

ÉCOLE NATIONALE SUPÉRIEURE VÉTÉRINAIRE

Projet de fin d'étude

En vue de l'obtention du
Diplôme de docteur vétérinaire

Contribution à l'étude des endoparasites intestinaux de quelques espèces d'oiseaux sauvages (perroquet, faisan, poulet, autruche, émeu) élevés en captivité au niveau du parc zoologique du jardin d'essai du Hamma Alger

Présenté par : DEKHISSI Nesrine

BENYAMINA Yosra

Soutenu le : 11 / 07 / 2023

Devant le jury composé de

- Présidente: Mme AISSI M.
- Promotrice: Mme TAIBI M.
- Examinatrice: Mme MILLA A.

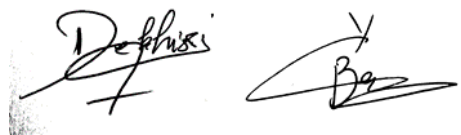
Professeure	ENSV
Maitre de conférences « A »	ENSV
Professeure	ENSV

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, written in a cursive style with a large 'D' and 'K'. The signature on the right is for BENYAMINA, also in cursive, with a large 'B' and 'M'.

Remerciements

Avant tout, nous louons et remercions « ALLAH » tout puissant de nous avoir accordé la force, le courage, la patience et les moyens afin de pouvoir accomplir ce travail.

Nous adressons nos sincères remerciements à notre promotrice Docteur TAIBI Messaouda, maitre de conférences « A » à l'ENSV d'avoir assuré l'encadrement ainsi que pour son aide précieuse.

Nous tenons également à remercier chaleureusement tous les membres de notre jury, la présidente Mme AISSI Meriem, professeur de parasitologie à l'ENSV et l'examinatrice Mme MILLA Amel, professeur de zoologie et parasitologie à l'ENSV pour leur expertise et leurs commentaires constructifs lors de l'évaluation de notre travail.

Nos remerciements à M. Saadi Ahmed technicien du laboratoire de parasitologie et de mycologie de l'ENSV.

Enfin, nos plus sincères remerciements à tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de cet ouvrage.

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 Fère 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

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. Milles merci

À mes sœurs Kawther, Bouchra, Maroua et Meriem

À mes frères Abd el Rahman, 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

SOMMAIRE

LISTE DES FIGURES

LISTE DES TABLEAUX

ABREVIATIONS

INTRODUCTION.....1

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I : PRESENTATION DES OISEAUX

1. Généralités sur les oiseaux sauvages	3
2. Données bibliographiques sur quelques espèces d’oiseaux.....	3
2.1. Autruche d’Afrique	3
2.1.1.Présentation de l’espèce.....	3
2.1.2.Systématique.....	4
2.1.3.Distribution	4
2.2. Emeu d’Australie.....	4
2.2.1.Présentation de l’espèce.....	4
2.2.2.Systématique.....	5
2.2.3.Distribution	5
2.3. Faisan.....	6
2.3.1.Présentation de l’espèce.....	6
2.3.2.Systématique.....	6
2.3.3.Distribution	7
2.4. Présentation de quelques espèces de perroquet.....	7
2.4.1.Ara rouge	7
2.4.1.1. Présentation de l’espèce	7
2.4.1.2. Systématique	8
2.4.1.3. Distribution.....	8
2.4.2.Ara bleu.....	8
2.4.2.1. Présentation de l’espèce	8

2.4.2.2. Systématique	9
2.4.2.3. Distribution.....	9
2.5. La poule	9
2.5.1.Présentation de l'espèce.....	9
2.5.2.Systématique	10
2.5.3.Distribution	10

CHAPITRE II : PRESENTATION DES PARASITES INTESTINAUX

1. Les protozoaires	11
1.1. <i>Eimeria</i>	11
1.1.1.Définition.....	11
1.1.2.Systématique	11
1.1.3.Structure et morphologie	12
1.1.4.Cycle évolutif.....	14
1.2. <i>Cryptospridium</i>	16
1.2.1.Définition.....	16
1.2.2.Systématique	16
1.2.3.Structure et morphologie	16
1.2.4.Cycle évolutif.....	17
2. Les helminthes	18
2.1. Nématodes	18
2.1.1. <i>Ascaridia</i>	18
2.1.1.1. Définition	18
2.1.1.2. Systématique	18
2.1.1.3. Structure et morphologie	18
2.1.1.4. Cycle évolutif	19
2.1.2. <i>Capillaria</i>	20
2.1.2.1. Définition	20
2.1.2.2. Systématique	20
2.1.2.3. Structure et morphologie	20

2.1.2.4. Cycle évolutif	21
2.1.3. <i>Trichostrongylus</i>	22
2.1.3.1. Définition	22
2.1.3.2. Systématique	22
2.1.3.3. Structure et morphologie	22
2.1.3.4. Cycle évolutif	23
2.2. Les cestodes.....	23
2.2.1. Définition.....	23
2.2.2. Systématique	24
2.2.3. Structure et morphologie	24
2.2.4. Cycle évolutif.....	25
2.3. Trématodes	26
2.3.1. Définition.....	26
2.3.2. Systématique	26
2.3.3. Structure et morphologie	26
2.3.4. Cycle évolutif.....	27
CHAPITRE III : EPIDEMIOLOGIE	
1. Prévalence	28
2. Les facteurs favorisants.....	29
2.1. Facteurs extrinsèques.....	29
2.2. Facteurs intrinsèques	30
CHAPITRE IV : TRAITEMENT ET PROPHYLAXIE	
1. Traitement	31
1.1. Coccidiose	31
1.2. Cryptosporidiose.....	31
1.3. Les helminthiases	31
2. Prophylaxie	31
2.1. Coccidiose	31
2.2. Cryptosporidiose.....	32
2.3. Les helminthiases	32

PARTIE EXPERIMENTALE

1. Objectif	33
2. Site de l'étude	33
2.1. Présentation de site d'étude	33
2.2. Localisation	34
2.3. Plan de parc zoologique de l'Hamma Alger.....	34
2.4. Les données climatiques de la région	35
2.4.1.Température	35
2.4.2.Précipitation	35
3. Matériels et méthodes	36
3.1. Animaux étudiés	36
3.2. Echantillonnage	38
3.3. Technique de prélèvement.....	39
3.4. Analyses coproscopiques.....	39
3.4.1.Analyse macroscopique	39
3.4.2.Analyse microscopique.....	39
3.4.2.1. Matériels utilisés	39
3.4.2.2. Technique de flottaison	40
4. Résultats et discussion	41
4.1. Résultats	41
4.1.1.La richesse totale des endoparasites trouvés dans les fientes	41
4.1.2.Taux d'infestation globale des oiseaux prélevés	42
4.1.3.Taux d'infestation en fonction de l'espèce hôte des oiseaux.....	43
4.1.4.Taux d'infestation en fonction des données climatiques	44
4.2. Discussion.....	45
CONCLUSION ET PRESCRIPTIVE.....	47
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	48
ANNEXES	

LISTE DES FIGURES

Figure 1: male autruche d’Afrique	3
Figure 2: male émeu d’Australie	5
Figure 3: faisan Colchide	6
Figure 4 : ara rouge.....	7
Figure 5 : ara bleu.....	8
Figure 6 : <i>Gallus gallus domesticus</i>	9
Figure 7 : oocyste non sporulé	13
Figure 8 oocyste sporulé.....	13
Figure 9 : représentation des mérozoïtes et schizontes	15
Figure 10 : schéma représente le cycle évolutif des coccidies du genre <i>Eimeria</i> chez le poulet	15
Figure 11 : cycle biologique de <i>Cryptosporidium</i> spp	17
Figure 12: œuf d' <i>Ascaridia</i> observé par analyse coproscopique (flottation totale) chez une amazone à front bleu (<i>Amazona aestiva</i>)	19
Figure 13: cycle de développement d’ <i>Ascaridia columbae</i> chez les pigeons	19
Figure 14: œufs de <i>Capillaria</i> observés par analyse coproscopique (flottation totale) chez un Ara bleu (<i>Ara ararauna</i>) à gauche et chez un Toucan vitellin (<i>Ramphastos vitellinus</i>) à droite	21
Figure 15: cycle de développement des capillaires chez les pigeons	21
Figure 16: œufs de <i>Trichostrongylus</i> spp. observés chez des émeus (<i>Dromaius Novaehollandiae</i>)	23
Figure 17: taxonomie des cestodes des oiseaux	24
Figure 18: cycle des cestodes (<i>Hymenolepis</i> sp et <i>Raillietina</i> sp).....	25
Figure 19 : taxonomie générale des trématodes	26
Figure 20: jardin d’essai de l’Hamma	33
Figure 21: localisation de la zone d’étude (jardin d’essai du Hamma)	34
Figure 22 : le plan de parc zoologique de l’Hamma	34
Figure 23: évolution des températures pendant la période d’étude.....	35
Figure 24: évolution des précipitations pendant la période d’étude.....	36
Figure 25: espèces d’oiseaux étudiées	37
Figure 26: matériels utilisés	40

Figure 27 : les étapes de la technique de flottaison (A : broyer, B : Ajouter la solution et mélanger, C : filtrer, D : verser dans les tubes, E : couvrir la lame par lamelle, F : observer sous microscope optique)	41
Figure 28: A : œuf nématode non identifié et B : un oocyste d' <i>Emeiria</i> spp.(Gr X400).....	42
Figure 29: : taux d'infestation chez les oiseaux prélevés	43
Figure 30: taux d'infestation en fonction de l'espèce hôte des oiseaux	43

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1 : prévalence en fonction des espèces oiseaux selon différents antérieurs	28
Tableau 2: températures mensuelles d’octobre 2022 au mai 2023 (Alger)	35
Tableau 3: précipitations mensuelles d’octobre 2022 au mai 2023 (Alger)	36
Tableau 4 : effectif par espèces animales.....	37
Tableau 5 : date et nombre de prélèvements réalisés.....	38
Tableau 6: infestation des différentes espèces aviaires par les différents endoparasites isolés.	42

ABREVIATIONS

% : Pourcentage

°C : degré Celsius

µm : micromètre

C. : *Cryptosporidium*

cm: centimètre

E. : *Eimeria*

ENSV : Ecole Nationale Supérieure de 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

UICN : union internationale pour la conservation de la nature

LC : préoccupation mineure

INTRODUCTION

Introduction

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 fait partie de la culture de nombreux peuples. L'objet de ce volume est de présenter l'état des connaissances en la matière partout dans le monde et de suggérer des méthodes visant à améliorer le bien-être des animaux en encourageant les pratiques d'élevage qui minimisent les risques de maladies infectieuses et parasitaires (**Fowler, 1996**). Selon la classification de l'UICN, les cinq espèces d'oiseaux étudiés, à savoir l'émeu d'Australie, l'autruche d'Afrique, perroquet, poulet et faisan Colchide, sont classées dans la catégorie de préoccupation mineure (**LC**) (**UICN, 2023**).

Les oiseaux sont considérés comme de bons indicateurs de la qualité et de l'évolution des milieux naturels (**Ramade, 2003**). Les oiseaux contribuent en tant qu'hôtes aux cycles de la vie des parasites. Du fait de leur grande mobilité, les oiseaux sont très fréquemment transformés en transporteurs des parasites (**Tolba, 2014**).

Les parasites ont longtemps été étudiés en écologie. Ceci provient essentiellement de leur "Interactions durables". Aujourd'hui, l'écologie parasitaire est une discipline en plein développement, notamment en raison de la prise en considération, par les écologues, du rôle potentiel des parasites dans les processus de régulation des populations hôtes, et de leur impact sur l'équilibre et le fonctionnement des écosystèmes (**Barroca, 2005**).

Les parasites des oiseaux sauvages ont une influence très limitée sur la démographie et l'évolution des populations hôte ; c'est à dire que la majorité des parasites n'entraînent pas de mortalité subite à leurs hôtes mais réduisent leurs capacité reproductives (**Loye et Zuk, 1991**). Selon **Combes (1995)**, seule la charge parasitaire peut provoquer la mortalité chez la population hôte.

Quelques études ont mené en Algérie sur le parasitisme intestinal chez les oiseaux, **Dehaba, 2015** a mené une étude des parasites de l'Autruche (*Struthio Camelus*).

