et catalogués en fonction de leurs caractéristiques morphologiques, phylogéniques et comportementales (Debilliers, 2021).

2. Données bibliographiques sur quelques espèces d'oiseaux

2.1. Le paon bleu

2.1.1. Présentation de l'espèce

Le Peacock commun ou Peacock bleu également connu sous le nom paon indien (Paon bleu Linné, 1758), appartenant à famille de phasianidés. (Gill Donsker F. et D. 2016)

Il est originaire de l'Inde, il a été introduit en Europe au VII-VIII siècle avant JC, à travers la Grèce et l'Italie (Qamar et al., 2013) (Fig.1).



Figure 1 : paon bleu (Bautsch, 2006)

2.1.2. Systématique

La classification taxonomique de paon selon **KUSHWAHA et al., 2016**) est :

- ✓ Règne : Animalia
- ✓ Phylum : Chordata
- ✓ Classe : Aves
- ✓ Ordre : Galliformes
- ✓ Famille : Phasianidae
- ✓ Sous-famille : Phasianinae
- ✓ Genre : *Pavo*

2.1.3. Répartition géographique

L'espèce est originaire et présente (résidente) dans plusieurs pays, dont le Bangladesh, le Bhoutan, l'Inde, le Népal, le Pakistan et le Sri Lanka. Le Paon bleu a été introduit dans d'autres parties du monde Cela inclut l'Australie, les Bahamas, la Nouvelle-Zélande et les États-Unis, en particulier les îles hawaïennes (**Red List, 2016**) (**fig1, annexe I**).

2.2. Pigeon biset

2.2.1. Présentation de l'espèce

Le pigeon biset (*Columba livia*) fait partie de la famille des Columbidae, est présent presque partout dans le monde (**Périquet, 1998 ; Ciminari et al., 2005**) (**Fig.2**).



Figure 2 : *Columba livia* (Diego Delso, 2012)

2.2.2. Systématique

D'après **Gmelin 1789**, la systématique du Pigeon biset est :

- ✓ Règne : Animalia
- ✓ Embranchement : Chordata
- ✓ Sous-embranchement : Vertebrata
- ✓ Classe : Aves
- ✓ Ordre : Columbiformes
- ✓ Famille : Columbidae
- ✓ Genre : *Columba*
- ✓ Espèce : *Columba livia*

2.2.3. Répartition géographique

Le Pigeon biset possède une large distribution géographique s'étendant à l'ouest et au sud de l'Europe, au nord de l'Afrique, au Sénégal au Soudan, au Moyen Orient, au Turkestan, à la péninsule indienne et au Sri Lanka. En raison de sa domestication et de nombreuses introductions, ce Columbidé occupe maintenant la majeure partie de l'Europe et de l'Amérique du Nord. (CEAEQ, 2005) (Fig 2, annexe I).

2.3. Le Canard colvert

2.3.1. Présentation de l'espèce

Le Canard colvert est le plus commun des canards dits "de surface". Ces canards se caractérisent par leur incapacité à plonger en raison de leur morphologie. C'est aussi le plus grand d'entre eux. Le dimorphisme sexuel est très important. (François, 2020) (Fig.3).



Figure 3 : couple femelle à gauche et mâle à droite (Richard Bartz, 2008)

2.3.2. Systématique

Selon MNHN et OFB, 2003, la taxonomie de canard colvert est :

- ✓ Règne : Animalia
- ✓ Embranchement : Chordata
- ✓ Sous-embranchement : Craniata
- ✓ Classe : Aves
- ✓ Ordre : Anseriformes
- ✓ Famille : Anatidae
- ✓ Genre : *Anas*
- ✓ Espèce : *Anas platyrhynchos*

2.3.3. Répartition géographique

Le Canard colvert est une espèce répandue dans l'hémisphère nord, couvrant des régions telles que l'Amérique du Nord, le Groenland, l'Islande et l'Eurasie jusqu'à l'extrême Est, y compris le Kamtchatka et le Japon. Les populations les plus nordiques (Alaska et Canada, Groenland, Islande, nord de la Scandinavie et la totalité de la Sibérie et de l'Asie centrale) sont migratrices et gagnent en hiver le sud de l'aire de nidification et des régions plus méridionales (sud des États-Unis et Mexique, Bassin méditerranéen, vallée du Nil, Mésopotamie et les grandes zones alluviales du Pakistan, du nord de l'Inde et du sud de la Chine) (François,2020) (Fig3, annexe I).

2.4. L'oie de Guinée

2.4.1. Présentation de l'espèce

L'oie de Guinée est une grande oie peu répandue en France, pourtant très résistante, sociable et agréable à vivre et une gardienne hors pair. L'oie de Guinée, aussi appelée oie de Chine, est en fait originaire d'Asie. C'est une grande oie cygnoïde, pour l'élevage et l'ornement. Elle est solide et gracieuse et a une espérance de vie jusqu'à 30 ans ! (Bihaki ,2022) (Fig.4).



Figure 4 : oie cygnoïde (Delberghe ,2014)

2.4.2. Systématique

Selon MNHN et OFB, 2003 la taxonomie de l'oie guinée est comme suit :

- ✓ Règne : Animalia
- ✓ Embranchement : Chordata
- ✓ Sous-embranchement : Craniata
- ✓ Classe : Aves
- ✓ Ordre : Anseriformes
- ✓ Famille : Anatidae
- ✓ Genre : *Anser*
- ✓ Espèce : *Anser cygnoid*

2.4.3. Répartition géographique

Anser cygnoid a ses principaux sites de reproduction dans la zone frontalière entre la Russie, la Mongolie et la Chine continentale (**BirdLife International 2001**).

D'autres sites de reproduction comprennent les parties basses de la rivière Amour, le nord-ouest de l'île de Sakhaline et le lac Khanka en Russie, la Mongolie occidentale et la Chine. Une population peu connue semble également se reproduire dans l'est du Kazakhstan, autour du lac Saisan et plus à l'est (**Lachmann in litt. 2003**) (**Fig 4, annexe I**).

**CHAPITRE II :
PRESENTATION DES
PARASITES
INTESTINAUX**

Les oiseaux sont les hôtes d'une grande diversité de parasites digestifs, parmi lesquels on retrouve notamment des protozoaires et des helminthes. Nous allons présenter de façon succincte les parasites les plus fréquemment cités dans la littérature (**Collet, 2015**).

1. Protozoaires

1.1. *Eimeria*

1.1.1. Définition

Les coccidies sont des protozoaires appartenant à la famille des Eimeriidae, caractérisées par un cycle monoxène à forte spécificité d'hôte. Ils ont un site de développement dans le tube digestif et infectent des cellules telles que l'épithélium des cellules des cryptes ou des villosités intestinales. (**Bussiéras et al., 1992**)

1.1.2. Systématique

Le genre *Eimeria* compte environ 1 700 espèces qui infectent à la fois les mammifères domestiques et les oiseaux. Les *Eimeria* sont des parasites monoxène, ce qui signifie qu'ils sont spécifiques à l'espèce hôte (**Lopez et al., 2020**).

D'après **Duszynski, et al., 2000**, voici comment la taxonomie d'*Eimeria* :

- Embranchement : Protozoaires
- Sous-embranchement : Apicomplexa
- Classe : Sporozoasida
- Ordre : Eucoccidiasina
- Sous ordre : Eimeriorina
- Famille : Eimeriidae
- Genre : *Eimeria*

Il existe plusieurs espèces de coccidies pour chaque espèce aviaire. Les principales espèces de coccidies d'intérêt (**Brugère et al., 2015**) :

- **Coccidies du poulet** : *E. acervulina*, *E. necatrix*, *E. maxima*, *E. brunetti*, *E. tenella*, *E. mitis*, *E. praecox*
- **Coccidies de la dinde** : *E. meleagrimitis*, *E. meleagridis*, *E. adenoides*, *E. dispersa*, *E. gallopavonis*.
- **Coccidies de l'oie** : *E. anseris* ; *E. fulva*, *E. nocens* ; *E. truncata*
- **Coccidies du faisan** : *E. colchiki*, *E. duodenalis* ; *E. phasiani* ; *E. pacifica*

- **Coccidies de la pintade** : *E. numidae*, *E. grenieri*
- **Coccidies du pigeon** : *E. Labbeana*, *E. columbarum*.
- **Coccidies de la caille** : *E. bateri*

1.1.3. Structure et morphologie

Les coccidies sont des protozoaires unicellulaires, dont les manifestations vitales se résument dans leur métabolisme et leur fonction de reproduction. **(Fritsch and Gerriet., 1965).**

Les coccidies manquent d'organes périphériques, n'ont pas de pseudopodes, de flagelles ou de cils vibratiles, ce qui les rend statiques tout au long de leur développement, à l'exception du stade flagellé des microgamètes. Leur protoplasme est également dépourvu de nourriture et de vacuoles pulsatiles. Bien que leur morphologie soit basique, leur cycle biologique est complexe. **(Lamy, 1980 ; Levine 1970).**

❖ Oocyste non sporule

La forme non sporulée ou forme libre d'*Eimeria* se transforme en quelques jours en la forme sporulée infectante. Cette dernière est de forme ovoïde et présente une taille variable d'environ 23x19 μm , partiellement remplie par une cellule globuleuse appelée sporonte, dont le noyau est peu visible **(Fig.5)**. La paroi oocystale est constituée de 67% de peptides, 14% de lipides et 19% de glucides, ce qui la rend imperméable et très résistante aux agents chimiques. Les protéines de cette paroi sont de nature soufrée. **(Stotish, 1978 ; Ming-Hsein et Hong-Kein, 2008).**

L'oocyste est composé de deux enveloppes distinctes : une enveloppe interne d'environ 10 μm d'épaisseur, qui est intrinsèquement lipoprotéique, résistante et imperméable aux substances hydrosolubles, et une enveloppe externe lisse, d'environ 90 μm d'épaisseur, qui est glycoprotéique et très fragile. Ceci est limité par des structures linéaires précédemment non documentées qui semblent jouer un rôle dans le processus d'infection. **(Mouafo et al., 2000) .**



Figure 5 : oocyste non sporulé **(Bussieras et al. 1992.)**

❖ Oocyste sporule

L'oocyste sporulé d'*Eimeria* contient quatre sporocystes (le sporocyste étant une seconde enveloppe de protection) contenant chacun deux sporozoïtes (les éléments invasifs).

Le sporocyste peut présenter un léger renflement de sa partie apicale, appelé le corps de Stieda.

Il peut arriver qu'un globule réfringent soit présent dans la partie apicale de l'oocyste.

Les corps résiduels peuvent être observés à l'intérieur des oocystes et des sporocystes. Ils contiennent des granules d'amylopectine et une vacuole lipidique (Bouhelier,2005) (Fig. 6).

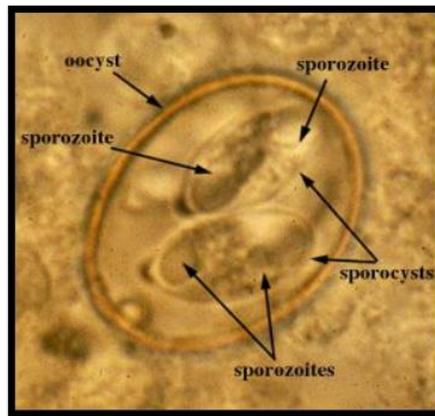


Figure 6 : oocyste sporulé (Bussieras et al., 1992)

1.1.4. Cycle évolutif

Le cycle biologique des parasites du genre *Eimeria* est monoxène et se déroule en trois phases

- **Sporogonie** : période pendant laquelle les oocystes (formes libres dans le milieu extérieur) vont sporuler pour devenir infectants. Dans les oocystes sporulés, on trouve quatre sporocystes, contenant chacun deux sporozoïtes. Cette sporulation est dépendante de facteurs environnementaux (température, humidité, oxygénation). De manière générale, les oocystes sont résistants à la dessiccation et au gel, ce qui rend l'assainissement d'un milieu infecté difficile.
- **Schizogonie** : après ingestion, les oocystes sont broyés dans le gésier et libèrent les sporocystes. Ceux-ci excystent au niveau intestinal sous l'effet de facteurs mécaniques (péristaltisme intestinal) et biochimiques (enzymes, sucs digestifs) et libèrent chacun deux sporozoïtes. Le sporozoïte est l'élément infectant. Il est mobile et pénètre dans les cellules épithéliales de la paroi intestinale où il se transforme en trophozoïte puis en schizonte (ou mérontes).

Chaque schizonte subit des divisions cellulaires multiples pour donner naissance à des mérozoïtes. La cellule infectée éclate (entraînant des lésions puis des symptômes) et libère les mérozoïtes qui envahissent les cellules environnantes (**Fig.7**).

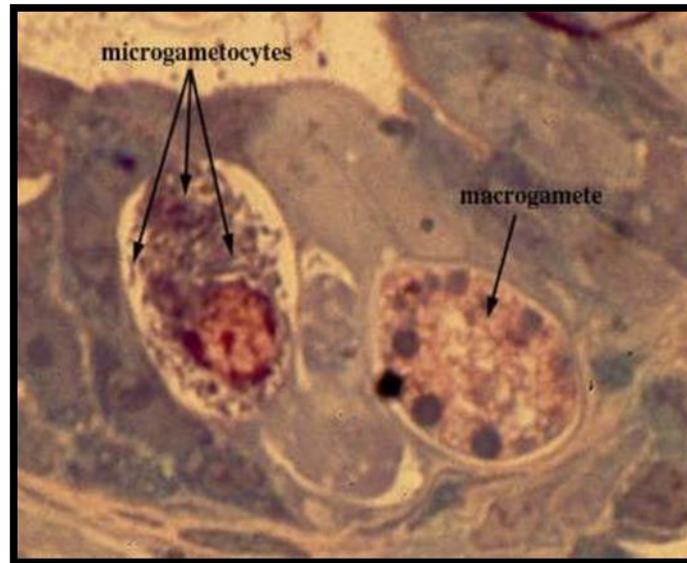


Figure 7 : représentation des mérozoïtes et schizontes (**Lamy, 1980**)

- **Gamogonie** : après plusieurs cycles de schizogonies, les mérozoïtes pénètrent dans des cellules épithéliales et donnent naissance à des macro-gamontes (qui donneront des macro-gamètes femelles) et des micro-gamontes (qui donneront des microgamètes mâles motiles et munis de flagelles). Les microgamètes mâles sont libérés du micro-gamonte et vont féconder les macro-gamètes femelles. Le zygote résultant de la fusion des noyaux s'entoure d'une coque pour évoluer vers l'oocyste qui est libéré dans le milieu extérieur avec les fèces (**Collet 2015**) (**Fig.8**)

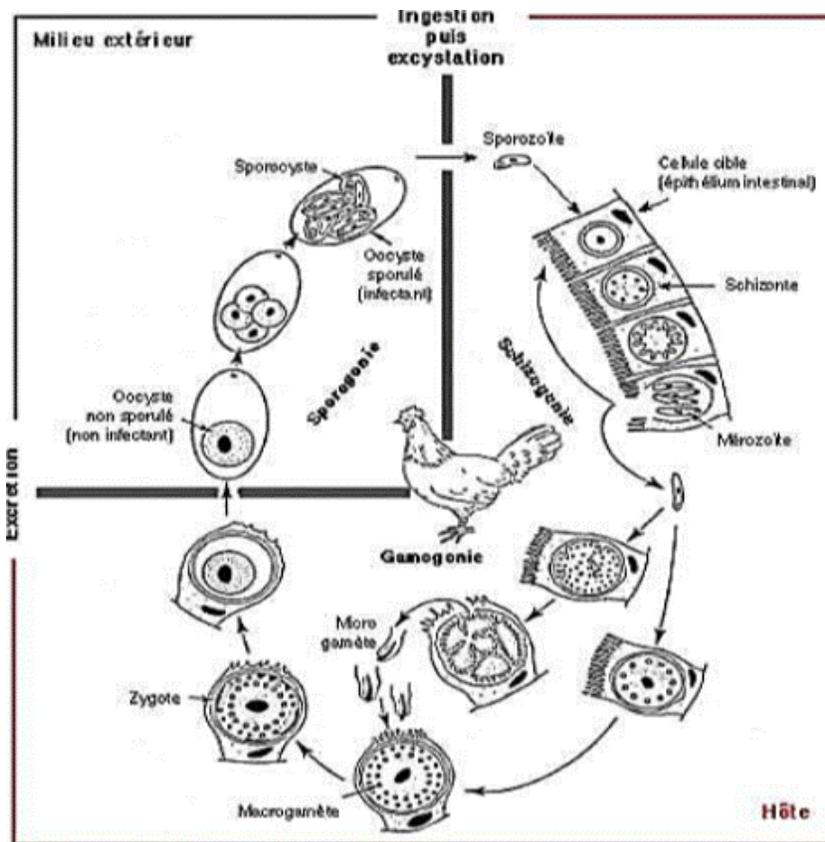


Figure 8: schéma représente le cycle évolutif des coccidies du genre *Eimeria* chez le poulet (Crevieu et al., 2001).

1.2. *Cryptosporidium*

1.2.1. Définition

Les cryptosporidies sont des protozoaires qui se développent au niveau des microvillosités des cellules épithéliales des tractus respiratoire et gastro- intestinal des vertébrés. (Brugère et al., 2015)

Cryptosporidium spp. se caractérise par une grande variation génétique et une forte pathogénicité. À ce jour, il existe 44 espèces valides et environ 60 génotypes signalés dans le monde entier. (Wang et al., 2021).

1.2.2. Systématique

La classification et taxonomie de *Cryptosporidium* spp. est (O'Donoghue, 1995) :

- Règne : Protistes
- Embranchement : Protozoa
- Sous-embranchement : Apicomplexa
- Classe : Sporozoasida
- Sous-classe : Coccidiosina
- Ordre : Eucoccidiorida
- Famille : Cryptosporididae
- Genre : *Cryptosporidium*

Sur les 6 espèces de *Cryptosporidium* et les 5 génotypes identifiés chez les oiseaux sauvages, quatre espèces sont spécifiques aux oiseaux : *C. meleagridis*, *C. baileyi*, *C. galli*, et *C. ornithophilus* (précédemment identifiée comme génotype aviaire II) (Wang et al., 2021).

1.2.3. Structure et morphologie

Le *cryptosporidium* est de forme sphérique à elliptique, de taille varie entre le 2et 6µm de diamètre, ce qui relativement petit par rapport aux autres coccidioses (O'Donogue, 1955)

Les cryptosporidies se présentent sous deux formes de deux vies différentes :

- La forme exogène (oocyste) : Très résistante dans le milieu extérieur ce qui fait d'elle un bon moyen de dissémination dans l'environnement extérieur.
- La forme endogène : Très sensible et ne peut se développer qu'à l'intérieur de l'hôte.

Les cryptosporidies possèdent les plus petits oocystes, parmi les coccidies, chaque oocyste contient quatre sporozoïtes nus sans sporocystes, les sporozoïtes constituent la forme d'infestation, un corps résiduel d'un micron de diamètre et une paroi lisse composé de deux membranes séparées par un espace clair qui contient une suture qui se dissout durant l'excystation (Bouزيد et al., 2013).

1.2.4. Cycle évolutif

Le parasite protozoaire a un cycle de vie complexe et accomplit tous les stades de développement dans le tube digestif d'une grande variété d'hôtes, y compris les humains, le bétail, les animaux sauvages, les oiseaux, les reptiles et les poissons (Wang et al., 2021) . Le cycle des cryptosporidies est monoxène, se déroule à la surface des cellules épithéliales. Toutes les phases de développement se déroulent chez un même hôte. (Fig.9).

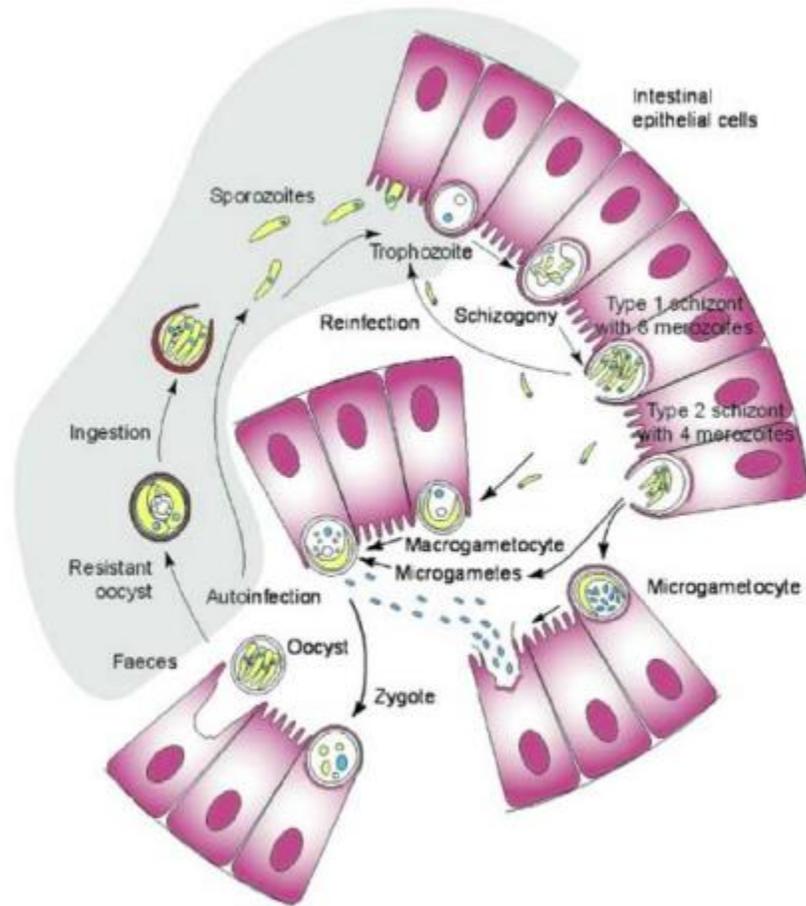


Figure 9 : cycle biologique de *Cryptosporidium* spp. (Smith et al., 2007)

2. Les Helminthes

2.1. Nématodes

2.1.1. *Ascaridia*

2.1.1.1. Définition

C'est un nématode de grande taille a œsophage cylindrique affecte principalement l'intestin grêle des oiseaux (Ascarides des oiseaux) (Bussiéras et Chermette, 1988).

Les principales espèces :

- La poule : *A.galli* et *A.compar*
- La pintade : *A.numidae*
- La dinde : *A.dissimilis*
- Les columbiformes : *A.columbae*

2.1.1.2. Systématique

La classification taxonomique d'*Ascaridia* est (Bussi ras et Chermette, 1988)

- Embranchement : Nématode
- Classe : Secernenta
- Ordre : Ascaridida
- Famille : H t rakid s
- Genre : *Ascaridia*

2.1.1.3. Structure et morphologie

Il s'agit d'un ver rond blanchâtre et légèrement translucide, qui est plus mince à ses extrémités. Il possède deux ailes latérales à l'extrémité antérieure, une bouche à trois lèvres de taille égale et un pli cuticulaire situé derrière les lèvres ventrales. Le m le mesure entre 15 et 70 mm de longueur pour une largeur d'environ 1 mm, tandis que la femelle mesure entre 20 et 30 mm de longueur et environ 1,5 mm de largeur. (Neveu et Lemaire., 1936).

Les œufs présentent une forme ovale caractéristique à paroi lisse mais épaissit leur taille (77-94 x 43-55 μm) permet de Les différencier des œufs d'ut ralgies (66-79 x 41-48 μm). L'examen nécropsique permet également de confirmer un diagnostic. (Brugère et al., 2015).



Figure 10 :  uf d'*Ascaridia* observé par analyse coproscopique (flottation totale) chez une amazone à front bleu (*Amazona aestiva*) (collet, 2015)

2.1.1.4. Cycle évolutif

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. (Guerin *et al.*, 2011). (Fig.11)

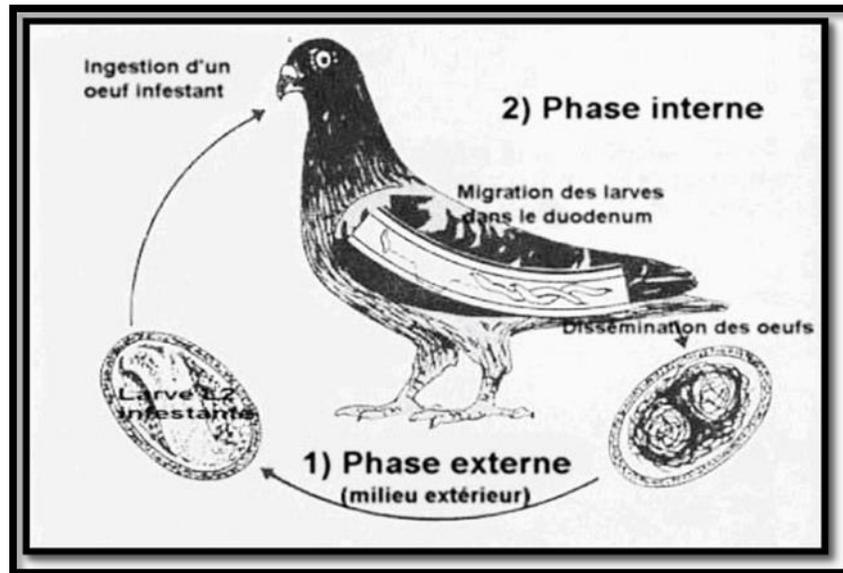


Figure 11 : cycle de développement d'*Ascaridia columbae* chez les pigeons (Schrag., 1986)

2.1.2. *Capillaria*

2.1.2.1. Définition

Capillaria est un parasite de diamètre extrêmement faible, vive 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).

Les principales espèces (Villate., 2001)

- La pintade : *Capillaria contorta* ; *Capillaria longicollis* ; *Capillaria annulata* ; *Capillaria obsignata*.
- La dinde : *Capillaria obsignata* ; *Capillaria caudinflata*.
- Le poulet : *Capillaria obsignata*.
- Les palmipèdes : *Capillaria anatis*
- Le pigeon : *Capillaria columbae*

2.1.2.2. Systématique

La taxonomie de *Capillaria* spp. est (Bussi ras et Chermette., 1988) :

- Embranchement : Nématodes
- Classe : Adenophorea
- Ordre : Trichinellida
- Famille : Capillariidae
- Genre : *Capillaria*

2.1.2.3. Structure et morphologie

Ces vers ont une forme filamenteuse sans particularité morphologique, mesurent de quelques mm   80 mm de longueur. Les œufs ont la forme caractéristique de citron, sans couleur, une paroi épaisse légèrement striée et un bouchon à chaque extrémité, leurs dimensions varient légèrement d'une espèce à l'autre et se situent entre 40 et 60 μm de longueur par 20   30 μm de largeur. (Fig12)



Figure 12 :  ufs de *Capillaria* spp. observés par analyse coproscopique (flottation totale) chez un ara bleu (*Ara ararauna*)   gauche et un toucan vitellin (*Ramphastos vitellinus*)   droite (Collet, 2015).

2.1.2.4. Cycle  volutif

Le développement exogène est le plus souvent monoxène : formation de la L3 infestante en 1   6 mois Selon les conditions de milieu, sans éclosion des œufs (Bussi ras et Chermette, 1988). (Fig.13).

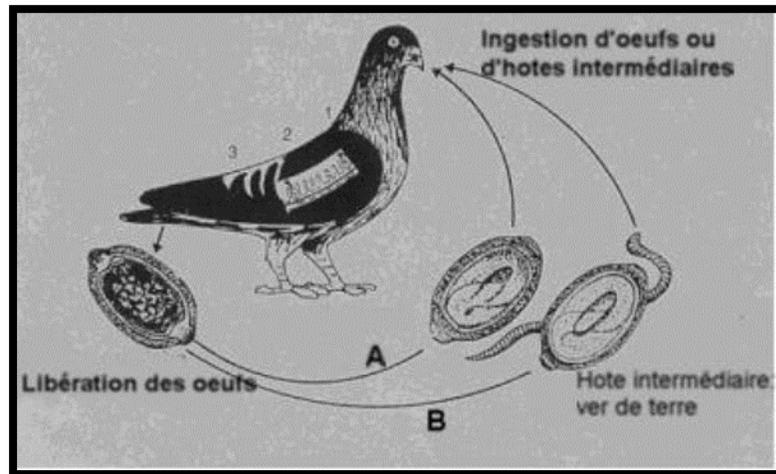


Figure 13 : cycle de développement des capillaires chez les pigeons (Schrag ,1986)

2.1.3. *Trichostrongylus*

2.1.3.1. Définition

Les *Trichostrongylus* spp. sont des très petits parasites, qui Provoquent une parasitose de l'intestin grêle et surtout du caecum des oiseaux, appelée trichostrongylose, due principalement à *Trichostrongylus tenuis* (Villate, 2001).

2.1.3.2. Systématique

La taxonomie de *Trichostrongylus* spp. est selon Bussiéras et Chermette, 1988 :

- Embranchement : Nématodes
- Classe : Secernenta
- Ordre : Strongylida
- Famille : Trichostrongylidae
- Genre : *Trichostrongylus*

2.1.3.3. Structure et morphologie

Les vers adultes sont visibles dans la lumière des caecums, mais leur observation nécessite l'utilisation d'une loupe binoculaire en raison de leur petite taille. Lors d'examens coprologiques, des œufs d'environ 50-75 μm de longueur sur 25-30 μm de largeur peuvent être observés. Ces œufs renferment une morula qui n'occupe pas tout l'espace à l'intérieur de la coquille, avec des pôles légèrement inégaux (Collet, 2015) (Fig.14).

Le nombre d'œufs est un bon indicateur du nombre d'adultes présents. Cependant, l'impact significatif sur la santé des oiseaux n'est observé que dans le cas d'une infestation massive, avec la présence de plusieurs milliers d'adultes chez le lagopède (Seivwright *et al.*, 2004).



Figure 14 : œufs de *Trichostrongylus* spp. observés chez des émeus (*Dromaius novaehollandiae*) (Collet, 2015).

2.1.3.4. Cycle évolutif

Le cycle est monoxène direct. La larve devient infestante sur le sol après 15 jours environ. La période prépatente de l'infestation est de 8 à 10 jours (Baud'huin, 2003).

2.2. Les cestodes

2.2.1. Définition

Les cestodes ou ténias sont des vers plats, segmentés, 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. (Guerin *et al.*, 2011).

Les principales espèces :

- a. Le genre *Hymenolepis* (la famille des Hymenolepidides)

Chez les gallinacés *Hymenolepis carioca* ; *Hymenolepis cantariana*

Chez les palmipèdes *Hymenolepis collaris* ; *Hymenolepis anatina*

- b. Le genre *Davainia* (la famille des Davaineides)

Chez les gallinacés *Davainia proglottina*

- c. Le genre de *Fimbriaria* (la famille des Fimbriariines)

Chez oiseaux aquatiques *Fimbriaria fasciolaris*

2.2.2. Systématique

Les ténias se divisent en plusieurs familles, dont trois sont couramment présentes chez les oiseaux (Fig.15).