Boudoua, 2017 a mené une recherche de parasites intestinaux chez les psittaciformes du jardin d'essai et de quelques Animaleries d'Alger.

Introduction

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 :

Partie bibliographique est présenté comme suit au premier chapitre, une étude bibliographique de chaque espèce d'oiseaux choisie. Dans le second chapitre, les endoparasites qui ont été identifié chez les oiseaux sauvages. Dans le troisième chapitre, les facteurs favorisant le développement des parasitoses intestinales, le quatrième chapitre les traitements antiparasitaires et prophylaxie. Pour la partie expérimentale, renferme une description du site d'étude, méthodologie et matériels utilisés dans la collecte et l'identification des parasites internes, en fin on traite et discute les résultats et on terminera par une conclusion.

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I : PRESENTATION DES OISEAUX

1. Généralités sur les oiseaux sauvages

Les oiseaux constituent la deuxième classe d'animaux vertébrés avec le plus d'espèces de la planète. Ce sont des organismes hétérotrophes, aérobies, à sang chaud et au métabolisme accéléré. Actuellement, environ 10 000 espèces d'oiseaux vivants ont été décrites et on estime qu'il pourrait y avoir jusqu'à 10 000 autres espèces non 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. Autruche d'Afrique

2.1.1. Présentation de l'espèce

Oiseau gigantesque dont la taille peut atteindre 2,75m, l'autruche ne peut pas voler, son sternum étant dépourvu de bréchet et ses ailes atrophiées du fait que les omoplates sont soudées aux coracoïdes. Les lignes souples des dessins correspondent toujours à la silhouette globale de l'animal. Un long cou, flexueux, recouvert d'un léger duvet se termine par une tête relativement petite, aplatie, terminée par un bec, plat et corné (Marhouma, Alimen, 1954 ; Oued Djerat, Lhote, 1976) (Fig.1).



Figure 1: male autruche d'Afrique (Lanneluc, 2008)

2.1.2. Systématique

La classification taxonomique de l'autruche d'Afrique est (**Del Hoyo et al., 2014**) :

- ❖ Règne : Animal
- ❖ Phylum : Chordata
- ❖ Classe : Oiseau
- ❖ Ordre : Struthioniforme
- ❖ Famille : Struthionidé
- ❖ Genre : *Struthio*

Il existe quatre sous-espèces :

- ❖ *S. c. camelus* : ouest et sud du Sahara, Sahel. Le cou est rose avec un collier blanc. Cette sous-espèce possède des plumes sur la calotte (**Linnaeus, 1758**).
- ❖ *S. c. massaicus* : sud du Kenya jusqu'en Tanzanie, au Mozambique et en Zambie. Le cou est rose avec un collier blanc. La calotte est presque nue (**Neumann, 1898**).
- ❖ *S. c. australis* : Afrique du Sud. Le cou est gris rosé sans collier. La calotte est légèrement duveteuse (**Gumey, 1868**).
- ❖ *S. c. syriacus* : autrefois présente dans les déserts de Syrie et d'Arabie, est éteinte (**Rothschild, 1919**).

2.1.3. Distribution

Struthio camelus est présent dans une grande partie de l'Afrique, avec une aire de répartition englobant la Mauritanie, le Mali, le Niger, le Tchad, le Soudan, l'Éthiopie, l'Érythrée, le Kenya, l'Ouganda, la Tanzanie, l'Angola, la Namibie, l'Afrique du Sud, le Botswana, la Zambie, le Zimbabwe et le Mozambique (**Fig.1, annexe I**). La sous-espèce syriacus du Moyen-Orient est éteinte, probablement depuis 1966 environ (**Del Hoyo et al., 1992**).

2.2. Emeu d'Australie

2.2.1. Présentation de l'espèce

L'autruche et le casoar, l'émeu appartient au groupe des ratites dont la particularité est de ne pas posséder de bréchet au sternum. Son plumage long et frisé est brun foncé à brun-gris (**Le-Dantec, 2005**) (**Fig.2**).



Figure 2: male émeu d'Australie (Perrin, 2018)

2.2.2. Systématique

Selon la classification de (Del Hoyo et al., 2014), la position systématique de l'émeu d'Australie est :

- ❖ Règne : Animal
- ❖ Phylum : Chordata
- ❖ Classe : Oiseau
- ❖ Ordre : Casuariiformes
- ❖ Famille : Casuariidae
- ❖ Genre : *Dromaiidae*
- ❖ Espèce : *Dromaius novaehollandiae*

2.2.3. Distribution

Dromaius novaehollandiae est distribué dans toute l'Australie continentale (Fig.2, annexe I) (Del Hoyo et al., 1992). La sous-espèce tasmanienne *diemenensis* est éteinte, le dernier enregistrement sauvage datant de 1845 (Dove 1924).

2.3. Faisan

2.3.1. Présentation de l'espèce

Le faisan est un oiseau omnivore au plumage magnifique tirant souvent sur le roux et parsemé de noir (**NARD, 1965**). Cette espèce vit souvent près de l'eau et le mâle est aussi très demandé par les chasseurs pour la beauté de son plumage (**Thonnerieux, 1988**) (**Fig.3**).



Figure 3: faisan Colchide (**Dumoulin, 2015**)

2.3.2. Systématique

Le faisan est un oiseau de l'ordre des galliformes qui regroupe six familles d'oiseaux, le genre *Phasianus* comprend deux espèces : faisan commun (*Phasianus colchicus*) et le faisan versicolore (*Phasianus versicolor*) (**Rio, 2001**).

Selon (**Del Hoyo et al., 2014**), la systématique de l'espèce est :

- ❖ Règne : Animal
- ❖ Phylum : Chordata
- ❖ Classe : Oiseau
- ❖ Ordre : Galliformes
- ❖ Famille : phasianidae
- ❖ Genre : *phasianus*
- ❖ Espèce : *Phasianus colchicus*

2.3.3. Distribution

Les faisans se trouvent à l'Ouest, aussi loin que les contreforts sud du Caucase. Ils se répartissent à travers toute l'Asie jusqu' en Corée, en Chine, au Japon (**Delacour, 1983**). Le faisan aujourd'hui, il est commun partout en Europe en Afrique du Nord et aussi en Algérie depuis les années soixante-dix (**Derrag, 1999**) (**Fig.3, annexe I**). Le faisan s'adapte à la plupart des milieux, mais il affectionne particulièrement les paysages diversifiés avec bois, haies, bosquets, friches et cultures. On le rencontre également dans des milieux comme les bocages, les garrigues, les zones marécageuses et de plus en plus souvent dans les grandes plaines céréalières avec quelques couverts boisés (**Mayot et Crosnier, 2012**).

2.4. Présentation de quelques espèces de perroquet

2.4.1. Ara rouge

2.4.1.1. Présentation de l'espèce

L'ara rouge (*Ara Macao*) est un oiseau bruyant et assez facile à observer, il est très tolérant en matière d'habitats, aussi le trouve-t-on dans de nombreux zones boisées. Les aras rouges sont exclusivement végétariens (**Le-Dantec, 2009**) (**Fig.4**).

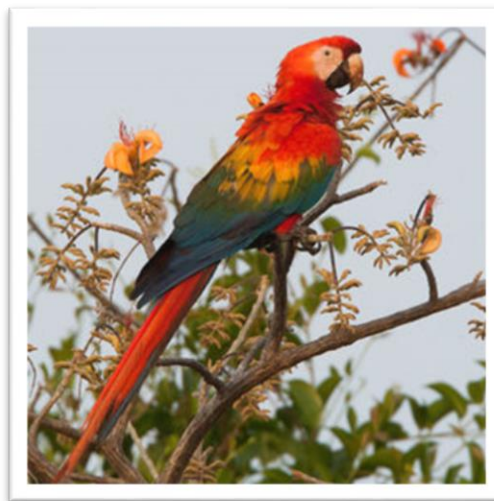


Figure 4 : ara rouge (Lanneluc, 2009)

2.4.1.2. Systématique

La Classification taxonomique de l'*Ara Macao* est selon **Del Hoyo et al., 2014** :

- ❖ Règne : Animal
- ❖ Phylum : Chordata
- ❖ Classe : Oiseau
- ❖ Famille : Psittacidae
- ❖ Ordre : Psittaforme
- ❖ Genre : *Ara*
- ❖ Espèce : *Ara Macao*

2.4.1.3. Distribution

L'Ara rouge est endémique de l'Amérique Centrale et du nord de l'Amérique du Sud. En Amérique Centrale, cet oiseau est présent du sud-est du Mexique jusqu'au nord-est du Nicaragua et du Costa Rica jusqu'au Panama. Dans le nord de la Colombie, une population isolée occupe la vallée de la Magdalena (**Le-Dantec, 2009**) (**Fig.4, annexe I**).

2.4.2. Ara bleu

2.4.2.1. Présentation de l'espèce

C'est l'un des aras les plus populaires et les plus colorés de toutes l'Amérique du sud (**Paola, 2022**) (**Fig.5**).

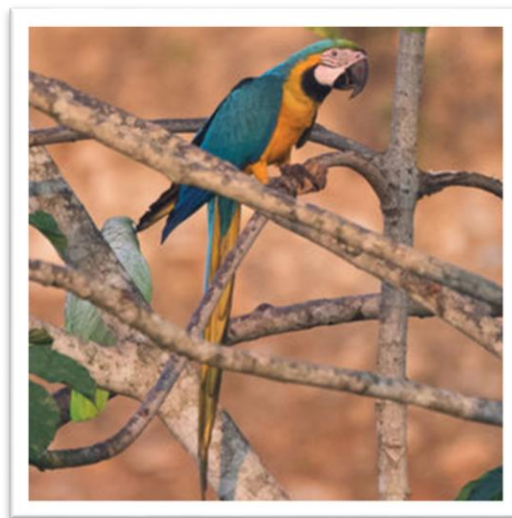


Figure 5 : ara bleu (Lanneluc, 2015).

2.4.2.2. Systématique

La position systématique selon la classification de **Del Hoyo et al., 2014** est :

- ❖ Règne : Animal
- ❖ Phylum Chordata
- ❖ Classe : Oiseau
- ❖ Ordre : Psittaciforme
- ❖ Famille : Psittacidé
- ❖ Genre : *Ara*
- ❖ Espèce : *Ararauna*

2.4.2.3. Distribution

Ara bleu est endémique du bassin de l'Amazone, en Amérique du Sud. Son aire de distribution déborde sur les Guyanes, le Venezuelas au sud de l'Orénoque, le nord-est du Pérou et le nord de la Bolivie. En direction du sud, elle s'arrête à la limite du Paraguay. Deux populations isolées vivent en Equateur et le nord-ouest de la Colombie (**Fig.4, annexe I**). L'espèce est considérée comme monotypique (pas de sous-espèces) (**Le-Dantec, 2009**).

2.5. La poule

2.5.1.Présentation de l'espèce

La poule domestique (*Gallus gallus domesticus*) est un oiseau qui appartient à l'ordre des "galliformes", et au genre "*Gallus*" l'espèce est souvent définie par le nom coq ou poule mais dans la plupart des cas, le nom poule désigne les deux sexes (**Bettahar, 2018**) (**Fig.6**).



Figure 6 : *Gallus gallus domesticus* (picturebirdsia, 2023)

2.5.2. Systématique

Selon **Singhapol (2003)**, la systématique de *Gallus gallus domesticus* :

- ❖ Règne : Animal
- ❖ Sous Règne : Métazoaires
- ❖ Embranchement : Chordés
- ❖ Sous Embranchement : Vertébrés
- ❖ Classe : Oiseaux
- ❖ Ordre : Galliformes
- ❖ Famille : phasianidés
- ❖ Genre : *Gallus*
- ❖ Espèce : *Gallus gallus domesticus*.

2.5.3. Distribution

Cette sous-espèce, bien que d'origine tropicale, à une répartition géographique très large, due à l'action des humains.