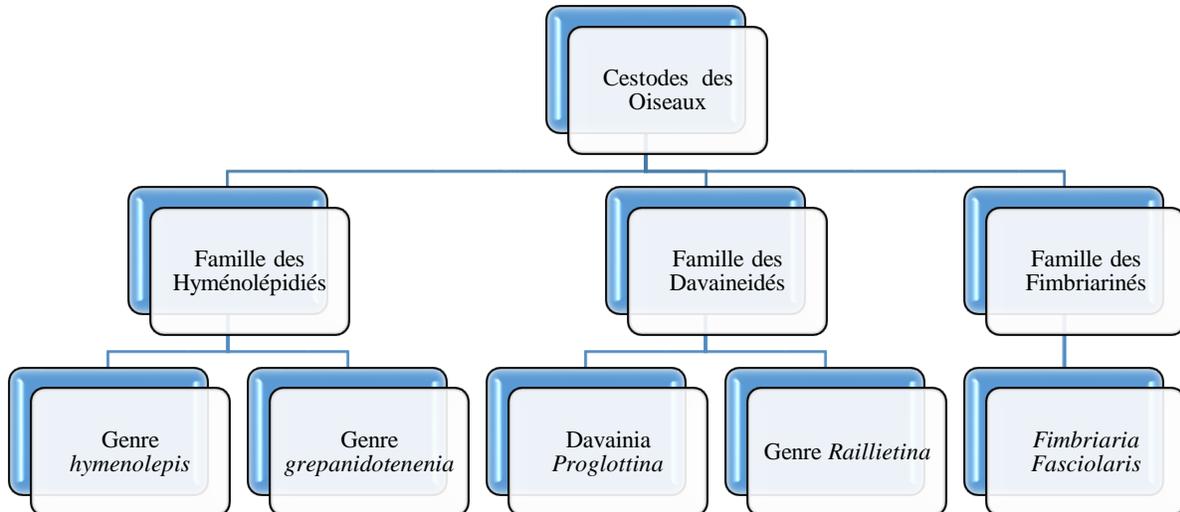


Figure 15 : taxonomie des cestodes des oiseaux (Guérin et al., 2011)

2.2.3. Structure et morphologie

Les Hyménolépididés

- ✓ 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 (Guerin et al., 2011).

Les Davaineidés

- ✓ Ventouses épineuses.
- ✓ Rostre avec très nombreux petits crochets en forme de marteau.
- ✓ Larves de type cysticercoïde chez mollusques ou insectes (Guerin et al., 2011).

Les Fimbriariinés

- ✓ 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 (Guerin et al., 2011).

2.2.4. Cycle évolutif

Pour les pseudophyllidés, le cycle de développement présente des similitudes avec celui des trématodes et requiert la présence de deux hôtes intermédiaires obligatoires. En revanche, pour les cyclophyllidés, le développement se déroule généralement avec un seul hôte intermédiaire. (Arthropode ou mollusque) (Bussi ras et Chermette, 1988) (Fig.16).

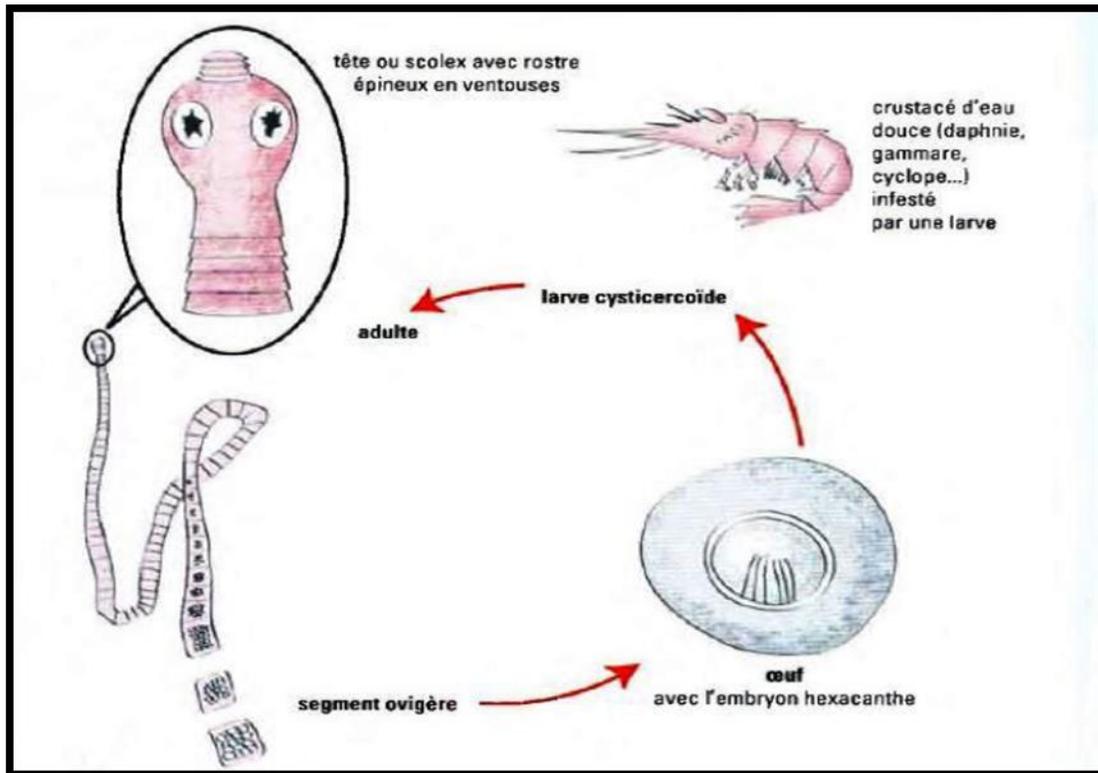


Figure 16 : cycle des cestodes (*Hymenolepis* sp et *Raillietina* sp) (Guerin, 2011)

2.3. Trématodes

2.3.1. Définition

Ce 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).

2.3.2. Systématique

Les trématodes sont classés comme suit (Fig.17) :

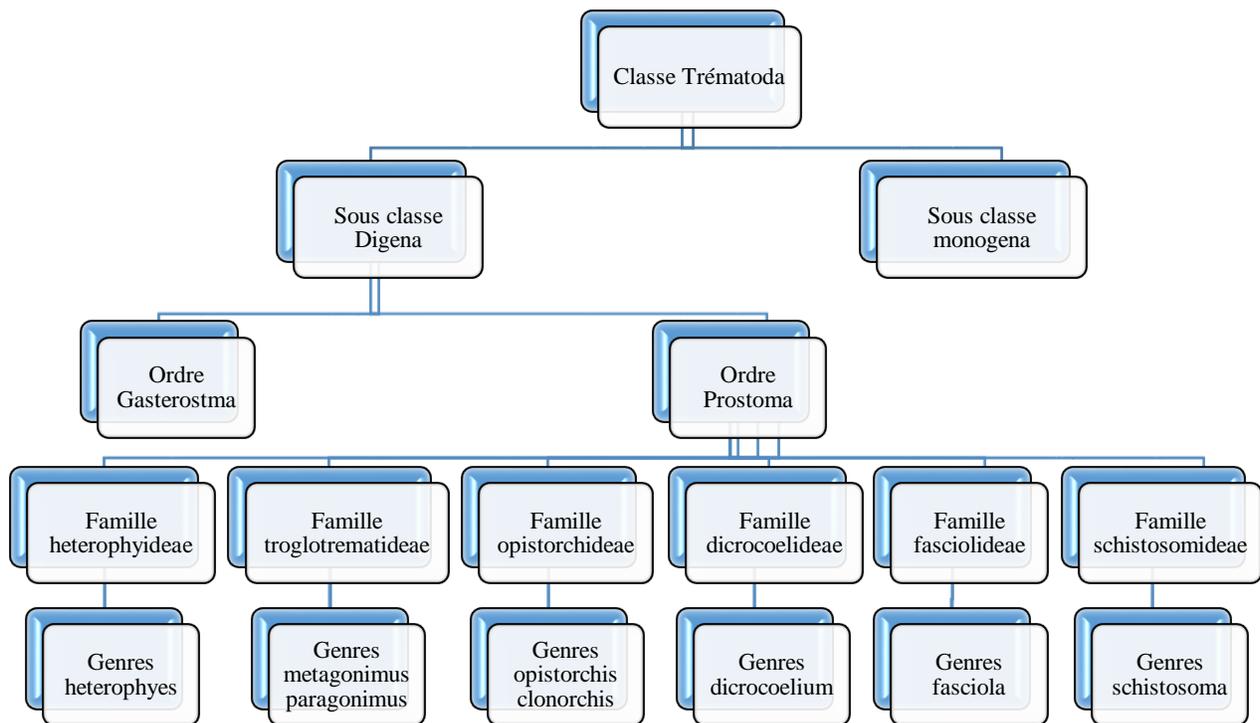


Figure 17 : taxonomie générale des trématodes (Bussiéras et Chermette. 1988).

2.3.3. Structure et morphologie

Sont des vers plats, acoélomates, 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, 1995).

Les trématodes sont on générale des parasites de petite taille, mesurant souvent moins d'un centimètre. (Brugère et al, 2015)

2.3.4. Cycle évolutif

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**).

Le cycle biologique est hétéroxène avec la participation de deux hôtes intermédiaires qui sont des mollusques terrestres d'espèces différentes. Les œufs éclosent dans l'intestin du premier hôte intermédiaire, donnant naissance à un miracidium. Les sporocystes filles sont ramifiées. Les cercaires munies d'une queue rudimentaire et trapue, quittent cet hôte et pénètrent dans le second hôte. À l'intérieur de ce dernier, les méta-cercaires résident dans le rein ou dans le péricarde. (**Pojmavska, 2002**).

**CHAPITRE III :
EPIDEMIOLOGIE**

1. Prévalence totale

Les résultats de certaines de ces études concernant la prévalence de coproscopies positives sur les oiseaux sont rassemblés dans le tableau suivant (**Tab.1**) :

Tableau 1 : prévalence en fonction des espèces oiseaux selon différents antérieurs

| Auteurs | Espèces d'oiseaux | Prévalence par espèce d'oiseau | Prévalence globale | Zone d'étude |
|-----------------------------------|--|--------------------------------|--------------------|---|
| Bouikni et Makkes (2019) | Faisan Pintade Caille | 64,9% | 39,52% | ITELV Parc zoologique (Ben Aknoun) |
| | Autruche Emeu d'Australie | 33,3% | | |
| Chebhi et Bettal (2015) | Faisan Canard Oie Paon Autruche Emeu Pintade Poulet | – | 19% | Parc zoologique de Ben Aknoun, El Hamma et Setif |
| Mansour et Messelmi (2022) | Poulet | 0% | 2,77% | Le jardin zoologique de Djelfa (Assed al atlas) |
| | Faisan | 0% | | |
| | Paon | 0,27% | | |
| | Pintade | 0,36% | | |
| Papini et al. (2012) | Perroquet Paon Autruche Emeu Pintade Pigeon | – | 35,5% - 42,2% | Parcs zoologiques de l'Italie |
| Akinboye et al. (2010) | Plusieurs espèces | – | 61,5% | Parcs zoologiques de Nigeria |
| Perez-Cordon et al. (2009) | Plusieurs espèces | – | 51,6% | Parcs zoologiques de l'Espagne |

2. Les facteurs favorisants

2.1. Facteurs extrinsèques

Les oiseaux sont sensibles d'être attrapés par les parasites, selon des conditions qui favorisant la manifestation :

- **L'environnement**

Tout d'abord, en dépit des efforts réalisés pour maîtriser les paramètres zootechniques, la captivité constitue un facteur de stress important car elle rend le comportement de fuite impossible. De même, cela induit une modification des interactions sociales au sein d'un groupe, avec un renforcement des compétitions alimentaires et de la reproduction (**Garapin, 2014**).

- **L'alimentation**

L'alimentation joue également un rôle important dans la gestion du parasitisme. Un mauvais équilibre de la ration ou des comportements de compétition lors de sa distribution peuvent engendrer des pertes d'état et des baisses d'immunité, rendant vulnérables certains individus aux infestations parasitaires (**Geraghty et al., 1982 ; Malan et al., 1997**).

- **Densité**

La concentration animale favorise les contaminations et la multiplication parasitaire.

- **Le climat**

Le cycle évolutif d'un parasite aura un cycle de vie souvent différent selon les conditions climatiques. Selon le pays d'origine du parasite, des conditions climatiques extrêmes (froid, sécheresse) pourront stopper l'avancée de la phase exogène, ou à l'inverse, faciliter le maintien de la forme de résistance dans l'environnement (**Atanaskova et al., 2011 ; Garapin, 2014**). De manière générale, les parasites dont le cycle n'inclut pas d'hôte intermédiaire sont beaucoup plus fréquents que les Trématodes ou Cestodes en parc animalier, car ces derniers nécessitent un ou plusieurs hôtes intermédiaires, parfois spécifiques d'un pays ou d'une région du monde (**Aviruppola et al., 2016 ; Sloan, 1965**).

2.2. Facteurs intrinsèques

Les facteurs de réceptivité sont les suivants (**Chermette, 1992**)

- **Espèce**
Mélange d'espèces néfastes car sensibilité a certaines parasitoses.
- **Nombre**
Multiplication intense des parasites, contacts plus grands, transmission directe facilitée, pathologie plus marquée.
- **Age jeunes /adultes mélange ou séparés**
Jeunes en général plus sensibles ; adultes source plus insidieuse
- **Etat sanitaire**
Réceptivité et sensibilité accrue par maladies intercurrentes.

**CHAPITRE IV :
TRAITEMENT ET
PROPHYLAXIE**

1. Traitement

1.1. Coccidiose

Il existe deux groupes distincts d'anticoccidiens :

*Les coccidiostatiques sont des médicaments qui agissent en inhibant ou en stoppant la croissance des coccidies intracellulaires, tout en permettant une infection latente après leur retrait.

*Les coccidiocides sont des médicaments qui tuent les coccidies pendant leur développement dans l'intestin de l'animal infecté. (Losson, 1996) (, Tableau1 annexe II).

1.2. Cryptosporidiose

Actuellement, il n'existe pas de traitement spécifique efficace contre la cryptosporidiose. Plusieurs facteurs peuvent être à l'origine de cette inefficacité des médicaments existants. Parmi ceux-ci, on peut citer la localisation particulière du parasite dans la cellule de l'hôte, qui est à la fois intracellulaire et extra-cytoplasmique, ce qui empêche l'action de la drogue. De plus, le parasite possède des protéines de transport ou de pompes d'efflux qui permettent le rejet des drogues hors du parasite, ce qui diminue encore l'efficacité des médicaments. (Caccio et Pozio, 2006).

Il semble que la lutte contre la cryptosporidiose doive se concentrer à la fois sur la mise en place d'un traitement symptomatique et adjuvant visant à limiter les signes cliniques chez les malades, ainsi que sur le recours à un traitement étiologique efficace pour éradiquer le parasite de manière optimale (Shahiduzzaman et Dauschies; 2012).

1.3. Les Helminthiases

Les principales molécules utilisées pour le traitement des helminthiases digestives chez les oiseaux sont citées dans le tableau (Bussièras, 1995). (, Tab.2 Annexe II).

2. Prophylaxie

2.1. Coccidiose

-La chimio prophylaxie peut consister à utiliser divers coccidiostatiques dans l'alimentation à des fins préventives.

-La prophylaxie vaccinale repose sur l'utilisation de vaccins vivants atténués.

-La prophylaxie hygiénique pour prévenir la propagation de la maladie repose sur plusieurs mesures préventives. Il est essentiel de concevoir les installations d'élevage de manière à maintenir la litière sèche, en veillant notamment à la qualité des abreuvoirs et à la ventilation.

Il convient également d'éviter le dépôt de fientes dans les abreuvoirs et de changer la litière entre deux lots successifs pour limiter les risques de contamination. (« all in-all out »). (**Oostmaerland, 2008**).

2.2. Cryptosporidiose

Pour contrôler la propagation de la cryptosporidiose chez les oiseaux, il est essentiel de mettre en place des mesures hygiéniques et préventives efficaces. Cela implique notamment de limiter autant que possible les contacts entre les oiseaux et de limiter également les interactions entre le personnel de l'élevage et les oiseaux. Il est également important d'éviter l'introduction d'oiseaux provenant d'un élevage dont le statut sanitaire est inconnu. Il est recommandé de désinfecter les cages et de renouveler la litière à chaque changement de bande, ainsi que de maintenir une bonne hygiène de l'alimentation et de l'abreuvement. (**Shahiduzzaman et Dauschies, 2012**).