**CHAPITRE II :
PRESENTATION DES
PARASITES
INTESTINAUX**

Partie bibliographique

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. Les 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 1700 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*

Les principales espèces d'*Eimeria* selon (**Brugère, 2015**) :

Il existe plusieurs espèces de coccidies pour chaque espèce aviaire. Les principales espèces de coccidies d'intérêt

- ❖ Coccidies du poulet : *E. acervulina*, *E. necatrix*, *E. maxima*, *E. brunetti*, *E. tenella*, *E. mitis*, *E. praecox*.
- ❖ Coccidies de la dinde : *E. meleagritidis*, *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 et 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. 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 **(Fig.7)**. 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 7 : oocyste non sporulé (Bussiéras et al., 1992.).

❖ Oocyste sporule

L'oocyste sporulé *Eimeria* contient quatre sporocystes (le sporocyste étant une seconde enveloppe de protection) contenant chacun deux sporozoites (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.8)

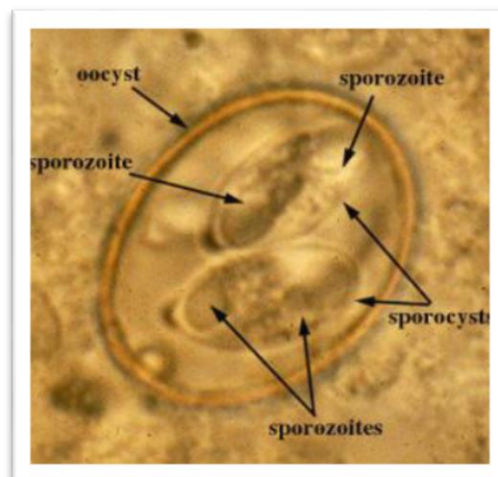


Figure 8 oocyste sporulé (Bussiéras et al., 1992)

1.1.4.Cycle évolutif

Le cycle biologique des parasites du genre *Eimeria* est monoxène et se déroule en trois phases (Collet, 2015) :

- **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, 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.
- **Gamogonie** : après plusieurs cycles de schizogonies, les mérozoïtes pénètrent dans des cellules épithéliales et donnent naissance à des macrogamètes (qui donneront des macrogamètes femelles) et des microgamètes (qui donneront des microgamètes mâles munis de flagelles). Les microgamètes mâles sont libérés du microgamonte et vont féconder les macrogamètes femelles (Fig.9). 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 (Fig .10).

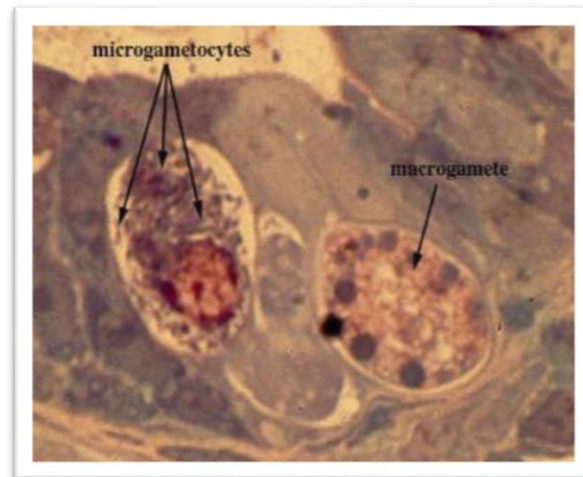


Figure 9 : représentation des mérozoïtes et schizontes (Lamy, 1980)

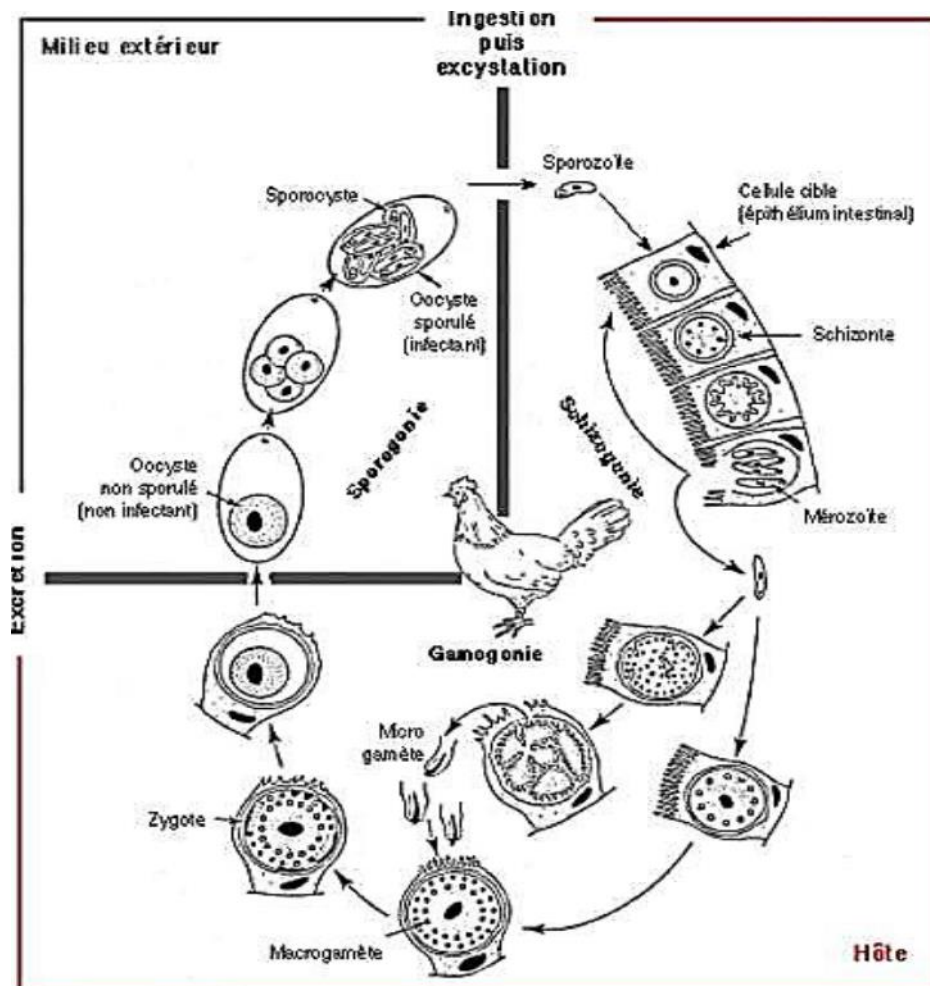


Figure 10 : schéma représente le cycle évolutif des coccidies du genre *Eimeria* chez le poulet (Crevieu et al., 2001).

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, 2015**). *Cryptosporidium* 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 selon **O'Donoghue, 1995** est :

- ❖ 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

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.11**).

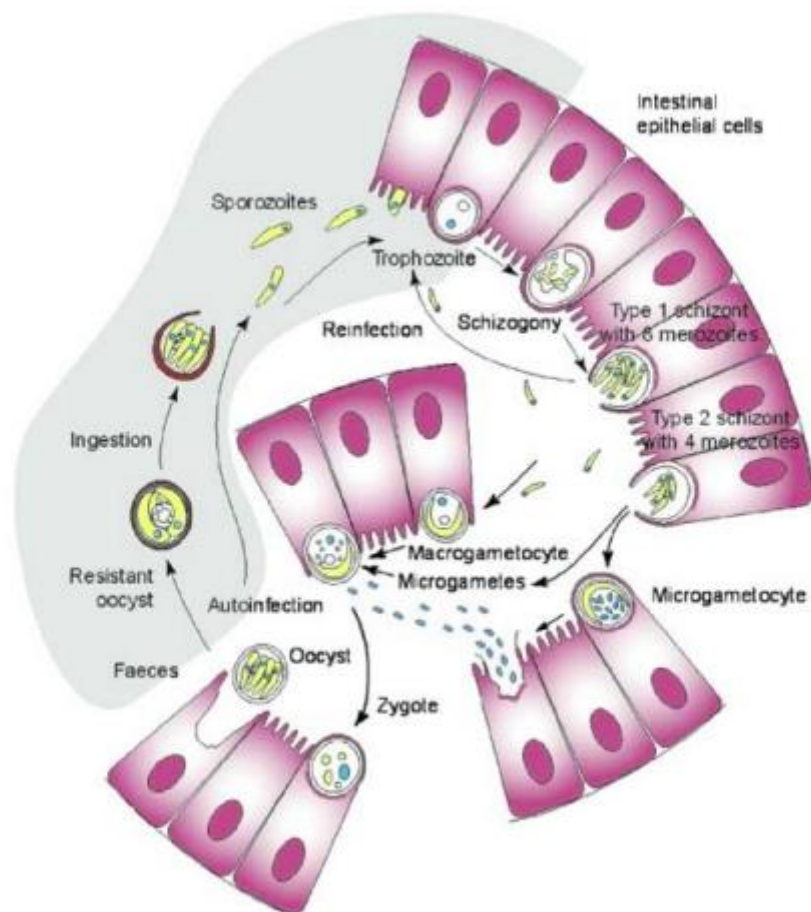


Figure 11 : cycle biologique de *Cryptosporidium* spp (**Smith et al., 2007**).

2. Les helminthes

2.1. Nématodes

2.1.1. *Ascaridia*

2.1.1.1. Définition

C'est un nématode de grande taille à 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 **(Bussiéras et Chermette, 1988)** :

- ❖ Embranchement : Nématode
- ❖ Classe : Secernenta
- ❖ Ordre : Ascaridida
- ❖ Famille : Hétérakidés
- ❖ 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 mâle 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'utéralgies (66-79 x 41-48 µm). L'examen nécropsique permet également de confirmer un diagnostic **(Brugère et al., 2015) (Fig.12)**.

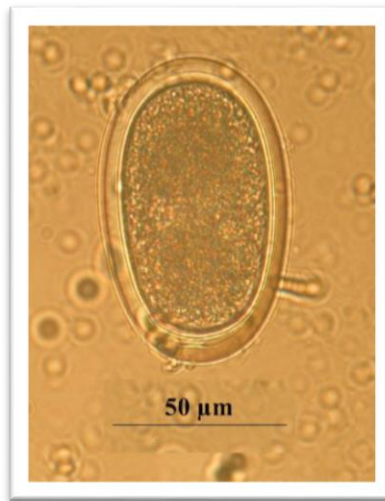


Figure 12: œuf d'*Ascaridia* observé par analyse coproscopique (flottation totale) chez une amazone à front bleu (*Amazona aestiva*) (Collet, 2015)

2.1.1.4. Cycle évolutif

Le cycle est monoxène direct, dans le milieu extérieur avec les meilleures conditions de température (16 à 28 °C) et d'humidité (hygrométrie élevée), l'incubation de l'œuf est très rapide (Guérin et al., 2011) (Fig.13).

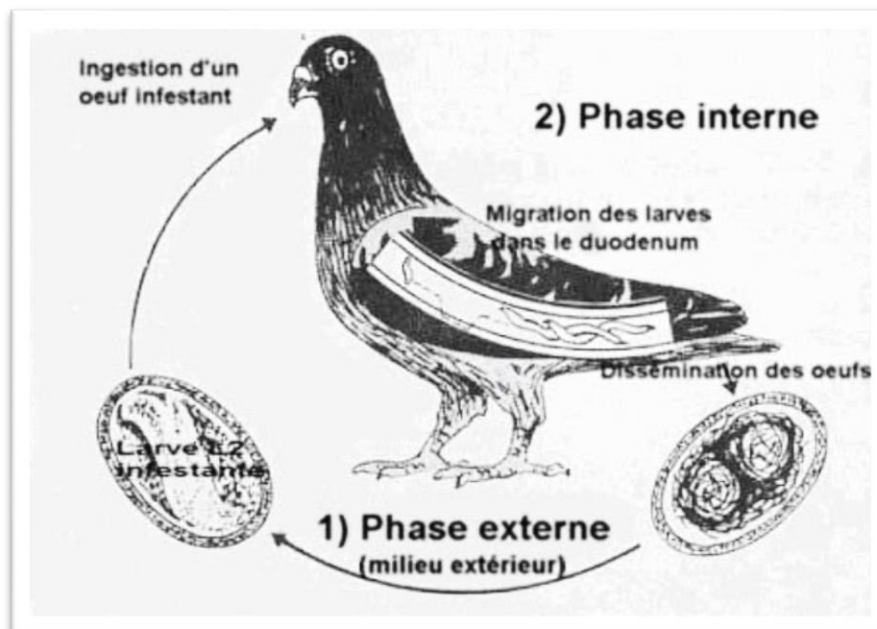


Figure 13: cycle de développement d'*Ascaridia columbae* chez les pigeons (Schrag., 1986).

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 selon (**Villate., 2001**) :

- ❖ La pintade : *Capillaria contorta* ; *Capillaria longicollis* ; *Capillaria annulata*.
- ❖ 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* selon **Bussiéras et Chermette., 1988** est :

- ❖ 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 à 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 à 30 µm de largeur (**Fig.14**).



Figure 14: œufs de *Capillaria* observés par analyse coproscopique (flottation totale) chez un Ara bleu (*Ara ararauna*) à gauche et chez un Toucan vitellin (*Ramphastos vitellinus*) à droite (Collet, 2015).

2.1.2.4. Cycle évolutif

Le développement exogène est le plus souvent monoxène : formation de la L3 infestante est de 1 à 6 mois selon les conditions de milieu, sans éclosion des œufs (Bussiéras et Chermette., 1988) (Fig.15).

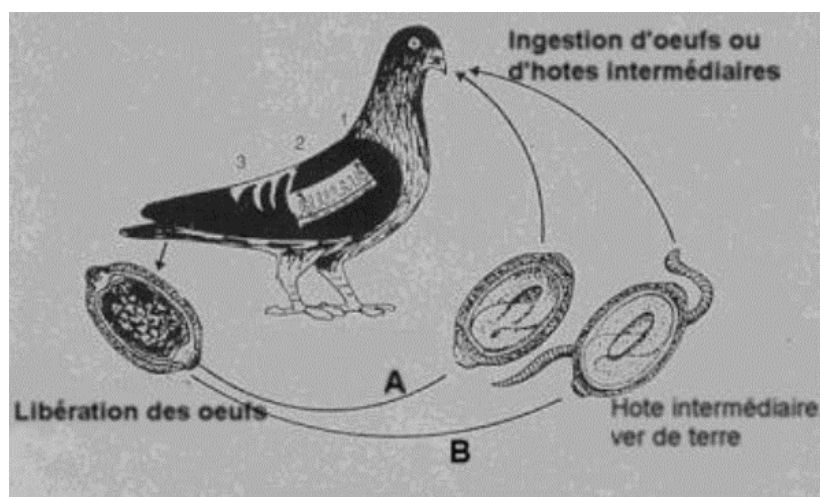


Figure 15: cycle de développement des capillaires chez les pigeons (Schrag, 1986).

2.1.3. *Trichostrongylus*

2.1.3.1. Définition

Les *Trichostrongylus* 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 p  les légèrement inégaux. (Collet, 2015).

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 lagop  de (Seivwright et al. 2004) (Fig.16).



Figure 16: 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. (Luc Guerin et al., 2011).

Les principales espèces :

- a. Genre *Hymenolepis* (famille des hymenolepidides) :
 - Chez les gallinacés : *Hymenolepis carioca* ; *Hymenolepis cantariana*.
 - Chez les palmipèdes : *Hymenolepis collaris* ; *Hymenolepis anatina*.
- b. Genre *Davainia* (famille des davaineides) :
 - Chez les gallinacés : *Davainia proglottina*.
- c. Genre de *Fimbriaria* (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.17).

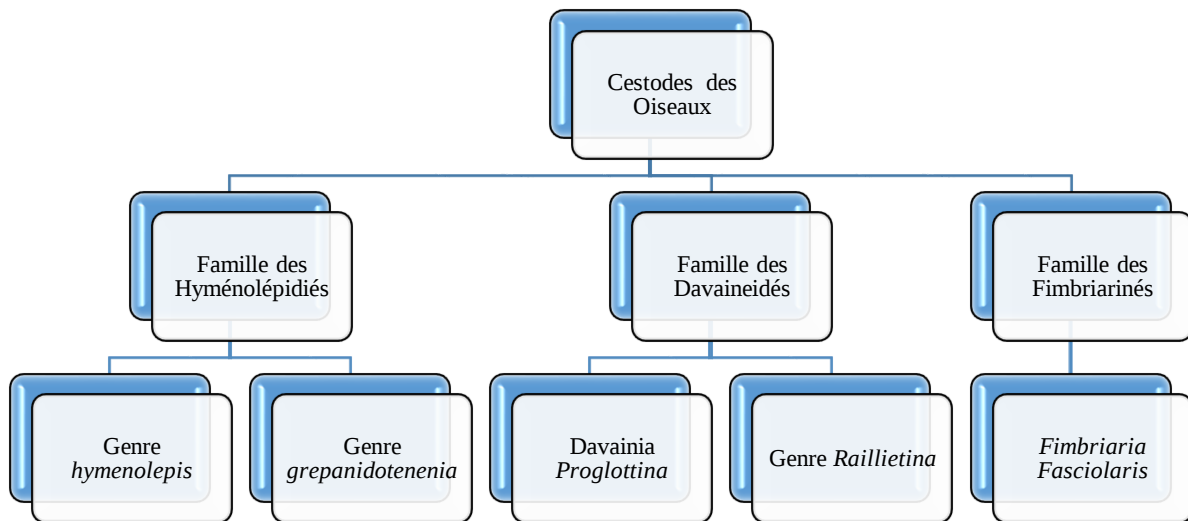


Figure 17: taxonomie des cestodes des oiseaux (Guérin et al., 2011)

2.2.3. Structure et morphologie

❖ Les Hyménolépidiés :

- 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 (Guérin 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 (Guérin et al., 2011).

❖ Les Fimbriariés :

- 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 (Guérin 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) (Bussiéras et Chermette, 1988) (Fig.18).

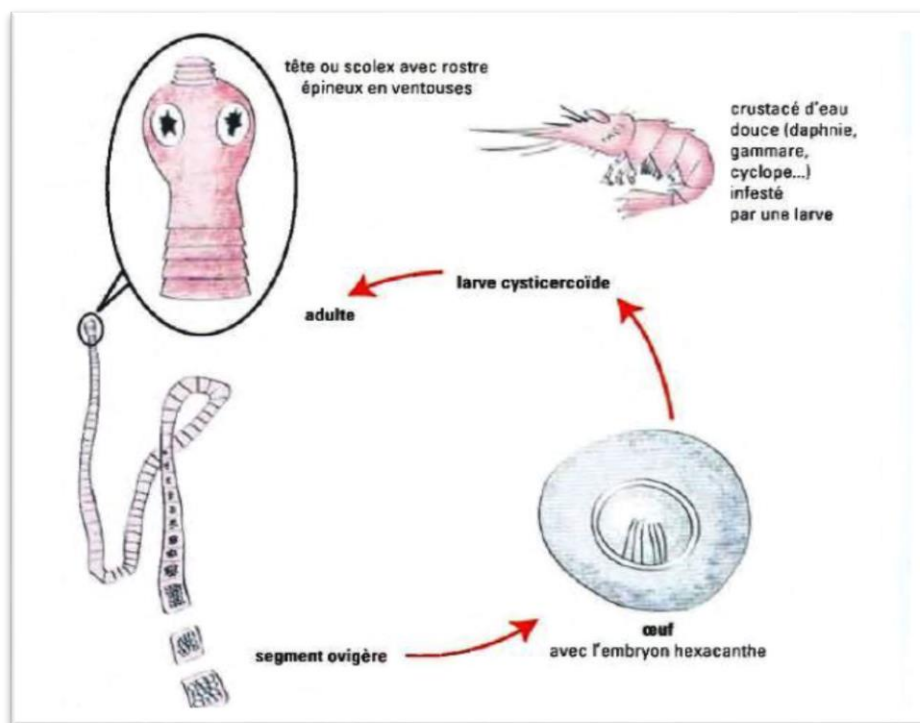


Figure 18: cycle des cestodes (*Hymenolepis sp* et *Raillietina sp*) (Guérin et al., 2011)

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.19)

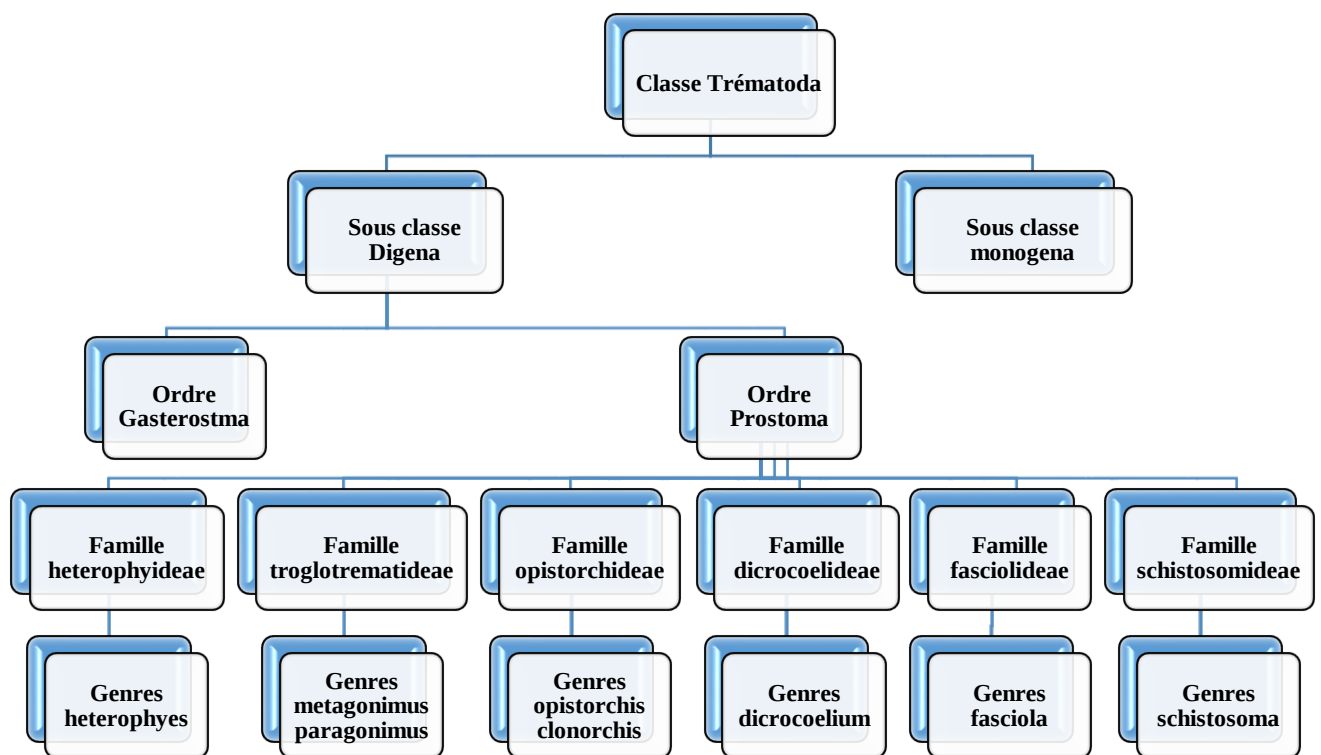


Figure 19 : taxonomie générale des trématodes (Bussiéras et Chermette. 1988).

2.3.3. Structure et morphologie

Ce sont des vers plats, aco  lomates, hermaphrodites (sauf exceptions) avec corps non segment   et cuticule non ciliée au stade adulte ainsi que tube digestif incomplet (pas d'an  s) (Bussiéras et Chermette, 1995).

Les trématodes sont généralement 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

Les résultats de certaines de ces études concernant la prévalence de coproscopies positives sur les oiseaux sont rassemblés dans le tableau suivant :

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

Auteurs	Espèces des 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)	Canard Oie, Paon Autruche, Emeu	—	19%	*Parc zoologique de Ben Aknoun, l'Hamma et Setif
Mansour et Messelmi (2022)	Poulet	0%	2,77%	*Jardin zoologique de Djelfa (Assed al Atlas)
	Faisan	0%		
	Paon	0,27%		
	Pintade	0,36%		
Papini et al. (2012)	Perroquet Paon Ratite 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 infectés par des parasites, selon les conditions qui favorisent leur manifestation, parmi ceux-là :

a. 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**).

b. 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**).

c. Densité

La concentration animale favorise les contaminations et la multiplication parasitaire.