2.3. Les helminthiases

❖ 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 dans le milieu extérieur par épandages de : Sulfate de fer (FeSO_4), chaux vive, Cyanure de calcium (CaCN_2) (**Bussiéras et Chermette, 1988**).

❖ Mesures défensives

- ✓ Séparer les bandes d'âge diffère.
- ✓ 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**

1. Objectif

L'étude vise à évaluer la fréquence et la distribution des endoparasites et comprendre leur impact sur la santé des oiseaux élevés en captivités. Les résultats de notre étude pourraient aider à mettre en place des mesures de prévention et de gestion pour assurer la vie des oiseaux élevés en captivité au sein du Jardin d'essai du Hamma Alger.

2. Site de l'étude

2.1. Présentation de site d'étude

Le jardin d'essai d'El Hamma, établi depuis 188 ans, se trouve dans le quartier d'El Hamma à Alger (**Fig.18**). Le parc Zoologique d'El Hamma situé à l'extrémité nord de l'allée des dragonniers, abrite la faune nord-africaine et des spécimens de certains animaux sauvages, notamment des antilopes, des lamas, des ours, des cerfs, des gazelles, des pennes, des lions, des tigres et des léopards. En 1900, le zoo est créé par le Dr Joseph d'Ange, et il était à l'époque le seul jardin zoologique en Afrique du Nord, avec une collection d'animaux remarquable (**Carra et Gueit, 1952**).

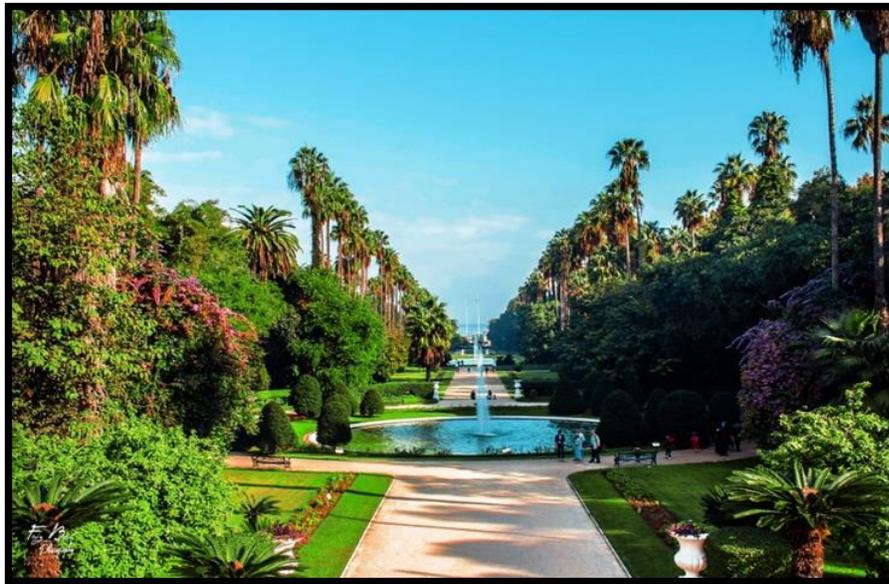


Figure 18 : jardin d'essai de l'Hamma (**Hammagarden.com, 2023**).

2.2. Localisation

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).

(Fig.19)

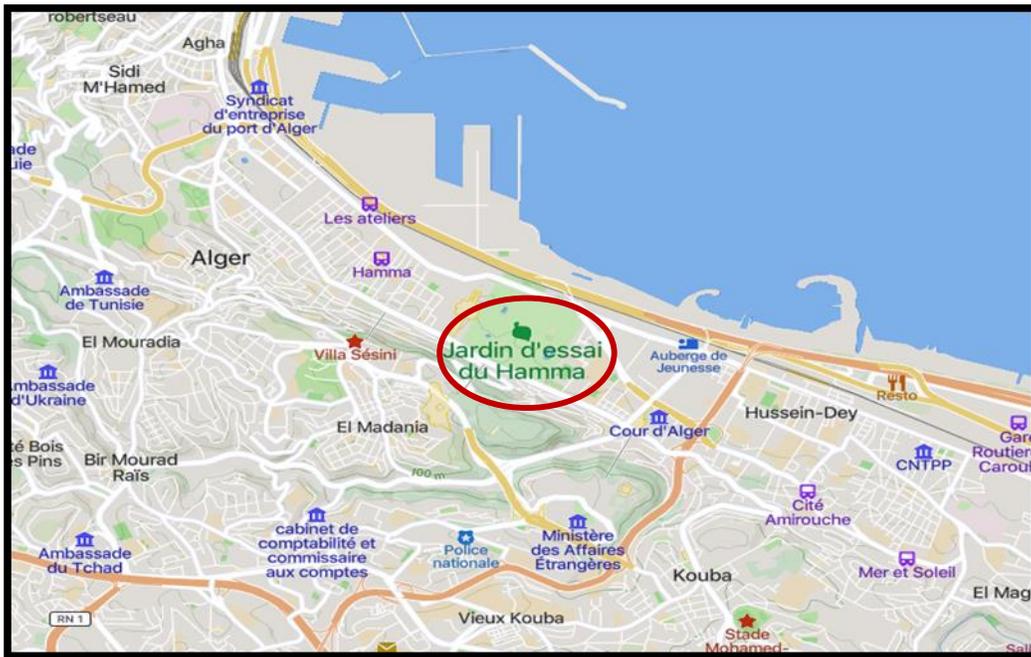


Figure 19 : localisation de la zone d'étude (jardin d'essai de l'Hamma Alger) (Mapcarta.com, 2023).

2.3. Plan de parc zoologique de l’Hamma Alger

Le plan de parc zoologique est présenté dans (Fig.20) suivante :



Figure 20 : le plan de parc zoologique de l’Hamma (JDH, 2022)

2.4. Les Données climatiques de la région

Les données concernant les températures et précipitations sont données comme suite :

2.4.1. Température

Les valeurs des températures mensuelles moyennes, maximales et minimales obtenues en 2022 – 2023 sont représentées dans le (Tab.) suivant :

Tableau 2 : températures mensuelles de l’année 2022-2023 (Alger). (Infoclimat.fr, 2023)

| Mois | Oct | Nov | Déc | Janv | Fév | Mars | Avril | Mai | Juin |
|------------|------|------|------|------|------|------|-------|------|------|
| M (°C) | 34,6 | 25,5 | 25,8 | 22,3 | 23,4 | 27,2 | 31,2 | 25,7 | 24,3 |
| m (°C) | 19,0 | 12,0 | 13,1 | 5,4 | 7,3 | 8,4 | 12,6 | 17,4 | 18,1 |
| T.moy (C°) | 26,8 | 18,8 | 19,5 | 13,9 | 15,4 | 17,8 | 21,9 | 21,6 | 21,5 |

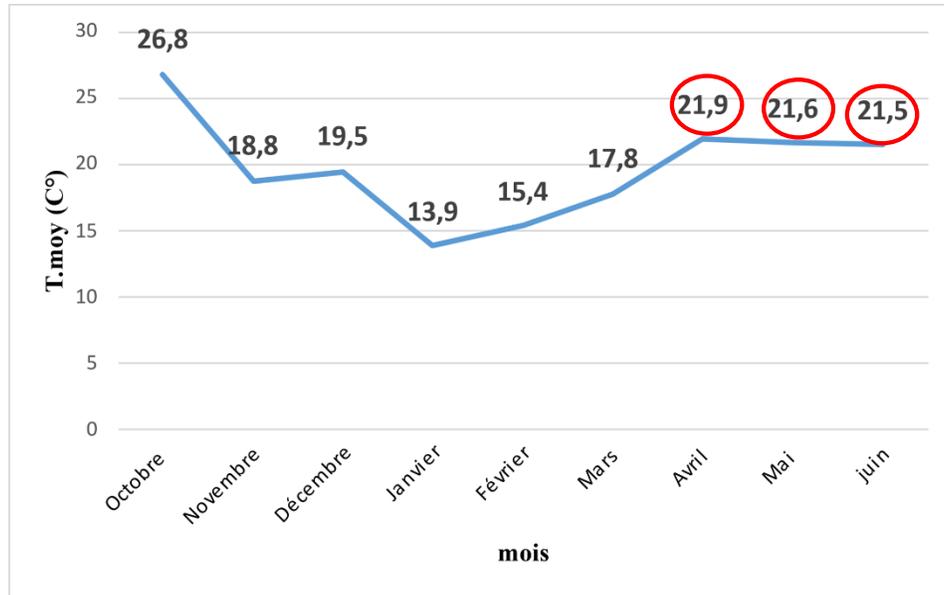


Figure 21 : évolution des températures pendant la période d'étude

2.4.2. Précipitation

Les données des précipitations mensuelles moyennes exprimées en sont mentionnées dans le (Tab.3) suivant :

Tableau 3 : précipitations mensuelles de l'année 2022-2023 (Alger). (Infoclimat.fr, 2023)

| Mois | Oct | Nov | Déc | Janv | Fév | Mars | Avril | Mai | Juin |
|------------|------|------|------|-------|------|------|-------|-------|------|
| P (mm) | 15,3 | 63,0 | 16,0 | 118,0 | 72,3 | 40,5 | 5,0 | 114,8 | 17,8 |
| Max en 24h | 15,0 | 17,0 | 7,0 | 22,0 | 34,0 | 23,0 | 4,0 | 67,0 | 7,0 |

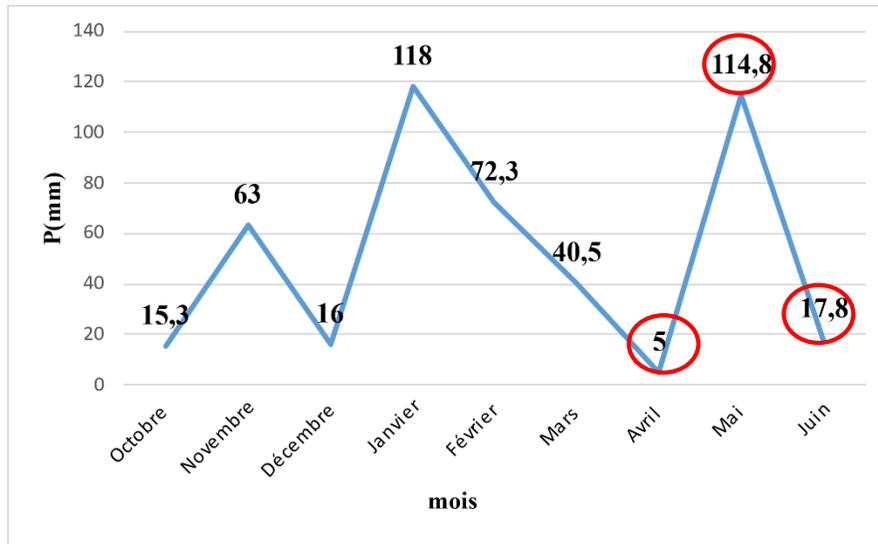


Figure 22 : évolution des précipitations pendant la période d'étude

3. Matériels et méthodes

3.1. Animaux étudiés

Les familles d'anatidé, columbidé, et phasianidé étudiées appartiennent au même groupe taxonomique à savoir les oiseaux, faisant partie de la classe Aves, (**Linnaeus, 1758**). Les animaux objets de notre étude sont constitués d'une espèce de columbidé (pigeon biset), de deux espèces d'anatidé (canard colvert et l'oie de guinée) et d'une espèce de phasianidé (paon bleu). (**Tab.04**).

Tableau 4 : effectif par espèces animales

| Espèces animales | Nombre d'individus |
|------------------|--------------------|
| Paon | 4 |
| Pigeon | 20 |
| Canard | Plus de 20 |
| Oie | 5 |

Les espèces d'oiseaux prélevés sont indiquées dans la figure suivant (**Fig.23**).



Figure 23 : oiseaux étudiés (photos personnelles, 2023)

3.2. Echantillonnage

Au total, 50 échantillons de fientes ont été récoltés au niveau parc zoologique l’Hamma.

Le tableau suivant présente le nombre de sorties et des échantillons prélevés dans le jardin zoologique au cours de la période de notre étude avec leur date de collecte qui s’étend du 08 Avril 2023 au 05 Juin 2023. (Tab.05)

Tableau 5 : nombre de prélèvements effectués avec la date de prélèvement

| Date de prélèvement | Nombre de prélèvement | Espèces d'oiseaux concernés |
|---------------------|-----------------------|------------------------------------|
| 08/04/2023 | 5 | 2 paons, 2 oies, pigeon |
| 12/04/2023 | 4 | canard, paon, 2 pigeons |
| 15/04/2023 | 4 | 2 paons, pigeon, l'oie |
| 18/04/2023 | 3 | 2 pigeons, l'oie |
| 28/04/2023 | 13 | 3 pigeons, 5 canards, 5 paons |
| 04/05/2023 | 6 | 2 paons, 2 pigeons, 2 canards |
| 10/05/2023 | 7 | 2 oies, 2 canards, pigeon, 2 paons |
| 05/06/2023 | 8 | 2 pigeons, 4 canards, 2 oies |

3.3. Technique de prélèvement

Des échantillons de selles fraîches ont été prélevés le matin avant le nettoyage des cages des animaux (**Kavana et al., 2015**). Des échantillons ont été prélevés au sol à l'aide d'une nouvelle d'abaisse-langue pour chaque espèce afin d'éviter la contamination entre elles, puis sont placés dans boîtes stériles, fermées hermétiquement, étiquetées, en mentionnant le nom de l'espèce, à l'aide d'un gant pour protéger le manipulateur. Les échantillons ainsi récupérés sont déposés dans un sachet et les acheminer aussitôt au laboratoire de parasitologie de l'ENSV et sont conservées au frigo à +4°C jusqu'à leur analyse.

3.4. Analyses coproscopiques

La coprologie, l'étude des matières fécales, a pour but de déceler la présence d'éléments parasitaires chez les oiseaux.

Les prélèvements fécaux ont subi deux types d'analyses :

3.4.1. Analyse macroscopique

La première étape est l'analyse macroscopique. Cet examen est pratiqué systématiquement avant tout examen microscopique des fientes. Elle consiste à évaluer la couleur, consistance du prélèvement et à rechercher à l'œil nu la présence d'éléments parasitaires.

3.4.2. Analyse microscopique

La seconde étape est l'analyse microscopique. Toutes les coproscopies sont réalisées au laboratoire de parasitologie de l'Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire d'Alger. La méthode suivie pour l'analyse des fientes est la technique de Flottaison.

3.4.2.1. Matériels utilisés

La technique de Flottaison nécessite le matériel suivant (**Fig.24**)

- Mortier et pilon (**Fig24, A**)
- Passoire (**Fig24, A**)
- Bécher (**Fig24, A**)
- Solution dense (Na Cl, MgSo₄, ZnCl₂) (**Fig.24, B**)
- Tubes à essai (**Fig24, A**)
- Lames et lamelles (**Fig24, A**)
- Spatule (**Fig24, A**)
- Portoir (**Fig24, A**)
- Microscope optique (**Fig.24, C**)



Figure 24 : matériels et méthodes (photo personnelle, 2023)

3.4.2.2. Technique de flottaison

C'est une technique simple et rapide, la plus utilisée en médecine vétérinaire. Elle a pour objet de concentrer les éléments parasitaires à partir d'une petite quantité de fèces. Elle a pour objectif de faire remonter les éléments parasitaires de plus faible densité à la surface (**Collet, 2015**).

Les étapes de la technique de flottaison sont les suivantes :

- Verser les fientes dans le mortier, broyer le bien avec le pilon (**Fig.25, A**)
- Ajouter la solution (MgSo₄) puis contenu de broyer mélange (**Fig.25, B**)
- Filtrer le mélange sur une passoire pour éliminer les grosses molécules (**Fig.25, C**)
- Remplir les tubes à essai avec le liquide filtre jusqu'à formation d'un ménisque convexe, puis poser une lamelle sur chaque tube (**Fig.25, D**).

Partie expérimentale

- Ils sont ensuite laissés au repos 10 minutes ou 20 minutes selon la taille de tube à essai
- Les lamelles sont ensuite récupérées et posées sur des lames pour être observées sous microscope optique Gr x 100 et 400 (**Fig.25, E, F**).

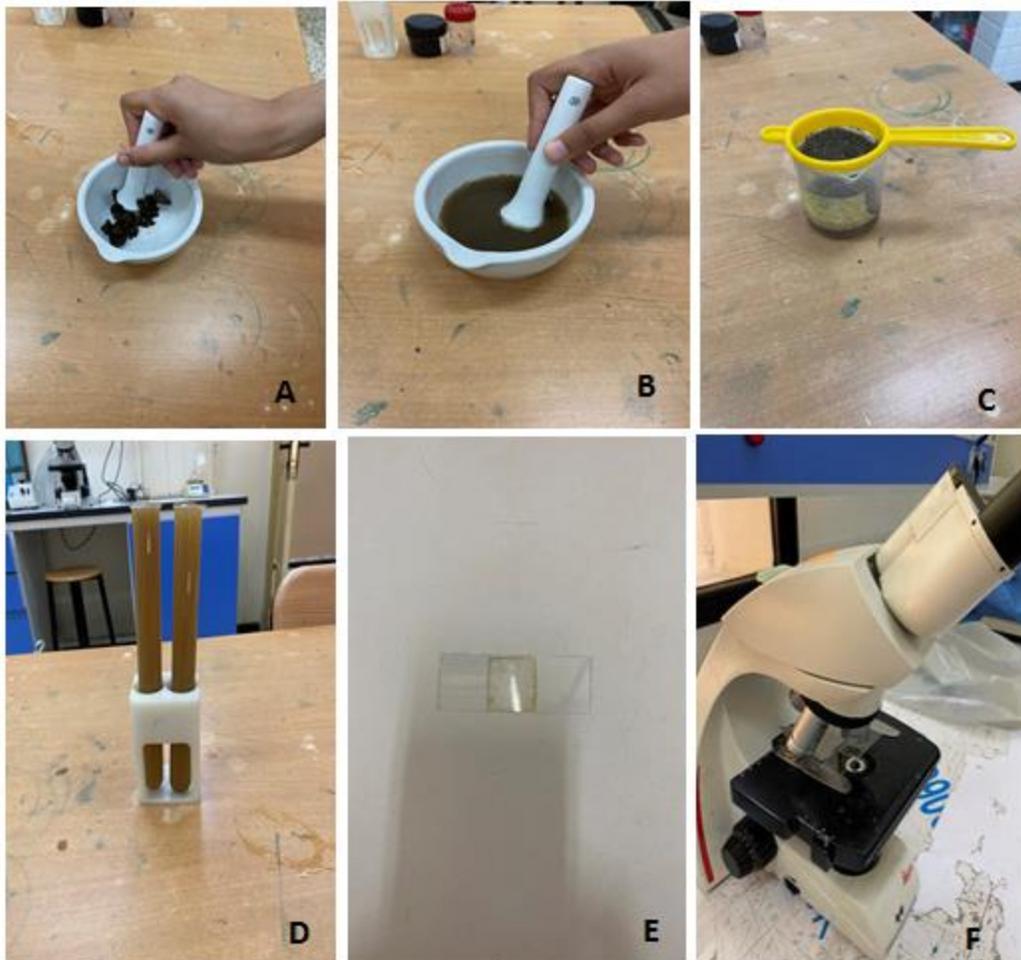


Figure 25 : étapes de technique de flottaison (photos personnelle, 2023).

4. Résultats et discussion

4.1. Résultats

Dans ce chapitre les œufs des parasites intestinaux chez les oiseaux sauvages ont été recherchés par l'examen des fientes. Enfin une étude statistique a été réalisée en calculant les prévalences des différents éléments parasitaires retrouvés au niveau de parc zoologique du Hamma Alger.

4.1.1. La richesse totale des endoparasites trouvés dans les fientes

Les espèces des endoparasites retrouvés dans les fientes chez les oiseaux sont mentionnées dans le (Tab.6) suivant

Tableau 6 : infestation des différentes espèces aviaires par les différents endoparasites isolés.

| Espèces d'oiseaux | Nombre de prélèvements | Nombre de prélèvements positifs | Parasite identifiés |
|-------------------|------------------------|---------------------------------|--|
| Pigeon | 14 | 5 | <i>Eimeria</i> spp. |
| Canard | 12 | 2 | <i>Capillaria</i> spp. |
| Oie | 8 | / | / |
| Paon | 16 | 8 | <i>Trichostrongylus</i> spp. <i>Ascaridia</i> spp. <i>Eimeria</i> spp. |

4.1.2. Taux d'infestation globale

Sur les 50 prélèvements de fientes durant la période 08 Avril 2023 au 5 Juin 2023 ,15 se sont révélés infectés par différents endoparasites soit un taux de 30 % (Fig.26).

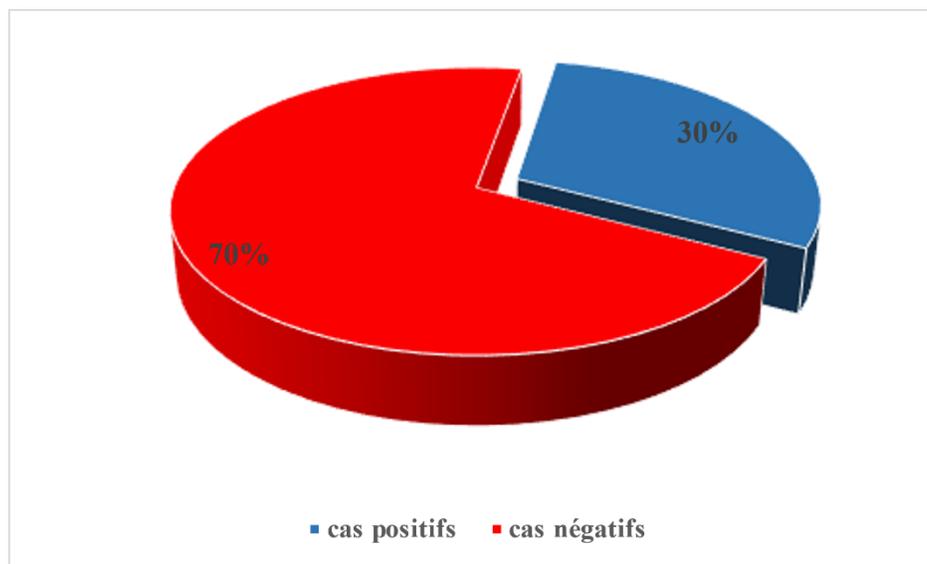


Figure 26 : Fréquence d'isolement des endoparasites chez les oiseaux prélevés.

4.1.3. Taux d'infestation en fonction des espèces hôte des oiseaux

Parmi les espèces étudiées, l'oie n'a pas été infestée par des endoparasites contrairement au pigeon, paon et canard où le taux d'infestation est de 35,71%, 50% et 16,67 % respectivement (Fig.27).

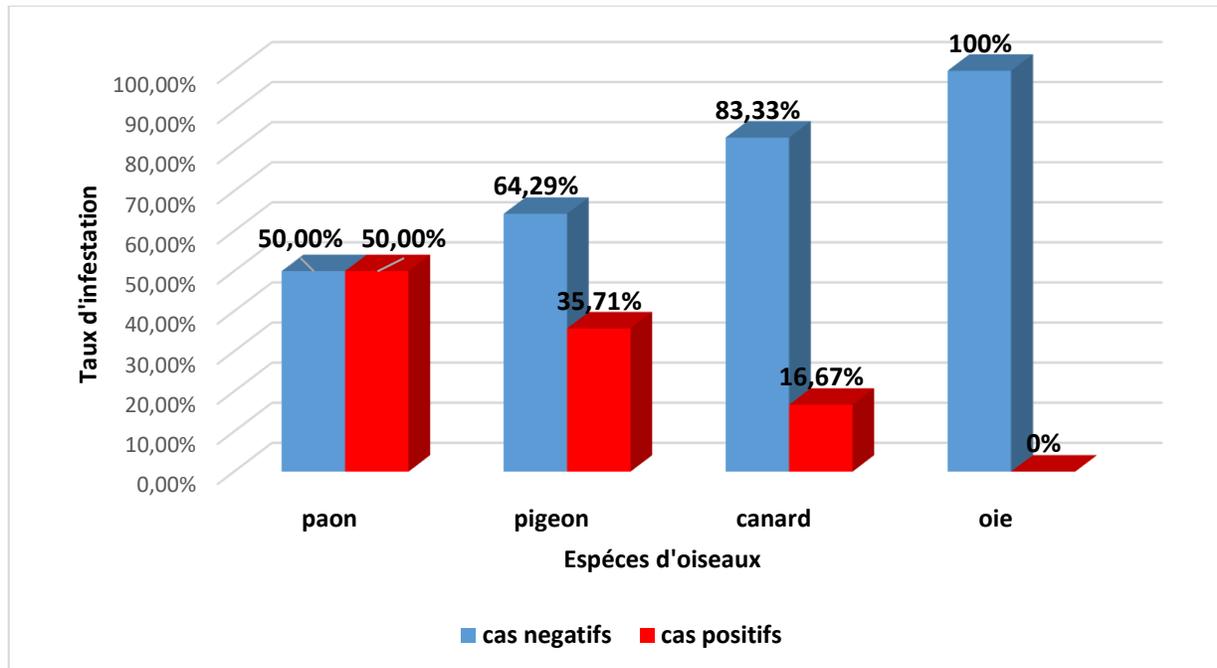


Figure 27 : taux d'infestation en fonction de l'espèce hôte des oiseaux

4.1.4. Taux d'infestation en fonction des données climatiques

Au mois d'avril, la température relevée est de 31,2°C et une précipitation de 5 mm, on note un taux d'infestation chez le paon de 37,5% pour *Ascaridia* spp. et pour le pigeon on a révélé un taux d'infestation de 21,4% par *Eimeria* spp.

Au mois de mai, la température est de 25,7 °C et une précipitation de 114 ; 8 mm on note un taux d'infestation chez le paon de 12,5% par les différentes espèces parasites à savoir *Eimeria* spp., *Trichostrongylus* spp. et *Ascaridia* spp.. Pour le canard un taux d'infestation de 16,67% est relevé et pour le pigeon on a signalé un taux de 7,14 % par *Eimeria* spp.

En juin, avec une température de 24,3 °C et des précipitations de 17,8 mm, le pigeon présente un taux d'infestation de 7,14% par *Eimeria* spp.

4.1.5. Taux d'infestation en fonction des différents types parasitaires isolés

4.1.5.1. *Eimeria* spp.

Les coccidés ont été isolés dans 7 prélèvements (5 chez le pigeon et 2 chez le paon) soit un taux d'infestation de 14% (**Fig.28**).

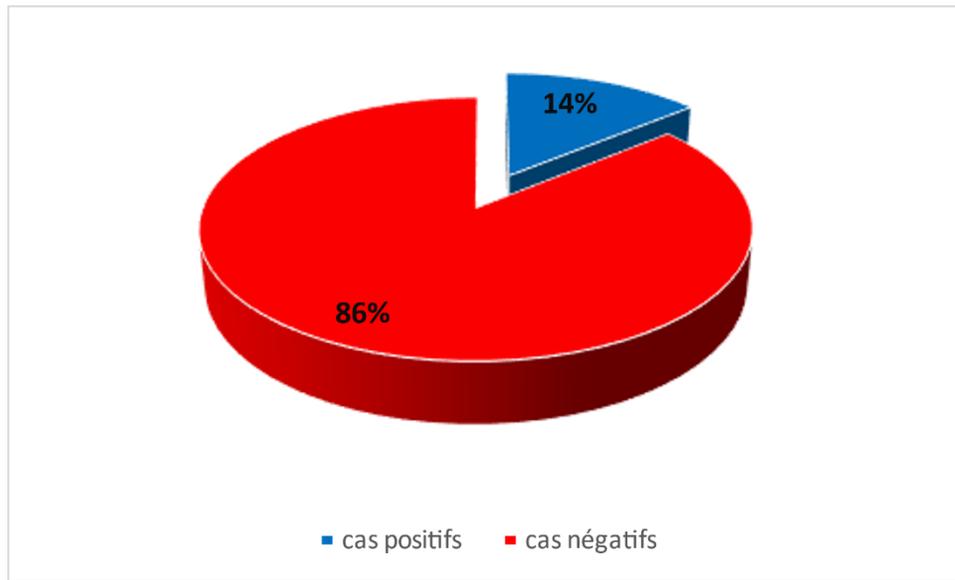


Figure 28: taux d'infestation par *Eimeria* spp. chez les oiseaux prélevés.

Les coccidies du genre *Eimeria* spp. sont illustrées dans la (**Fig.29**)

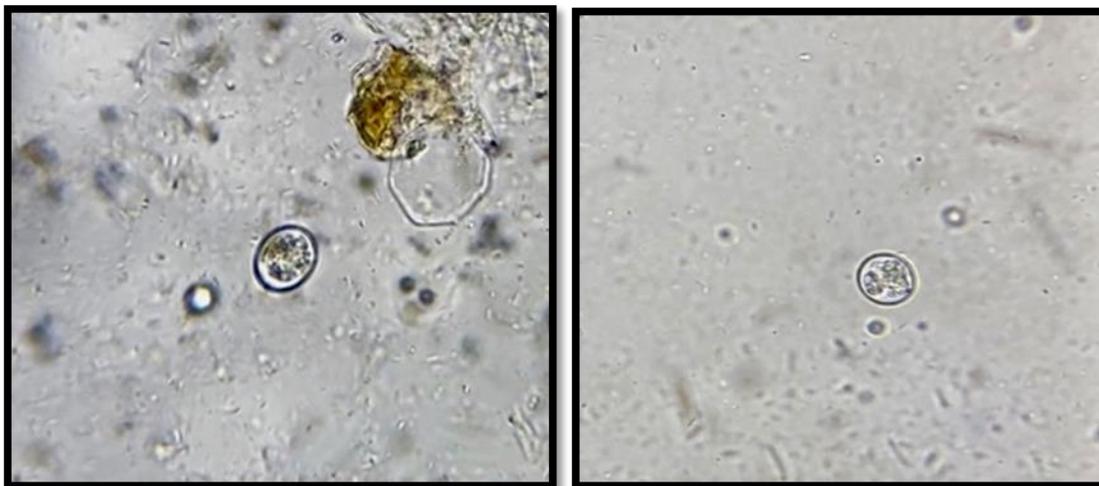


Figure 29 : oocyste d'*Eimeria* spp. non sporulé à gauche et oocyste d'*Eimeria* spp. sporulé à droite (Grossissement X 400) (**Photo personnelle, 2023**).

4.1.5.2. *Ascaridia* spp.

Les nématodes appartenant au genre *Ascaridia* spp. ont été isolés dans 6 prélèvements chez le paon avec un taux d'infestation 12% (**Fig.30**).

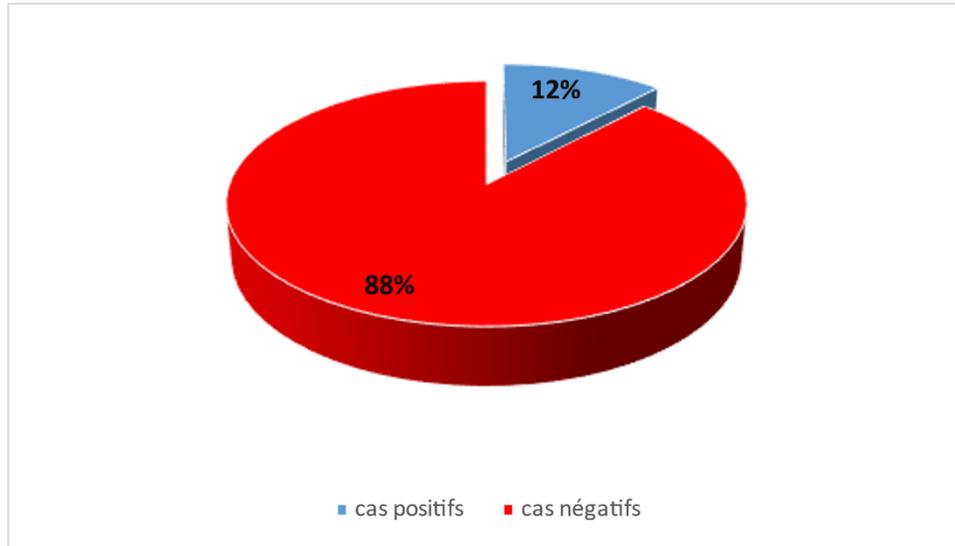


Figure 30 : taux d'infestation par *Ascaridia* spp. chez les oiseaux prélevés.