D. 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**) :

- a.Espèce** : mélange d'espèces néfastes car sensibilité à certaines parasitoses.
- b.Nombre** : multiplication intense des parasites, contacts plus grands, transmission directe facilitée, pathologie plus marquée.
- c. Age jeunes /adultes mélange ou séparés** : jeunes en général plus sensibles ; adultes source plus insidieuse.
- d.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) (Tab.1, 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. **(Shaiduzzaman et Dauschies ; 2012).**

1.3. Les helminthiases

Les principales molécules utilisées pour le traitement des helminthiases, cestodoses et des trématodoses chez les volailles dans l'Union européenne sont citées dans le tableau **(Bussiéras, 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 »). (Oostmaaland, 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

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. T ou le lindane.
- ❖ Destruction des formes libres par la 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).

b. Mesures défensives

- ❖ Séparer les bandes d'âges différents.
- ❖ 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 de l'Hamma Alger, établi depuis 188 ans, se trouve dans le quartier de l'Hamma à Alger (**Fig.20**). Le parc Zoologique de l'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**).

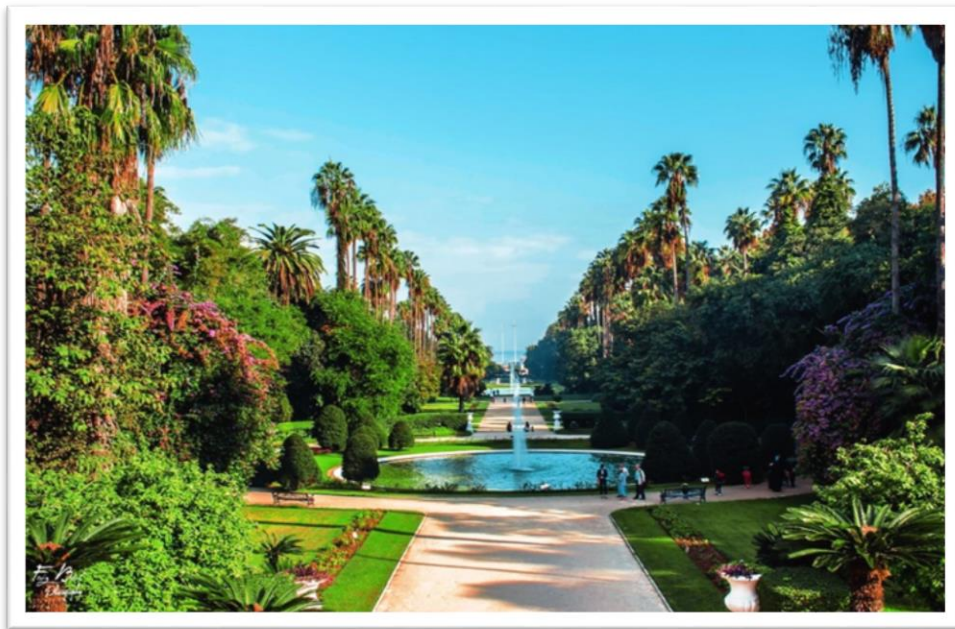


Figure 20: jardin d'essai de l'Hamma (Hammagarden.com, 2023).

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) (Fig21).

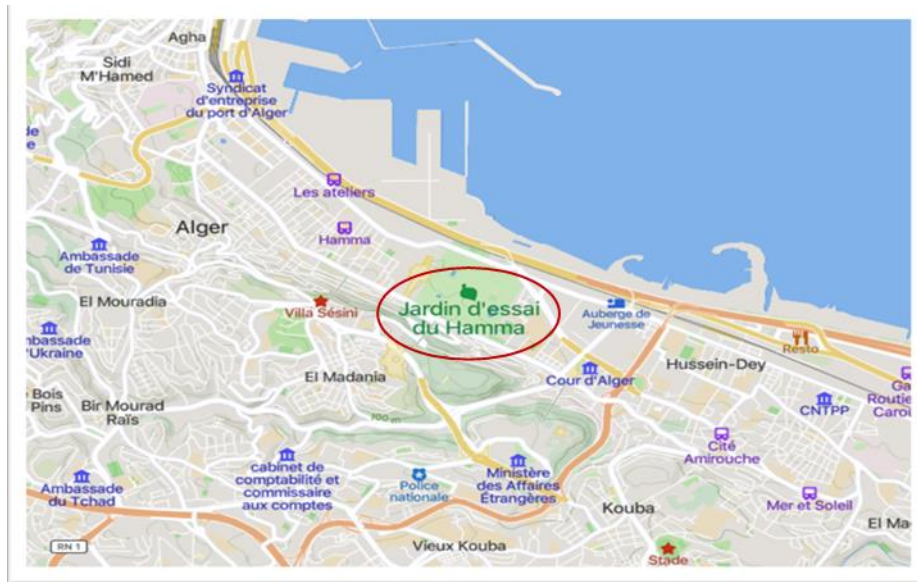


Figure 21: localisation de la zone d'étude (jardin d'essai du Hamma) (Mapcarta.com, 2023)

2.3. Plan de parc zoologique de l'Hamma Alger

Le plan de parc zoologique est présenté dans (Fig.22) suivante :



Figure 22 : 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.02)** suivant :

Tableau 2: températures mensuelles d’octobre 2022 au mai 2023 (Alger). (**Infoclimat.fr, 2023**)

Mois	Octobre	Novembre	Décembre	Janvier	Février	Mars	Avril	Mai
M(°C)	34,6	25,5	25,8	22,3	23,4	27,2	31,2	25,6
m(°C)	19,0	12,0	13,1	5,4	7,3	8,4	12,6	17,4
T.moy (C°)	26,8	18,8	19,5	13,9	15,4	17,8	21,9	21,6

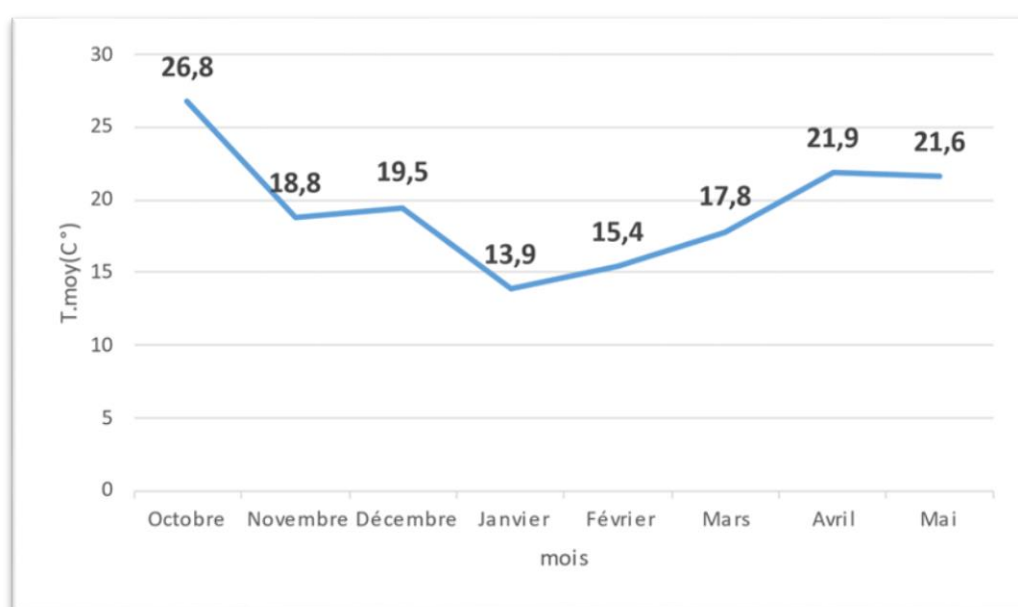


Figure 23: évolution des températures pendant la période d’étude

2.4.2. Précipitation

Les données des précipitations mensuelles moyennes exprimées en sont mentionnées dans le **(Tab. 03)** suivant :

Tableau 3: précipitations mensuelles d’octobre 2022 au mai 2023 (Alger). (Infoclimat.fr, 2023)

Mois	Octobre	Novembre	Décembre	Janvier	Février	Mars	Avril	Mai
P (mm)	15,3	63,0	16,0	118,0	72,3	40,5	5,0	114,8
Max en 24h	15,0	17,0	7,0	22,0	34,0	23,0	4,0	67,0

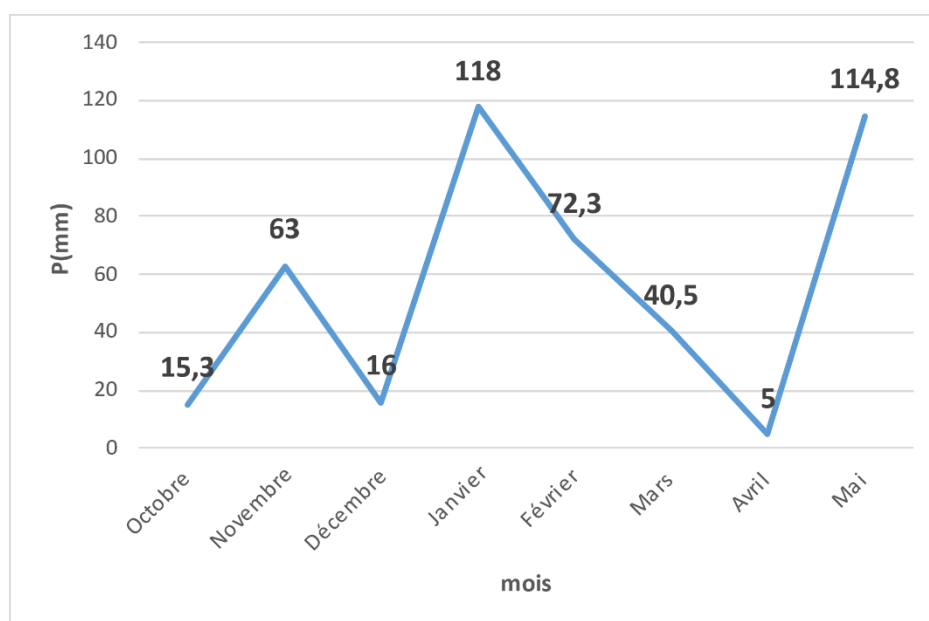


Figure 24: évolution des précipitations pendant la période d’étude

3. Matériels et méthodes

3.1. Animaux étudiés

Les espèces de gibier à plume, gallinacé, ratite et psittacidé 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’un type de gibier (faisan de Colchide), de deux ratites (autruche et émeu d’Australie), d’un gallinacé (poulet), et d’un psittacidé (perroquet) (**Tab.04**).

Tableau 4 : effectif par espèces animales

Espèces animales	Nombre d'individus
Faisan	11
Poulet	12
Emeu d'Australie	2
Autruche	3
perroquet	14

Les espèces d'oiseaux prélevées sont indiquées dans la **figure 25** suivant :



Figure 25: espèces d'oiseaux étudiées (photos personnelles, 2023)

3.2. Echantillonnage

Au total, 105 échantillons de fientes ont été récoltés au niveau parc zoologique de l'Hamma. Le tableau 05 présente le nombre de sorties et des échantillons prélevés au niveau du jardin zoologique au cours de la période de notre étude avec leur date de collecte qui s'étend du 18 Octobre 2022 au 04 Mai 2023.

Tableau 5 : date et nombre de prélèvements réalisés.

Date de prélèvement	Nombre de prélèvement	Espèces d'oiseaux concernés
18/10/2022	3	Faisan, poulet, perroquet
19/10/2022	5	Autruche, perroquet, émeu, poulet, faisan
26/11/2022	4	Autruche, perroquet, émeu, faisan
03/12/2022	4	Autruche, émeu, poulet, faisan
10/12/2022	10	Autruche, 5 perroquets, émeu, poulet, 2 faisans
16/12/2022	7	Autruche, 2 perroquets, émeu, poulet, 2 faisans
12/02/2023	8	Autruche, 3 émeus, 2 poulets, 2 faisans
14/02/2023	9	Autruche, 3 perroquets, émeu, 2 poulets, 2 faisans
19/02/2023	11	Autruche, 2 perroquets, 2 émeus, 3 poulets, 3 faisans
25/02/2023	9	Autruche, 2 perroquets, 2 émeus, 2 poulets, 2 faisans
13/03/2023	6	Autruche, 2 perroquets, émeu, poulet, faisan
08/04/2023	7	Autruche, 2 perroquets, émeu, poulet, 2 faisans
12/04/2023	6	2 autruches, perroquet, émeu, 2 poulets
15/04/2023	3	perroquet, poulet, faisan
18/04/2023	9	Autruche, 2 perroquets, 2 émeus, 2 poulets, 2 faisans
04/05/2023	4	Autruche, émeu, poulet, faisan

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**). Chaque prélèvement a été effectué au sol à l'aide d'une nouvelle d'abaisse-langue pour chaque espèce afin d'éviter la contamination entre les prélèvements. Puis les échantillons 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 détecter 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'ENSV d'Alger. La méthode suivie pour l'analyse des fientes est la technique de flottaison totale.