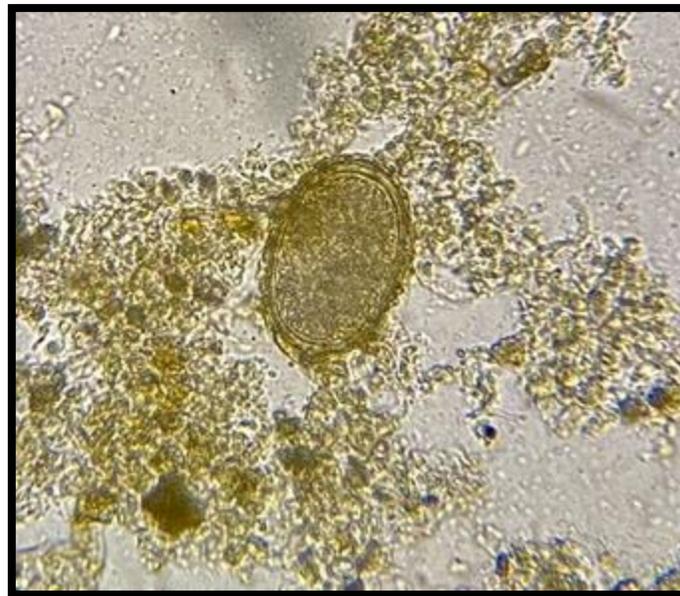


Figure 31 : œuf d'*Ascaridia* spp. (Gr X 400) (Photo personnelle, 2023).

4.1.5.3. *Capillaria* spp.

Les nématodes appartenant au genre *Capillaria* spp. ont été isolé seulement dans 2 prélèvements chez le canard avec un taux d'infestation de 4% (**Fig.32**)

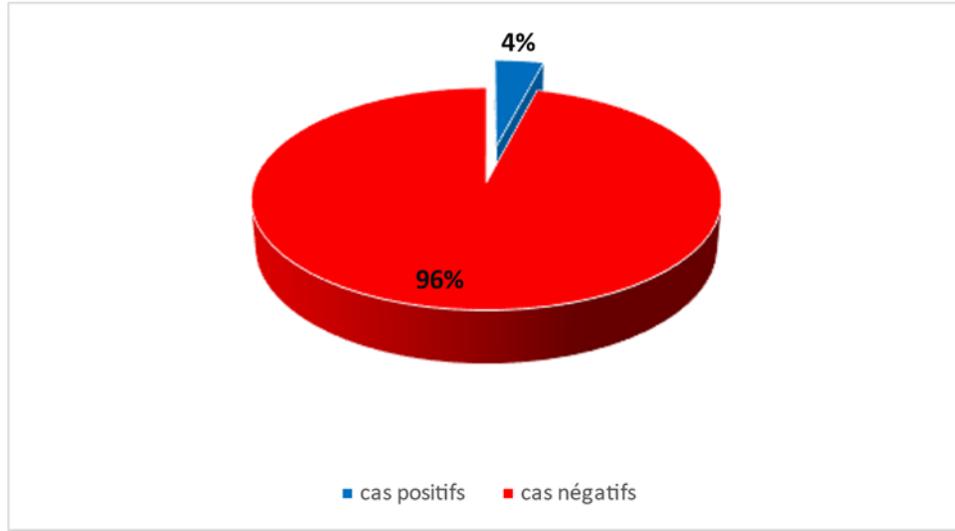


Figure 32 : taux d'infestation par *Capillaria* spp. chez les oiseaux prélevés

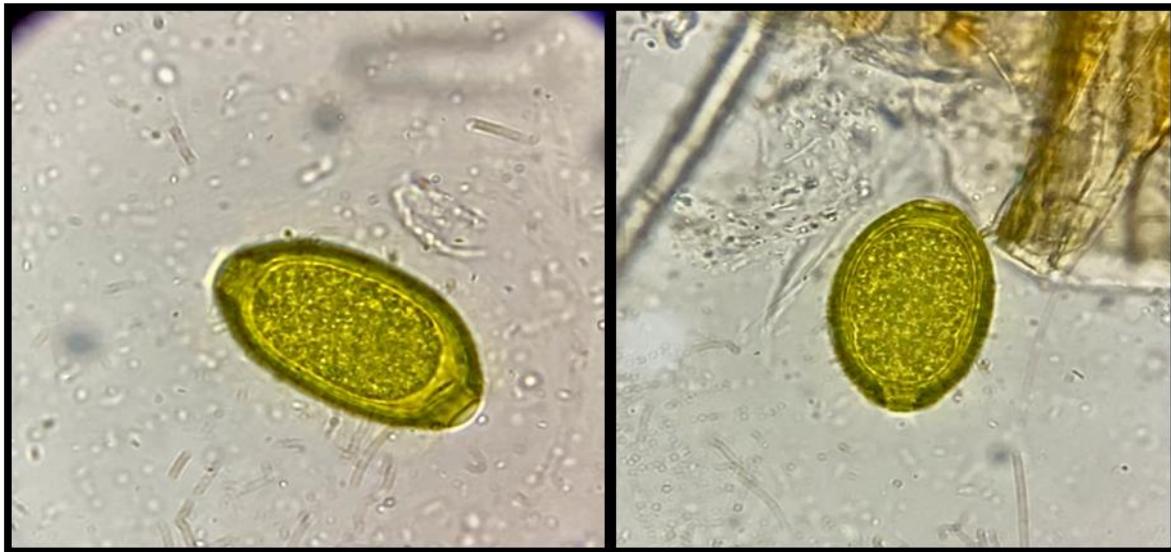


Figure 33 : œufs de *Capillaria* spp. (Gr X 1000) (**Photo personnelle, 2023**).

4.1.5.4. *Trichostrongylus* spp.

Les nématodes appartenant au genre *Trichostrongylus* spp. ont été isolé seulement dans un prélèvement chez le paon avec un taux d'infestation 2% (**Fig34**)

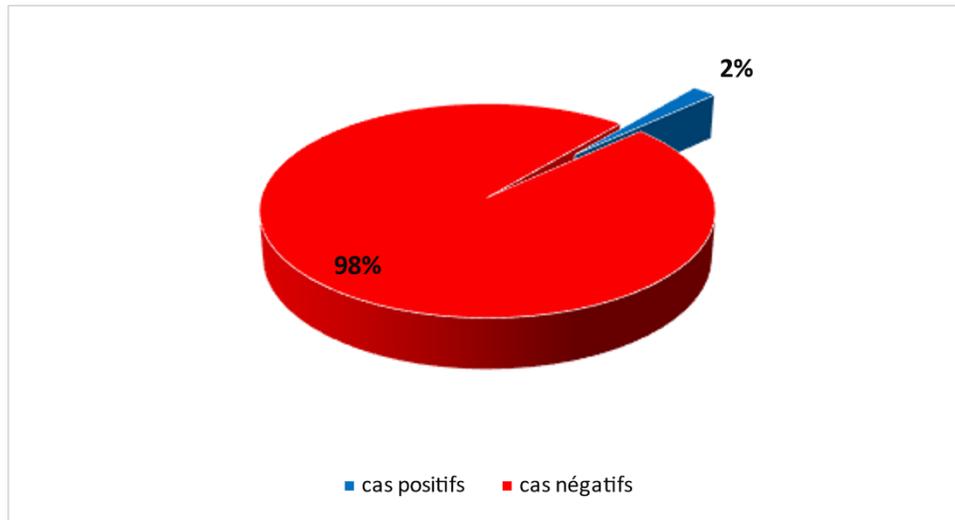


Figure 34 : taux d'infestation par *Trichostrongylus* spp. chez le paon



Figure 35 : œuf de *Trichostrongylus* spp. (Gr X 400) (Photo personnelle, 2023).

4.1.6. Comparaison entre taux d'infestation entre les différentes espèces d'oiseaux

Un total de 155 prélèvements ont été récoltés sur l'ensemble de notre travail sur neuf espèces d'oiseaux (Pigeon, Oie, Canard, Paon, Perroquet, Faisan, Poulet, Autruche, Emeu), 18 prélèvements se sont révélés positifs soit un taux de prévalence globale de 11,61 %

Neuf espèces d'oiseaux ont été suivies dans le cadre de notre travail de fin d'étude et master. La comparaison montre que l'espèce paon est la plus infestée (50%) suivi par le pigeon (35,71%) ensuite le canard (16,67%), le poulet (9,52%), le perroquet (3,70%). Pour le reste des oiseaux à savoir l'oie, l'émeu, l'autruche et le faisan se sont avérés négatifs (**Tab.8**).

Tableau 7 : taux d'infestations pour chaque espèce d'oiseau dans les deux études.

| Espèces oiseaux | Nbre de prélèvement | Nbre de positifs | Taux d'infestation | Parasites identifiés |
|------------------------|----------------------------|-------------------------|---------------------------|--|
| Pigeon | 14 | 5 | 35,71% | <i>Eimeria</i> spp. |
| Oie | 8 | 0 | / | / |
| Canard | 12 | 2 | 16,67% | <i>Capillaria</i> spp. |
| Paon | 16 | 8 | 50% | <i>Eimeria</i> spp. <i>Ascaridia</i> spp. <i>Trichostrongylus</i> spp. |
| Perroquet | 27 | 1 | 3,70% | Œuf nématode |
| Faisan, | 24 | 0 | / | / |
| Poulet | 21 | 2 | 9,52% | <i>Eimeria</i> spp. |
| Autruche | 14 | 0 | / | / |
| Emeu | 19 | 0 | / | / |

La prévalence des parasites intestinaux est plus importante pour les espèces étudiées dans notre master 30% et *Eimeria* spp. est l'espèce la plus dominante. La (**Fig.36**) suivante représente les prévalences de tous les parasites de chaque étude.

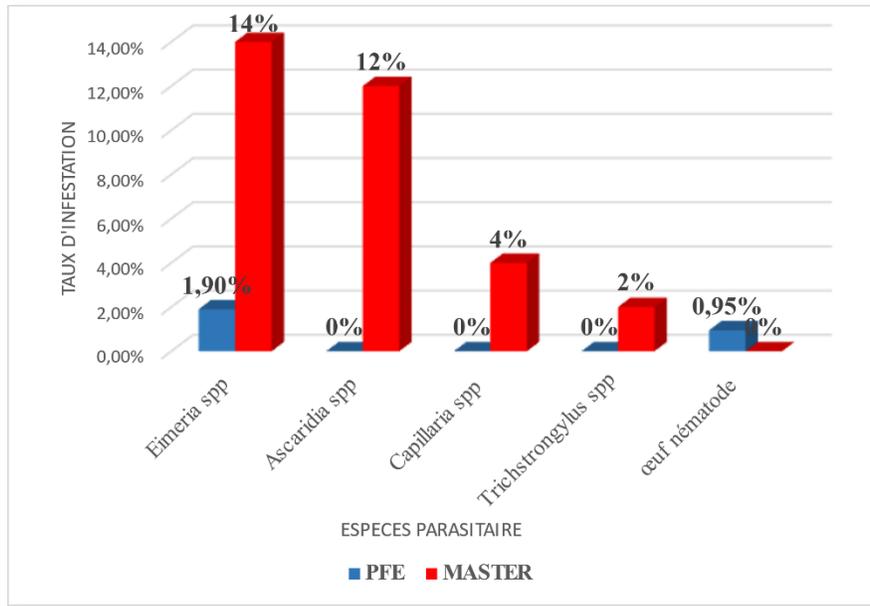


Figure 36 : prévalence de chaque espèce parasitaire dans chaque étude.

4.2. Discussion

Cette partie s'intéressera essentiellement à la discussion des résultats obtenus par la technique de flottaison utilisé pour mettre en évidence et d'identifier les endoparasites des oiseaux sauvages dans le parc zoologique de l'Hamma Alger

Le taux global d'infestation par les endoparasites trouvés dans les fientes des oiseaux dans le parc zoologique examinés est de **30%**, on a trouvé quatre espèces parasitaires qui sont *Eimeria* spp. chez le paon et pigeon (14%), *Ascaridia* spp. chez le paon (12 %), *Capillaria* spp. chez le canard (4%) et *Trichostrongylus* spp. chez le paon (2%), et chez l'oie le résultat est négatif. Par contre on a trouvé dans notre étude de PFE pour d'autres espèces (poulet, perroquet, faisan, autruche et l'émeu) un taux d'infestation de 2,86%.

Une étude menée en Inde sur les oiseaux (aigle, faisan, autruche, canard) de parc zoologique indien a montré une prévalence de 71,4% (**Parsani et al., 2001**). De même que les travaux menés par **Akinboye et al., 2010** ont mené une étude pour évaluer la prévalence des endoparasites des oiseaux du parc zoologique en Nigeria, a montré un taux d'infestation de 61,5% (émeu, perroquet, autruche, aigle, faisan)

Il apparait que notre prévalence reste faible par rapport aux résultats enregistrés par les précédentes études, Ce faible pourcentage d'infestation peut être expliqué par le fait que le protocole préventif appliqué au niveau du parc zoologique se base sur :

- Le nettoyage quotidien chaque jour avec l'eau avec un désinfectant (l'eau javel)
- La vermifugation systématique des oiseaux : chaque 6 mois au maximum, et après chaque examen coproscopique positif (l'antiparasitaire utilisé Droncit)
- Distribution équilibrée d'oiseaux dans les cages avec une séparation entre espèces

Par ailleurs, le climat a un impact sur le développement parasitaire car l'humidité et température sont des bons facteurs pour le développement des œufs notamment au printemps. La région d'El Hamma est relativement connue par leur humidité et température élevées.

❖ Infestation par *Eimeria* spp.

On a observé la présence des coccidies chez le paon et pigeon avec un taux d'infestation global de 14%, Par contre on a trouvé dans notre étude de PFE chez d'autres espèces (perroquet, faisán, poulet, autruche, emeu) un taux d'infestation d'*Eimeria* spp. de 1,90%.

Contrairement **Chebhi et Bettal, 2015** ont montré une prévalence globale des coccidies de 4,76 %. En Espagne, **Cordon et al., 2009** ont révélé une prévalence pour les coccidies de 4,1 % chez des oiseaux de parc zoologique. **Marniche et al., 2017** ont mené une étude sur les endoparasites des paons bleus *Pavo cristatus* de parcs zoologiques Ben Aknoun ont révélé une prévalence de 58,30 % pour *Eimeria* spp.

❖ Infestation par *Capillaria* spp.

Le genre *Capillaria* spp. a été identifiée seulement chez le canard avec une prévalence de 4%, (**Chebhi et Bettal, 2015**) ont montré une prévalence globale de 3,57 % pour *Capillaria* spp. Contrairement à notre travail **Cordon et al., 2009** et **Ahasanul Hoque et al., 2014** ont signalés un taux d'infestation par les œufs de *Capillaria* spp. de 10%.

❖ Infestation par *Ascaridia* spp.

Durant notre étude, *Ascaridia* spp. a été isolé seulement chez le paon avec un taux d'infestation de 12% par rapport au nombre total des oiseaux prélevés. Un travail sur les paons de parc zoologique de Ben-Akoun fait par **Leal et al., 2007** montre un taux d'infestation d'*Ascaridia* spp. de 7,17 %. Par contre l'étude menée par **Bergad et al., 2022** sur les parasites intestinaux de quelques espèces d'oiseaux élevés au niveau centre cynégétique de Réghaia a montré une prévalence de 37,9% pour *Ascaridia* spp. Un taux d'infestation par *Ascaridia* spp. de 3,90% est montré dans l'étude sur les endoparasites chez le gibier à plumes et les ratites au niveau de parc zoologique (**Bouikni et Makkes, 2019**).

❖ Infestation par *Trichostrongylus* spp.

L'infestation par *Trichostrongylus* spp. est faible avec une prévalence globale de 2% (isolé chez le paon), ce qui confirmé par **Bergade et al., 2022** avec une prévalence de 2,42%. **Bouikni et Makkes, 2019** ont réalisé une étude des parasites intestinaux de quelques espèces de gibier à plumes et de

ratites au niveau de l'ITELV et du Parc zoologique d'Ben Aknoun montré un taux d'infestation par *Trichostrongylus* spp. de 3,70% et 2,60% respectivement.

Au cours du mois d'avril, on a constaté un taux d'infestation de 37,5% par *Ascaridia* spp. chez le paon, tandis que chez le pigeon, un taux de 21,4% d'infestation par *Eimeria* spp a été observé. De plus, une autre étude réalisée en 2022, intitulée "Étude des parasites intestinaux de quelques oiseaux élevés au niveau du Centre Cynégétique de Réghaia" par **Bergade et al**, a montré une prévalence de 36,27% par *Eimeria* spp. chez le faisan et de 9,80% par *Ascaridia* spp. chez la pintade pendant la période de printemps.

CONCLUSION

1. Conclusion

Ce travail a permis de mettre en évidence une grande diversité de parasites chez les oiseaux de parc zoologique de jardin d'essai de l'Hamma Alger, entre la période allant de 08 Avril 2023 jusqu'au 05 Juin 2023. La recherche des parasites a été effectuée par la technique de flottaison au niveau de laboratoire de parasitologie de l'ENSV.

En ce qui concerne les taux d'infestation, sur les 50 prélèvements réalisés, nous avons noté 15 prélèvements infestés par les endoparasites avec un taux d'infestation de 30%. L'inventaire systématique des endoparasites nous a permis d'identifier 4 espèces parasitaires qui sont : *Eimeria* spp. avec une prévalence de 14% a été isolée chez paon et pigeon, *Ascaridia* spp. (12%) a été isolé chez le paon, *Capillaria* spp. (4%) a été isolé chez le canard et *Trichostrongylus* spp. (2%) a été isolé chez le paon.

En raison des mesures préventives prises par les animaliers et vétérinaires de parc représentés dans un programme préventif du point de vue de la santé et de l'hygiène des oiseaux, les parasites sont présents à taux faibles et pour d'autres sont carrément absents.

En conclusion, il est souhaitable de répéter ces études chaque saison pour augmenter les chances d'observer le plus grand nombre possible d'espèces parasitaires

2. Recommandations

Pour maintenir la santé des oiseaux élevés en captivités et prévenir les infestations parasitaires, il est recommandé d'adopter une stratégie de suivi et de traitement régulier. Cette approche consiste à effectuer des contrôles coproscopiques à intervalles réguliers, soit tous les deux mois, soit dès l'apparition de signes cliniques indiquant une possible infestation parasitaire.

Une fois les résultats des contrôles coproscopiques obtenus, il est important d'administrer un vermifuge approprié en fonction des parasites identifiés. La sélection du vermifuge adéquat dépendra des types de parasites présents et des besoins spécifiques des animaux

Il est essentiel de procéder à un nettoyage approfondi des enclos en utilisant des solutions désinfectantes, ainsi qu'à un nettoyage et à un remplacement du matériel lors de la distribution des aliments.

REFERENCES
BIBLIOGRAPHIQUES

Références bibliographiques

1. **ALIMEN H., 1954.**La station rupestre de Marhouma (Sahara occidental), Mém. de l'I.R.S.,
2. **ATANASKOVA, E., KOHEVSKI, Z., STEFANOVSKA, J., NIKOLOVSKI, G. ,2011.** Endoparasites in wild animals at the zoological garden in Skopje, Macedonia. Journal of Threatened Taxa 3, 1955–1958. <https://doi.org/10.11609/JoTT.o2440.1955-8>
3. **AVIRUPPOLA, A.J.M., RAJAPAKSE, R.P.V., RAJAKARUNA, R. ,2016.**Coprological survey of gastrointestinal parasites of mammals in Dehiwala National Zoological Gardens, Sri Lanka. Ceylon Journal of Science 45(1), 83–96. <https://doi.org/10.4038/cjs.v45i1.7367>
4. **BARROCA M., 2005.**Hétérogénéité des relations parasites-oiseaux : importance écologique et rôle évolutif. Ecologie, Environnement. Thèse Université de Bourgogne. 173p
5. **BAUD'HUIN, BENOIT, 2003.** Les parasites de la caille des blés (*Coturnix coturnix*). Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, p118
6. **BIRDLIFE INTERNATIONAL., 2001.** Threatened birds of Asia: The BirdLife International Red Data Book. BirdLife International, Cambridge, U.K.
7. **BETTAHAR S., 2018.**Etude morpho-géométrique de la forme du bec chez deux souches de poulet de chair (Cobb500, Hubbard Classic). Mémoire de master. Université Abdel Hamid Ibn Badis, Mostaganem. 3p.
8. **BOUHELIER BMB, 2005.** Prévalence des coccidies en élevage de poulets sous label rouge du Gers, étude expérimentale. Thèse de doctorat d'état en médecine vétérinaire, Université Paule-Sabatier de Toulouse.
9. **BOUZID M, HUNTER PR, CHALMERS RM, TYLER KM 2013.** *Cryptosporidium* pathogenicity and virulence. Clin Microbiol Rev26(1):115–134.
10. **BUSSIERAS ET CHERMETTE, 1988.** Abrégés de parasitologie vétérinaire .pages :61, 93, 31, 32,33.
11. **BUSSIERAS ET CHERMETTE, 1992.** Parasitologie vétérinaire : protozoologie. pages : 17, 18,32, 160-
12. **BUSSIERAS J AND CHENETTE R, 1992.**Parasitologie vétérinaire, Protozoologie. Edité par le service de parasitologie, ENV d'Alfort.
13. **BUSSIERAS J., CHERMETTE R., 1995.** Abrégé de parasitologie vétérinaire. Fascicule III : helminthologie. Polycopié. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort. Unité de parasitologie et maladies parasitaires, p299.

Références bibliographiques

14. **CARRA P ; GUEIT M, 1952.** Le Jardin d'essai du Hamma, Alger, Gouvernement général de l'Algérie, Directin de l'Agriculture. P 114.
15. **CEAEQ., 2005.** Paramètres D'exposition Chez Les Oiseaux. Pigeon Biset. Fiche Descriptive.Ministère Du Développement Durable, De l'Environnement Et Des Parcs Du Québec /Centre d'Expertise En Analyse Environnementale Du Québec CEAEQ) 14 P
16. **CHERMETTE P.L, 1992.** Autres parasites de la poule. (319-331) in : « Manuel de pathologie aviarire » - maison-Alfort : Ecole Nat.Vet. D'Alfort, -381p
17. **COLLET, A., 2015.** Enquête coproscopique sur les oiseaux de neuf parcs zoologiques français. Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse-ENVT
18. **COMBES, C., 1995.** Interactions durables. Ecologie et Evolution du parasitisme Masson,paris composition of the oocystwall of *Eimeria tenella*.J.Parasitol, 64(6) :1074-1081.
19. **CONWAY W.G. ,1969.** Cross-sectional survey of gastrointestinal parasites of Grevy's zebras in southern Samburu, Kenya Afr. J. Ecol., 43 (2005), pp 392-395
20. **CREVIEU-GABRIEL et NACIRI M., 2001.** Effet de l'alimentation sur les coccidioses chez le poulet. IN RA Prod. Anim, pp 231-246
21. **DEL HOYO, J., ELLIOT, A. AND SARGATAL, J., 1992.** Handbook of the Birds of the World, Vol. 1: Ostrich to Ducks. Lynx Edicions, Barcelona, Spain.
22. **DELACOUR J., 1983.**Tous les faisans du monde. Ed. De l'orée. W.P.A, Bordeaux, 479p.
23. **DUSZYNKY DW, UPTON SJ, COUCH L.2000.** The coccidian of galliformes.chiken partridge peacock; pheasant, quail.
24. **EL HOYO, J., COLLAR, N.J., CHRISTIE, D.A., ELLIOTT, A. AND FISHPOOL, L.D.C., 2014.** HBW and BirdLife International Illustrated Checklist of the Birds of the World. Volume 1: Non-passerines. Lynx Edicions BirdLife International, Barcelona, Spain and Cambridge, UK.
25. **FOWLER ME., 1996.** Vue générale sur l'élevage et la pathologie des animaux sauvages en captivité. Revue scientifique et technique de l'OIE.
26. **FRITZSCHE B ; GERRIET E, 1965.** Maladies des Volailles. Vigot Frères éditeurs, Paris.
27. **GERAGHTY, V., MOONEY, J., PIKE, K., 1982.** A study of parasitic infections in mammals and birds at the Dublin Zoological Gardens. Veterinary research communications 5, 343–348.
28. **GILL DONSKER F. ET D., 2016.**Famille Phasianidae, en CIO mondiale des oiseaux noms (ver 6.2), Union internationale Ornithologues. Récupéré 5 mai 2014

Références bibliographiques

29. **GUERIN J., BALLOY D., VILLATE D., 2011.** Maladies des volailles © Éditions France Agricole, 2011 GFA Editions, 3ème édition.
30. **BRUGERE J; VAILLANCOURT J ; SHIVAPRASAD H ; VENNE D ; BOUZOUAIA M.,2015.** Manuel de Pathologie Aviaire. AFAS éditeur, Paris.
31. **KUSHWAHA S.et KUMAR A., 2016.** A Review on Indian Peafowl Linnaeus, 1758. *Journal of Wildlife Research, Vol. 4. Issue 4, Pp:42-59.*
32. **LAMY LH, 1980.** Technique de base, protozoaires et identification au laboratoire. Maloine SA éditeur.
33. **LHOTE H. 1975 ET 1976.** Les gravures rupestres de l'Oued Djerat (Tassili n'Ajjer), Mém. XXV du C.R.A.P.E., S.N.E.D., Alger 2 vol.
34. **LOPEZ-OSORIO.S, CHAPARRO-GUTIERREZ.J. J & GOMEZ-OSORIO.L.M. 2020.** Overview of Poultry Eimeria Life Cycle and Host-Parasite Interactions. *Frontiers in Veterinary Science*, 1-8, 3
35. **LOSSON B.1996.** *Protozoologie vétérinaire.* Cours de parasitologie vétérinaire, Université de Liège, pp 53-110.
36. **LOYE, J. E. et ZUK, M. 1991.** Bird-parasite interaction. ecology, evolution and behaviour. Oxford Univ. Press. New York, pag. 158.
37. **LUC GUERIN ET AL. 2011.** Maladies des volailles, 3ème édition pages : 411-413, 399-401. 391-399. :382.380-381, 388, 398,390
38. **MALAN, F.S., HORAK, I.G., DE VOS, V., VAN WYK, J.A., 1997.** Wildlife parasites: Lessons for parasite control in livestock. *Vet. Parasitol.*, 71, 137–153. [https://doi.org/10.1016/S0304-4017\(97\)00030-7](https://doi.org/10.1016/S0304-4017(97)00030-7)
39. **MANGER B.R., 1991.** *In Veterinary applied, Pharmacology and Therapeutics*, Part III Control of infectious diseases: chemotherapy, Chapitre 33: Anticoccidials, 5th edition, London, UK, pp 587-592
40. **MOUAFO AN, RICHARD R, AND ENTZEROTH R, 2000.** Observation of sutures in oocyst wall of *Eimeria tenella* (Apicomplexa). *Parasitol. Res*, 86, 12, 1015- 1017.
41. **O'DONOGHUE PJ., 1995.** *Cryptosporidium* and cryptosporidiosis in man and animals. *Int J Parasitol* 25(2) :139–195.
42. **OOSTMAARLAND, 2008.** les maladies parasitaires des volailles. pp52-71.

Références bibliographiques

43. **POJMAVSKA T., 2002.** Family Brachylaimidae
44. **RAMADE F., 2003.** Elements d'écologie fondamentale.Ed .Dunodol, Paris, 690p.
45. **SCHRAG L., 1986.** Pigeons en bonne santé. Shoher Vellags-GMBH, Hengesberg, 2ème édition française réactualisée, p199.
46. **SHAHIDUZZAMAN M, DAUGSCHIES, A. 2012.** Therapy and prevention of cryptosporidiosis in animals. *Vet. Parasitol.*, In press.
47. **SINGHAPOL C., 2003.** Genetic characterization by microsatellite polymorphism in thai native chicken compare with broiler nad layer fowls university of Thchnology.07p
48. **SLOAN, J.E.N., 1965.** Helminthiasis in Ungulates. International Zoo Yearbook 5, 24–28. <https://doi.org/10.1111/j.1748-1090.1965.tb01565.x>
49. **STOTISH RL, WANG CC, AND MEYERNHOFER M, 1978.** Structure and composition of oocyst wall of *Eimeria tenella*. J. Parasitol, 64, 6 ,1074 -1081.
50. **TOLBA M., 2014.** Inventaire des parasites chez les oiseaux aquatiques dans la région d'Oum El Bouaghi. Mémoire master, université d'Oum El Bouaghi, 70p
51. **VILLATE D. 2001.** Maladies des volailles (Manuel pratique), Edition France agricole.
52. **WANG, Y., ZHANG, K., CHEN, Y., LI, X., & ZHANG, L. 2021.** Cryptosporidium and cryptosporidiosis in wild birds: A One Health perspective. Parasitology Research, 120(10), 3427-3440. <https://doi.org/10.1007/s00436-021-07289-3>
53. **DELBERGHE, 2014.** Oie cygnoïde - Anser cygnoides, oiseaux .net. (consulter le24 juin 2023) :<https://www.oiseaux.net/photos/arnaud.delberghe/images/oie.cygnoide.adel.4g.jpg>
54. **AVIBASE2023,** répartition géographique des pigeons biset dans le monde, oiseaux .net (consulter le24 juin 2023) <https://www.oiseaux.net/maps/svg/pigeon.biset.svg>
55. **AVIBASE2023,** répartition géographique de paon bleu dans le monde, oiseaux .net (consulter le 24 juin 2023) <https://www.oiseaux.net/maps/svg/paon.bleu.svg>
56. **AVIBASE2023,** répartition géographique de canard colvert dans le monde, oiseaux .net (consulter le 24 juin 2023) <https://www.oiseaux.net/maps/svg/canard.colvert.svg>
57. <https://hammagarden.com/> (consulter le 24 juin 2023)
58. <https://www.infoclimat.fr/observations-meteo/temps-reel/alger-port/60369.html> (consulter le 24 juin 2023)