3.4.2.1. Matériels utilisés

La technique de Flottaison nécessite le matériel suivant :

- ❖ Mortier et pilon (**Fig26, A**)
- ❖ Passoire (**Fig26, A**)
- ❖ Bécher (**Fig26, A**)
- ❖ Solution dense (NaCl, MgSO₄, ZnCl₂) (**Fig.26, B**)
- ❖ Tubes à essai (**Fig26, A**)
- ❖ Lames et lamelles (**Fig26, A**)
- ❖ Spatule (**Fig26, A**)
- ❖ Portoir (**Fig26, A**)
- ❖ Microscope optique (**Fig.26, C**)

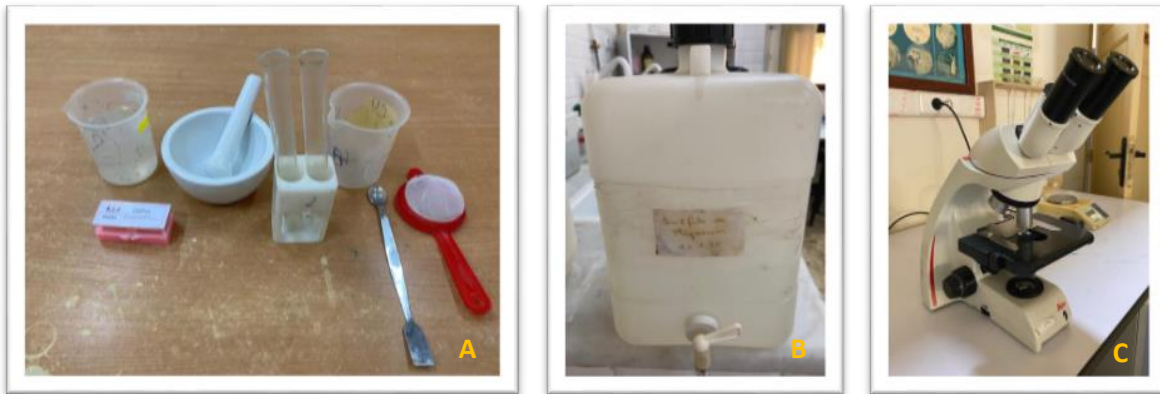


Figure 26: matériels utilisés (Photos personnelles, 2023).

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 parasites à partir d'une petite quantité de fèces. Elle a pour objectif de faire remonter les éléments parasites de plus faible densité à la surface (Collet, 2015)

- ❖ Verser les fientes dans le mortier, broyer le bien avec le pilon.
- ❖ Ajouter la solution ($MgSO_4$) puis contenu de broyer le mélange.
- ❖ Filtrer le mélange sur une passoire pour éliminer les grosses molécules.
- ❖ Remplir les tubes à essai avec le liquide filtré jusqu'à formation d'un ménisque convexe, puis poser une lamelle sur chaque tube.
- ❖ 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 X100 et X400.

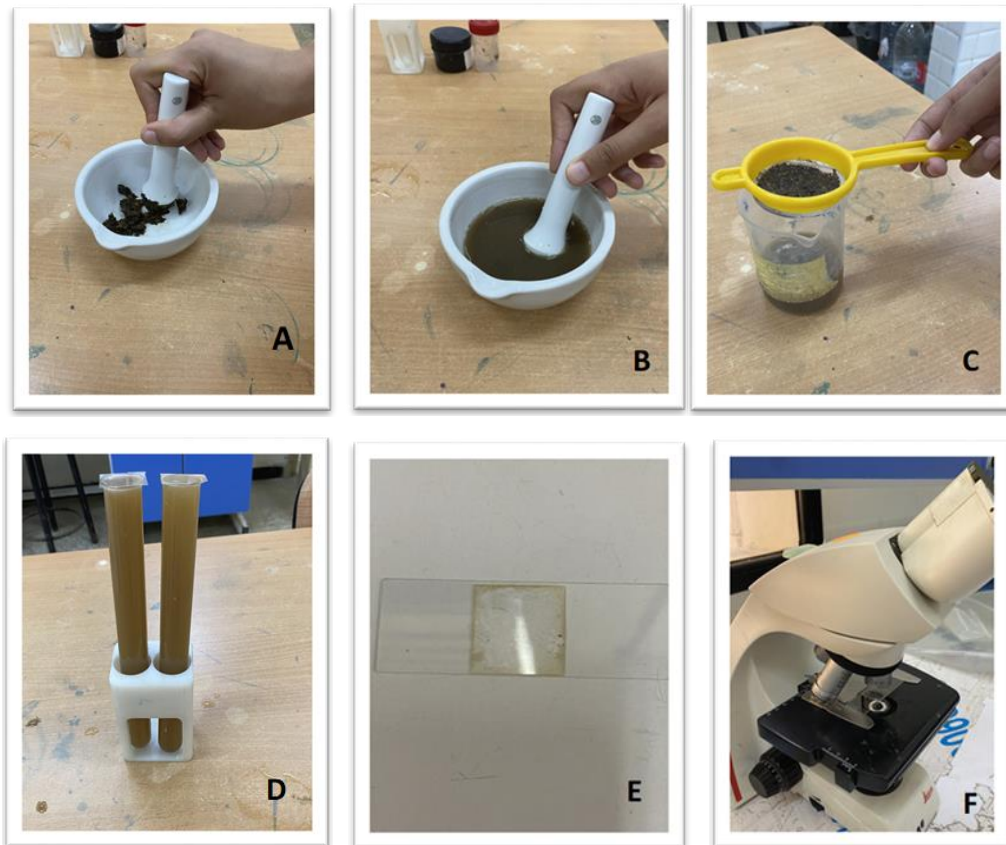


Figure 27 : les étapes de la technique de flottaison (**A** : broyer, **B** : Ajouter la solution et mélanger, **C** : filtrer, **D** : verser dans les tubes, **E** : couvrir la lame par lamelle, **F** : observer sous microscope optique) (photos personnelles, 2023)

4. Résultats et discussion

4.1. Résultats

4.1.1. La richesse totale des endoparasites trouvés dans les fientes

Les espèces des endoparasites trouvés dans les fientes chez les oiseaux sont mentionnées dans le tableau suivant :

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

Espèces des oiseaux	Nombres de prélèvements	Nombres de prélèvements positifs	Parasites retrouvés
Poulet	21	02	<i>Eimeria</i> spp.
Faisan	24	/	/
Autruche	14	/	/
Emeu d'Australie	19	/	/
perroquet	27	01	Œuf nématode non identifié

Les endoparasites trouvés dans les fientes chez les oiseaux infestés sont dans la (**Fig28**) suivant :

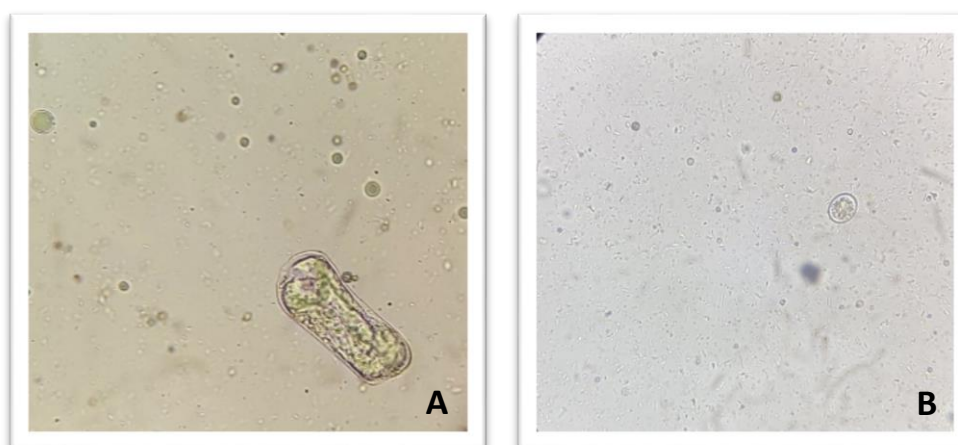


Figure 28: **A** : œuf nématode non identifié et **B** : un oocyste d'*Eimeria* spp. (GrX 400)
(Photos personnelles, 2023)

4.1.2. Taux d'infestation globale des oiseaux prélevés

Sur 105 de fientes prélevés durant la période d'expérimentation, 3 cas ont été infestés par 2 différents endoparasites soit un taux de positivité de 2,86% (**Fig.29**).

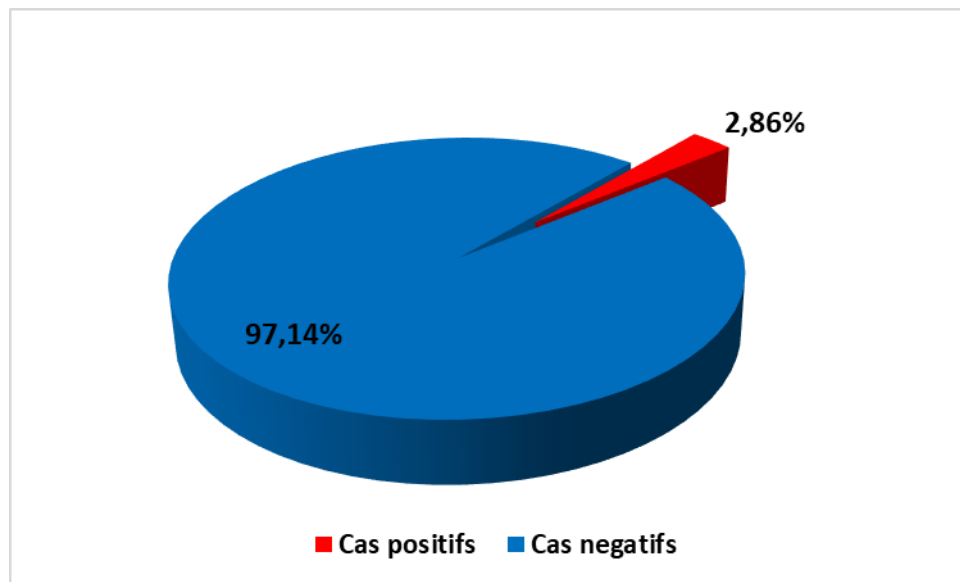


Figure 29: taux d'infestation chez les oiseaux prélevés

4.1.3. Taux d'infestation en fonction de l'espèce hôte des oiseaux

Faisan, émeu et autruche n'ont pas été infestés par les endoparasites contrairement au perroquet et poulet où le taux d'infestation est de 3.7% et 9.52% respectivement (**Fig.30**).

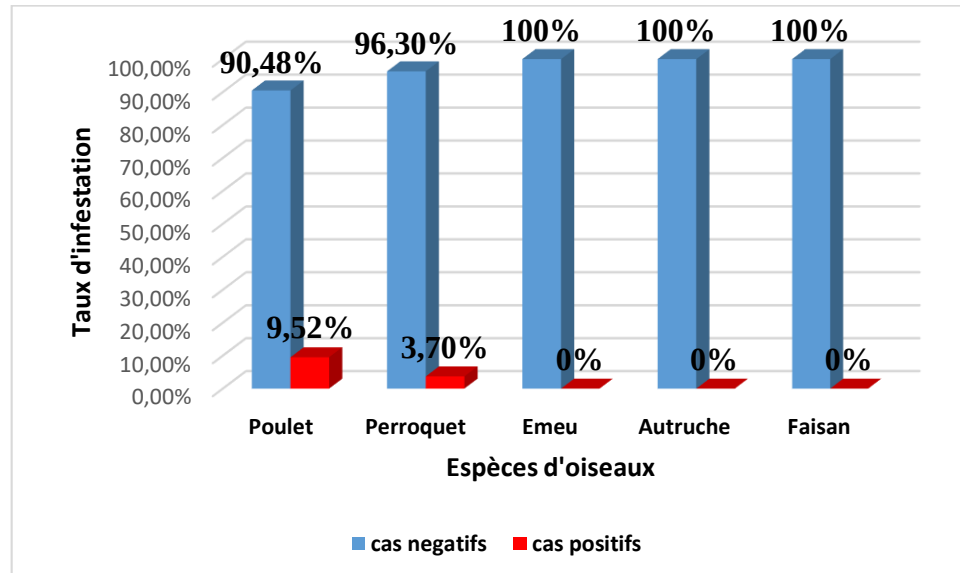


Figure 30: taux d'infestation en fonction de l'espèce hôte des oiseaux

4.1.4. Taux d'infestation en fonction des données climatiques

Nos résultats révèlent que seulement le poulet et perroquet sont infestés. On note une stabilité de l'infestation chez le poulet avec un pourcentage de 4,76 par *Eimeria* spp. Au mois d'octobre et d'avril quand la température atteint 26,8°C et 21,9°C respectivement et la précipitation est de 15,3 mm et 5 mm respectivement.

Un taux d'infestation de 3,7% a été révélé chez le perroquet avec la présence d'un œuf nématode au mois décembre d'où la température atteint 19,5°C et une précipitation de 16 mm.

4.2. Discussion

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

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.

Au niveau du parc zoologique du Jardin d'essai, le taux global d'infestation par les endoparasites trouvés dans les fientes des oiseaux examinés est de 2,86%. Deux espèces d'endoparasites ont été identifiées représentés par *Eimeria* spp. et un œuf de nématode chez le poulet et le perroquet respectivement. Chez le faisan et les ratites, les résultats sont négatifs. 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 de chaque cage avec l'eau avec un désinfectant (l'eau javel).
- ❖ La vermifugation systématique des oiseaux : tous les 6 mois au maximum, et après chaque examen coproscopique positif (la molécule utilisée Droncit).
- ❖ Une distribution équilibrée d'oiseaux dans les cages avec une séparation entre espèces.

Mansour et Messelmi, 2022 ont mené une étude pour évaluer la prévalence des endoparasites des oiseaux du jardin zoologique de la ville de Djelfa, a montré un taux d'infestation de 2,77%. Dans l'étude sur la prévalence de quelques endoparasites digestifs chez les oiseaux de parcs zoologiques de Ben Aknoun, El Hamma et Sétif, le taux infestation signalé est de 19% (**Chebhi et Bettal, 2015**). Une étude menée en France sur les oiseaux de neuf parcs zoologiques français a montré une prévalence de 16,5% (**Collet, 2015**).

Nos résultats indiquent que le portage chez le faisan en matière de parasitisme intestinal enregistré est nulle comparé aux résultats des études antérieures. Contrairement aux travaux menés par **Triki-Yamani, 2009**, toutes les espèces des gibiers sont exposées en infestation parasitaires.

Par ailleurs, le parasitisme du poulet est très faible, la prévalence d'infestation obtenue est de 9,52% avec l'isolement d'*Eimeria* spp.. Ce taux est largement différent au taux rapporté par **Yousfi, 2012** qui retrouve un taux de 100%.

Bouikni et Makkes ,2019 et **Tacey et Halan, 2015**, les taux d'infestation des ratites rapportés sont de 33,33% et 32,94% respectivement, contrairement au résultat de notre étude qui est 0%.

Halbaoui et Meknaz, 2019 ont révélé une prévalence de 8,33% chez les perroquets par contre **Bennacer et al., 2022**, ont publié une prévalence de 59% chez les psittacidés, tandis que notre résultat est de 3,7% (isolement d'œuf de nématode).

Pour la prévalence en fonction des données climatiques, on a révélé un taux d'infestation chez le poulet de 4,76% par *Eimeria* spp.. Au mois d'octobre et un taux d'infestation chez le perroquet de 3,7% par œuf nématode au mois de décembre. **Khettab et al., 2022** ont révélé chez le perdrix un taux d'infestation de 9,09% pour *Eimeria* spp. en hiver.

Dans notre étude, un taux d'infestation de 4,76% est signalé chez le poulet pour *Eimeria* spp. au mois d'avril. De même que **Khettab et al., 2022** ont révélé un taux d'infestation plus élevée chez le faisan de 36,27% pour *Eimeria* spp. au printemps.

CONCLUSION

Conclusion

Ce travail est porté sur l'étude des endoparasites des oiseaux sauvages vivant en captivité du parc zoologique de jardin d'essai de l'Hamma, entre la période allant de 18 octobre 2022 jusqu'au 04 mai 2023.

A la lumière de ce travail, nous constatons que le parasitisme chez les oiseaux sauvages élevés en captivité est réduit. Le taux global d'infestation retrouvé par la technique de flottaison montre que sur 105 prélèvements analysés, 3 se sont révélés positifs ce qui représente un taux 2,86%. L'inventaire systématique des endoparasites nous a permis d'identifier deux espèces, deux *Eimeria* spp. chez poulet et un œuf nématode chez perroquet.

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

En perspective, il serait intéressant de réaliser d'autres études sur les endoparasites des oiseaux élevés en captivité vu que ces espèces d'oiseaux figurent parmi les animaux qui sont la vitrine du parc zoologique.

LES REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

Références bibliographiques

1. **ALIMEN H., 1954.** La station rupestre de Marhouma (Sahara occidental), Mém. de l'I.R.S.,.
2. **BARROCA M., 2005.**Hétérogénéité des relations parasites-oiseaux : importance écologique et rôle évolutif. Ecologie, Environnement. Thèse Université de Bourgogne. 173p
3. **BAUD'HUIN, Benoît 2003.** Les parasites de la caille des blés (*Coturnix coturnix*). Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, p118
4. **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.
5. **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 .
6. **BOUZID M, HUNTER PR, CHALMERS RM, TYLER KM 2013.** *Cryptosporidium* pathogenicity and virulence. Clin Microbiol Rev26(1):115–134.
7. **BUSSIERAS ET CHERMETTE, 1988.** Abrégé de parasitologie vétérinaire .pages :61,93,31,32,33.
8. **BUSSIERAS ET CHERMETTE, 1992 .** Parasitologie vétérinaire : protozoologie. pages : 17, 18,32, 160-
9. **BUSSIERAS J AND CHENETTE R, 1992.** Parasitologie vétérinaire, Protozoologie . Edité par le service de parasitologie, ENV d'Alfort .
10. **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.
11. **CARRA P ; GUEIT M , 1952 .** Le Jardin d'essai du Hamma , Alger , Gouvernement général de l'Algérie , Directin de l'Agriculture . P 114 .
12. **CHERMETTE P.L.,1992.** Autres parasites de la poule. (319-331) in : « Manuel de pathologie aviarire » - maison-Alfort : Ecole Nat.Vet. d'Alfort, -381p
13. **COLLET, A. 2015.** Enquête coproscopique sur les oiseaux de neuf parcs zoologiques français . Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse-ENVT

Références bibliographiques

14. **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.
15. **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
16. **CREVIEU-GABRIEL et NACIRI M. 2001.** Effet de l'alimentation sur les coccidioses chez le poulet. IN RA Prod. Anim, pp 231-246
17. **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.
18. **DELACOUR J., 1983-**Tous les faisans du monde. Ed. De l'orée. W.P.A, Bordeaux, 479p.
19. **DUSZYNKY DW,UPTON SJ,COUCH L.2000.** The coccidian of galliformes.chicken partridge peacock; pheasant, quail.
20. **DEL 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.
21. **FOWLER ME., 1996.** Vue générale sur l'élevage et la pathologie des animaux sauvages en captivité. Revue scientifique et technique de l'OIE.
22. **FRITZSCHE B ; GERRIET E, 1965.** Maladies des Volailles. Vigot Frères éditeurs, Paris.
23. **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.
24. **GUERIN J., BALLOY D., VILLATE D., 2011.** Maladies des volailles © Éditions France Agricole, 2011 GFA Editions, 3ème edition.
25. **BRUGERE J. ; VAILLANCOURT J. ; SHIVAPRASAD H. ; VENNE D. ; BOUZOUAIA M. ,2015.** Manuel de Pathologie Aviaire. AFAS éditeur, Paris.
26. **LAMY LH, 1980.** Technique de base, protozoaires et identification au laboratoire. Maloine SA éditeur.
27. **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.

Références bibliographiques

28. **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
29. **LOYE, J. E. et ZUK, M.** 1991. Bird-parasite interaction. ecology, evolution and behaviour. Oxford Univ. Press. New York, page. 158.
30. **LUC GUERIN ET AL.** 2011. Maladies des volailles, 3ème édition pages :411-413, 399-401. 391-399. :382.380-381, 388, 398,390
31. **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
32. **MAYOT P., CROSNIER A.,** 2012. Le faisan commun en France: statut de l'espèce en 2008. *Faune Sauvage*. Vol 295, 29-32, 4 pages.
33. **MOUAFO AN , RICHARD R , AND ENTZEROTH R ,** 2000. Observation of sutures in oocyst wall of *Eimeria tenella* (Apicomplexa) . *Parasitol . Res* , 86, 12 , 1015- 1017
34. **NARD J.,**1965. Cailles, Perdrix, Faisans et Autres oiseaux de chasse. ED. Maison rustique, Paris, 108p
35. **O'DONOGHUE PJ (1995).** *Cryptosporidium* and cryptosporidiosis in man and animals. *Int J Parasitol* 25(2):139–195.
36. **POJMAVSKA T.,** 2002. Family Brachylaimidae
37. **RAMADE F.,** 2003. Elements d'écologie fondamentale. Ed .Dunodol, Paris, 690p.
38. **RIO B .,** 2001. Toutes les chasse du faisan. Ed. Jean-Paul Gisserot. 61p
39. **SCHRAG L.,** 1986. Pigeons en bonne santé. Shoher Vellags-GMBH, Hengesberg, 2ème édition française réactualisée, p199.
40. **SINGHAPOL C.,** 2003. Genetic characterization by microsatellite polymorphism in thai native chicken compare with broiler nad layer fowls university of Thchnology. 07p
41. **STOTISH RL , WANG CC , AND MEYERNHOFER M,** 1978. Structure and composition of oocyst wall of *Eimeria tenella* . *J. Parasitol* , 64, 6 ,1074 -1081 .
42. **THONNERIEUX Y.,** 1988. Faisan de Colchide. Sa réhabilitation est encore possible. *R.N.C.* 439 (Octobre) : 76-78.

Références bibliographiques

43. **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

44. **VILLATE D. 2001.** Maladies des volailles (Manuel pratique), Edition France agricole.