Références bibliographiques

59. **Diego Delso**, 2012 . Columba livia. (consulter le 25 juin 2023)
https://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/thumb/5/56/Paloma_brav%C3%ADa_%28Columba_livia%29%2C_Palacio_de_Nymphenburg%2C_M%C3%BAnich%2C_Alemania01.JPG/457px
[Paloma_brav%C3%ADa_%28Columba_livia%29%2C_Palacio_de_Nymphenburg%2C_M%C3%BAnich%2C_Alemania01.JPG?20141216135833](https://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/thumb/5/56/Paloma_brav%C3%ADa_%28Columba_livia%29%2C_Palacio_de_Nymphenburg%2C_M%C3%BAnich%2C_Alemania01.JPG?20141216135833) (consulter le 24 juin 2023)
60. **Jean François**, 2023. Canard colvert, Oiseaux.net
<https://www.oiseaux.net/oiseaux/canard.colvert.html> (consulter le 24 juin 2023)
61. **IUCN** 2023. The IUCN Red List of Threatened Species. Version 2022-2.
<https://www.iucnredlist.org> (consulter le 24 juin 2023)
62. **MNHN & OFB.**, 2003. Inventaire national du patrimoine naturel (INPN), consulter le 24 juin 2023
https://inpn.mnhn.fr/espece/cd_nom/1966/tab/taxo#:~:text=Canard%20colvert%20%28Fran%C3%A7ais%29,Anas%20platyrhynchos%20Linnaeus%2C%201758
63. **MNHN & OFB.** 2003. Inventaire national du patrimoine naturel (INPN), consulter le 24 juin 2023.
https://inpn.mnhn.fr/espece/cd_nom/933126/tab/taxo
64. **Oie cygnoïde**, 2006. Anser cygnoides, Wikimedia Commons (consulter le 24/06/2023)
https://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/thumb/8/85/Anser_cygnoides_Beijing.jpg/772px-Anser_cygnoides-Beijing.jpg?20061023113804
65. **Richard Bartz** 2008. Couple : femelle à gauche et mâle à droite , .Wikimedia Commons
https://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/thumb/b/bf/Anas_platyrhynchos_male_fem_ale_quadrat.jpg/600px [anas_platyrhynchos_male_fem_ale_quadrat.jpg?20131229184051](https://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/thumb/b/bf/Anas_platyrhynchos_male_fem_ale_quadrat.jpg/600px)
(consulter le 24 juin 2023)
66. <https://mapcarta.com/fr/N532001464> (consulter le 24 juin 2023)

ANNEXES

ANNEXE I

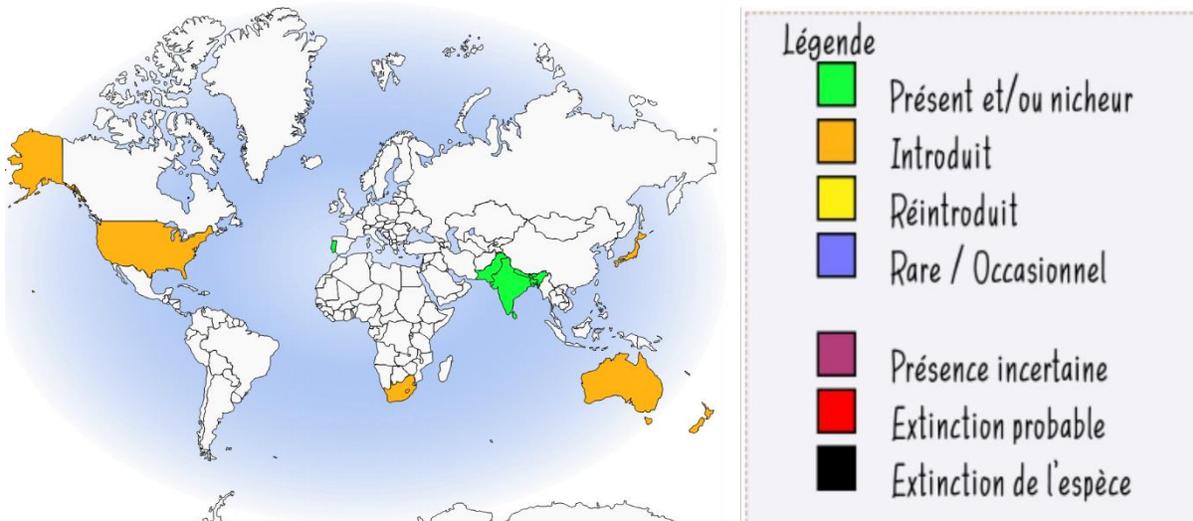


Figure 01 : répartition géographique de paon bleu dans le monde
(Avibase - Oiseaux.net, 2023)

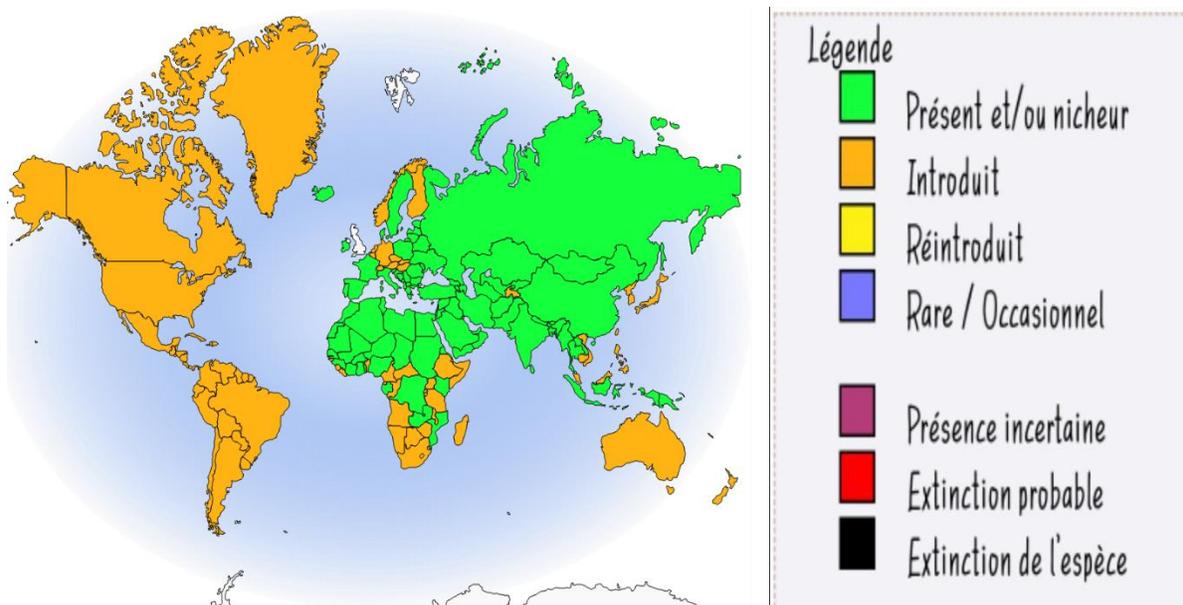


Figure 02 : répartition géographique du pigeon biset dans le monde
(Avibase- oiseaux.net, 2023)

ANNEXE I (suite)

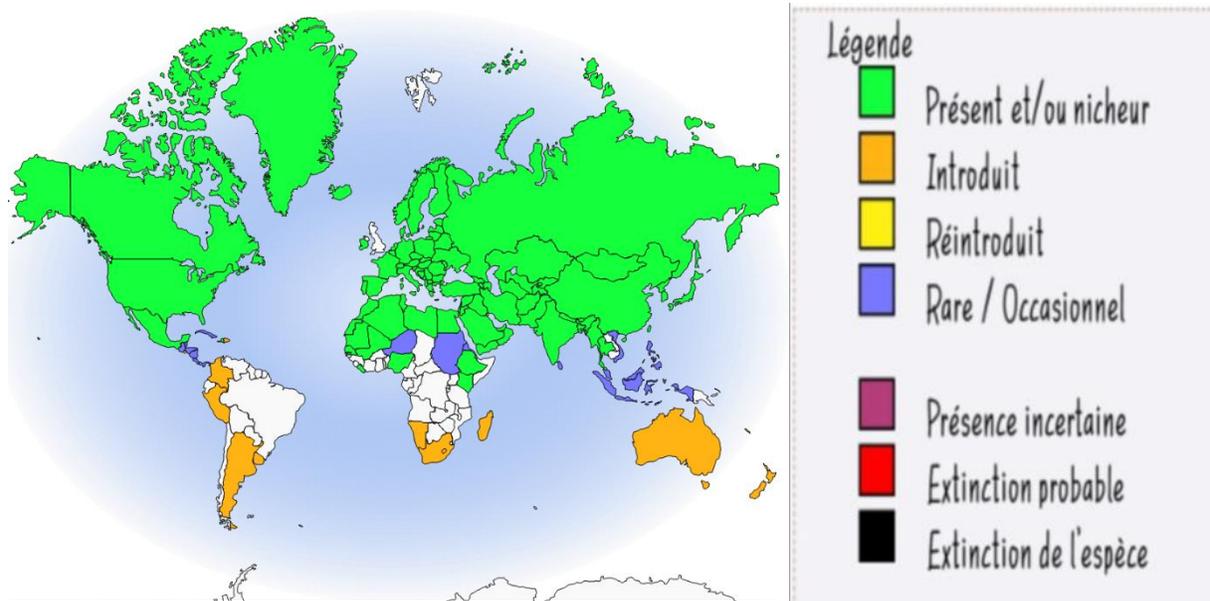


Figure 03 : répartition géographique de Canard colvert dans le monde (Avibase - Oiseaux.net .2023)

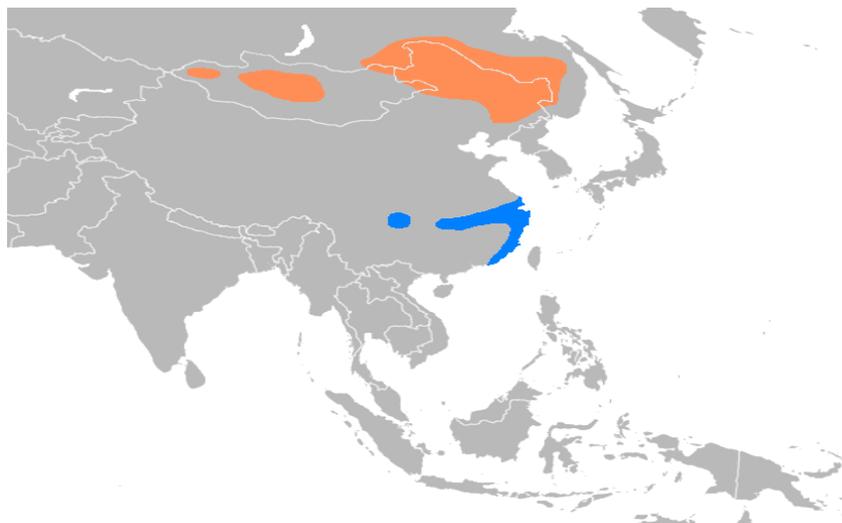


Figure 04 : répartition géographique de l'oie cycnoïde dans le monde (FR, March 2008).

ANNEXE II

Tableau 1 : Propriété coccidiocide ou coccidiostatique de quelques molécules selon des données de (Manger, 1991 et Fowler, 1995).

| Produits coccidiostatiques | Produits coccidiocides |
|----------------------------|------------------------|
| Clopidol | Diclazuril |
| Quinolone | Toltrazuril |
| Robenidine | Dinitolmide |
| Amprolium | Ionophores |
| | Nicarbazine |

Tableau 02 : Principaux anthelminthiques utilisables dans les helminthoses digestives des oiseaux (Bussi ras, 1995)

| | Principales Indications | Posologie | Durée du traitement | Observation |
|---------------------------------|---|--|---------------------|---|
| Lévamisole | Capillariid s Ascaridia Heterakis | 20 – 25 mg/kg | 1 Foie | Soluble dans l’eau |
| | Amidostomum (oie) | 50 mg/kg | 1 Foie | |
| Mébendazole | Ascaridia Heterakis | 10 mg/kg/j | 3 j | Prudence chez Columbiformes et Psittaciformes (5 mg/kg, 1 foie) |
| | Capillariid s | 30 mg/kg/j | 3 j | |
| Flubendazole | Polyparasitisme (oie, Galliformes) | 30 mg/kg/j | 7 j | |
| Fenbendazole | Ascaridia Heterakis | 10 mg/kg ou 30 ppm | 1 foie 4j | Dindon 18 ppm 7 j |
| | Capillariid s et Cestodes | 30 mg/kg/j ou 8 mg/kg/j ou 240 ppm | 3 j 6 j 6 j | |
| | | | | |
| Pipérazine (hydrate) | Ascaridia | 2 g/l d’eau de boisson | 8 j | |
| Niclosamide | Cestodes | 150- 200 mg/kg | 1 foie | |
| | Trématodes | Au moins 500 mg/kg | | |
| Praziquantel | Cestodes Trématodes | 5 -10 mg/kg | 1 foie | Aucune spécialité avicole |
| Oxyclozanide | Notocotylus (canetons) | 15- 30 mg/kg | 1 foie | |

Résumé

Notre étude a pour objectif d'identifier les endoparasites chez certains oiseaux élevés en captivité au sein du parc zoologique du jardin du Hamma à Alger. Cinquante échantillons de fientes ont été prélevés pendant deux mois (Avril et Mai 2023) et analysés par la technique de flottaison.

Les résultats de cette étude révèlent un taux d'infestation de 30%. Quatre espèces d'endoparasites ont été identifiées, à savoir *Eimeria* spp. isolé chez le paon et le pigeon, avec un taux global d'infestation de 14%. *Ascaridia* spp. (4%) a été isolé chez le paon, *Capillaria* spp. (4%) chez le canard, et *Trichostrongylus* spp. (2%) chez le paon, aucun endoparasite n'a été détecté chez l'oie de Guinée.

Neuf espèces d'oiseaux ont été suivies dans le cadre de notre travail de fin d'étude et master. La comparaison montre que l'espèce paon est le plus infestée (50%) suivi par le pigeon (35,71%) ensuite le canard (16,67%), le poulet (9,52%), le perroquet (3,70%). Pour le reste des oiseaux à savoir l'oie, l'émeu, l'autruche et le faisan se sont avérés négatifs.

Mots clés : captivités, endoparasites, flottaison, parc zoologique de l'Hamma, paon, pigeon, canard, l'oie

Abstract

Our study aims to identify endoparasites in certain captive-raised birds at the zoo in the Jardin du Hamma in Algiers. Fifty fecal samples were collected over a period of two months (April and May 2023) and analyzed using the flotation technique.

The results of this study reveal an infestation rate of 30%. Four species of endoparasites were identified, namely *Eimeria* spp. isolated in peacocks and pigeons, with an overall infestation rate of 14%. *Ascaridia* spp. (4%) was isolated in peacocks, *Capillaria* spp. (4%) in ducks, and *Trichostrongylus* spp. (2%) in peacocks no endoparasites were detected in guinea fowl.

Nine bird species were monitored as part of our final study and master's thesis. The comparison shows that the peacock species is the most infested (50%), followed by the pigeon (35.71%), and then the duck (16.67%), chicken (9, 52%), and parrot (3, 70%). As for the remaining birds, namely the goose, emu, ostrich, and pheasant, they tested negative for infestation.

Keywords: captivity, endoparasites, flotation, Hamma Zoological Park, peafowl, columba, duck, goose.

ملخص

تهدف دراستنا إلى تحديد الطفيليات الداخلية لبعض الطيور المرباة في حديقة التجارب بالحامة في الجزائر العاصمة. تم جمع خمسين عينة من البراز على مدى شهرين (أفريل وماي 2023) وتحليلها باستخدام تقنية الطفو.

أظهرت نتائج هذه الدراسة معدل إصابة بلغ 30%. تم تحديد أربعة أنواع من الطفيليات الداخلية، وهي إيميريا التي تم عزلها في الطاووس والحمام، بنسبة إصابة عامة تبلغ 14%، وتم عزل أسكاغديا (4%) في الطاووس، وكابيلاريا (4%) في البط، وتريكوسترونغيلوس (2%) في الطاووس. لم يتم اكتشاف أي طفيلي داخلي في طيور الأوز الغيني.

تمت متابعة تسعة أنواع من الطيور في إطار دراستنا لكننا المذكرتين. تشير المقارنة إلى أن الطاووس هو الأكثر إصابة (50%)، يليه الحمام (35.71%)، ثم البط (16.67%)، والدجاج (9, 52%)، وأخيرا الببغاء (3,70%). أما بالنسبة لبقية الطيور، وهي الإوز والإيمو والنعام والدراج، فقد تبين أنها سليمة.

الكلمات المفتاحية: الاستيطان-الطفيليات الداخلية-الطفو-حديقة الحيوانات الحامة-الطاووس-الحمام-البط-الاوز.