SITES WEB :

45. **ATANASKOVA, E., KOCHEVSKI, 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> (consulté le 12/03/2023)

46. **AVIBASE, 2023.** Carte de distribution de *Ara Araraura* dans le monde,oiseaux.net (consulté le 13/03/2023) <https://www.oiseaux.net/maps/ara.blue.html>

47. **AVIBASE, 2023.** Carte de distribution de *Ara Macao* dans le monde ,oiseaux.net (consulté le 13/03/2023) <https://www.oiseaux.net/maps/ara.rouge.html>

48. **AVIBASE, 2023.** Carte de distribution de faisan Colchide dans le monde,oiseaux.net (consulté le 13/03/2023)<https://www.oiseaux.net/maps/faisan.de.colchide.html>

49. **AVIBASE, 2023.** Carte de distribution de l'autruche dans le monde , oiseaux.net (consulté le 13/03/2023) <https://www.oiseaux.net/maps/autruche.d.afrique.html>

50. **AVIBASE, 2023.** Carte de distribution de l'éméu d'Australie, oiseaux.net (consulté le 13/03/2023) <https://www.oiseaux.net/maps/emeu.d.australie.html>

51. **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>

52. **DANIEL LE-DANTEC, 2005.** Emeu d'Australie [en ligne].(modifier le 21/08/2005) Disponible sur : <https://www.oiseaux.net/oiseaux/emeu.d.australie.html> (consulté le 12/02/2023)

53. **DANIEL LE-DANTEC, 2009.** Ara bleu [en ligne].(modifier le 12/08/2009) Disponible sur : <https://www.oiseaux.net/oiseaux/ara.bleu.html> (consulté le 12/02/2023)

54. **DANIEL LE-DANTEC, 2009.** Ara rouge [en ligne].(modifier le 07/09/2009) Disponible sur : <https://www.oiseaux.net/oiseaux/ara.rouge.html> (consulté le 12/02/2023)

Références bibliographiques

55. **DUMOULIN, 2015.** faisan Colchide [en ligne].(modifier le 29/01/2019) Disponible sur : <https://www.oiseaux.net/oiseaux/faian.de.clochide.html> (consulté le 12/02/2023)
56. <https://hammagarden.com/> (consulté le 12/02/2023)
57. <https://www.infoclimat.fr/observations-meteo/temps-reel/alger-port/60369.html> (consulté le 12/02/2023)
58. **IUCN, 2023.** The IUCN Red List of Threatened Species. Version 2022-2. <https://www.iucnredlist.org> (consulté le 17/03/2023)
59. **LANNELUC, 2008.** male d'autruche [en ligne].(modifier le 19/12/2016) Disponible sur : <https://www.oiseaux.net/oiseaux/autruche.d.afrique.htm> l (consulté le 12/02/2023)
60. **LOPEZ,2022.** Animaux d'Amazonie [en ligne] Disponible sur : <https://www.projetecolo.com/animaux-d-amazonie-799.html> (consulté le 13/02/2023)
61. **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)
62. **MARIE DEBILLIERS. (08/10/2021).** Classification des oiseaux - Définition et photos. Disponible sur : <https://www.projetecolo.com/classification-des-oiseaux-definition-et-photos-344.html> (consulté le 12/05/2023)
63. **PERRIN,2018.** Male d'émeu [en ligne].(modifier le 21/08/2005) Disponible sur : <https://www.oiseaux.net/oiseaux/emeu.d.australie.html> (consulté le 12/02/2023)
64. **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> (consulté le 12/4/2023)
65. **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> (consulté le 3/4/2023)

ANNEXES

ANNEXE I

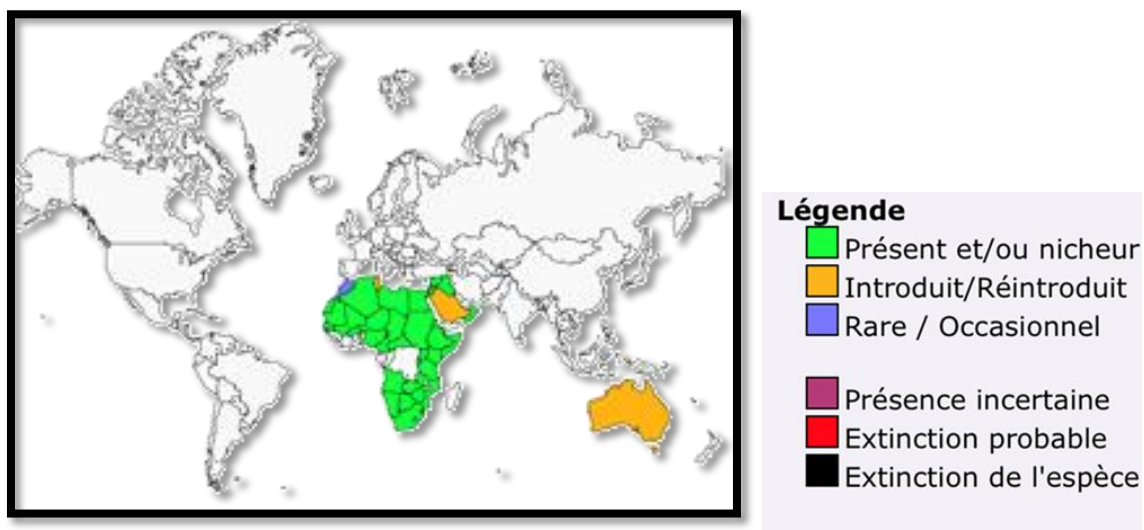


Figure 1 : Carte de distribution de l’Atruche dans le monde (Avibase,2023)

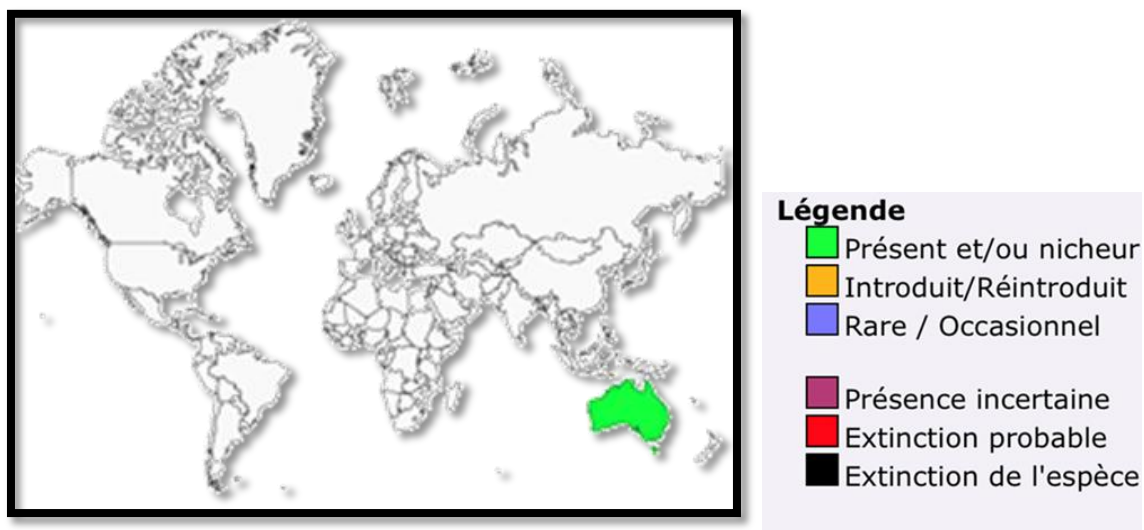


Figure 2 : Carte de distribution de l’Emeu d’Australie (Avibase,2023)

ANNEXE I (suite)

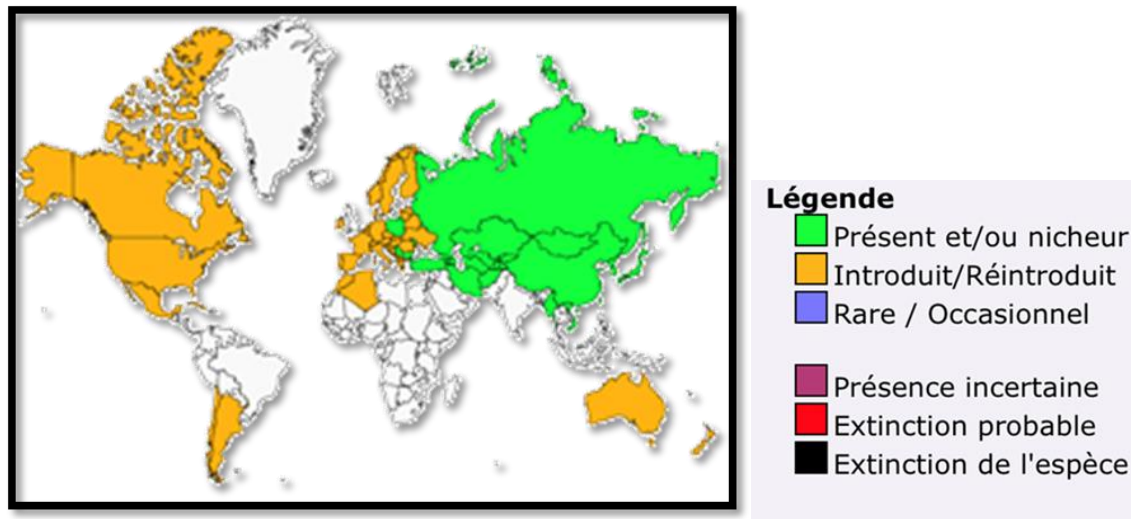


Figure 3 : Carte de distribution de faisan Colchide dans le monde (Avibase,2023)

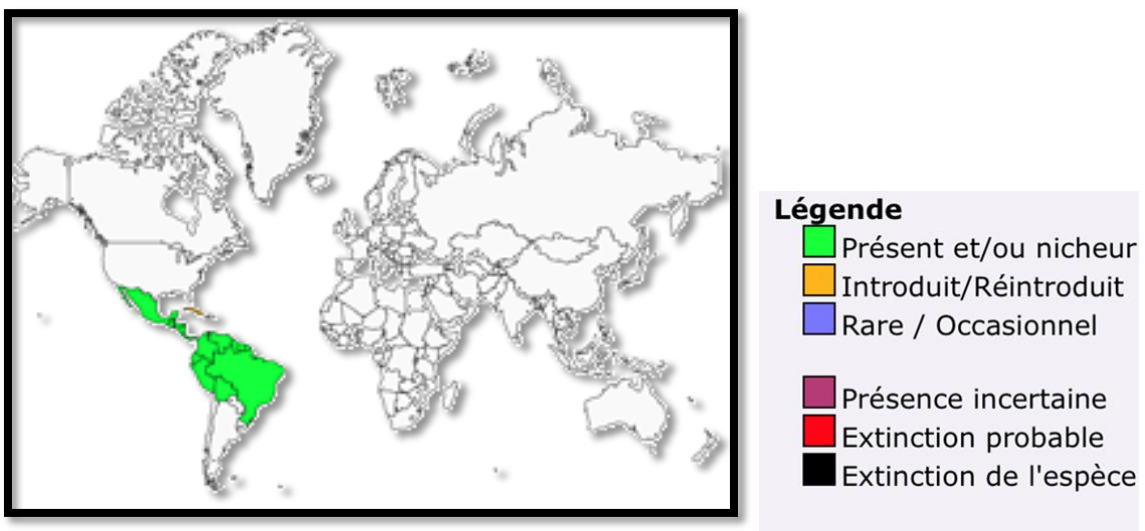


Figure 4 : Carte de distribution de *Ara Macao* dans le monde (Avibase,2023)

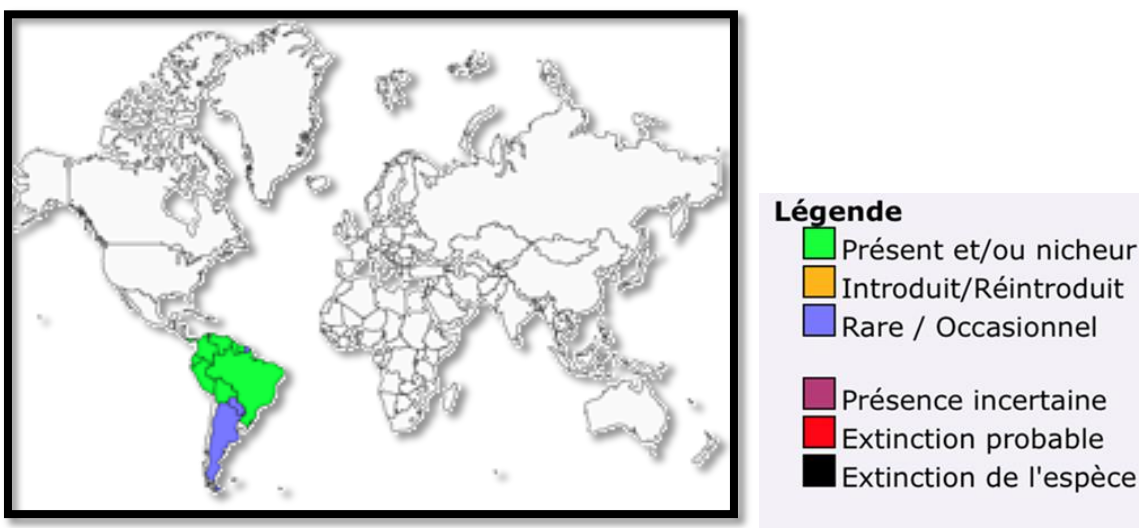


Figure 5 : carte de distribution d'*Ara ararauna* dans le monde (Avibase,2023)

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 2 : Principaux anthelminthiques utilisables dans les helminthoses digestives des oiseaux (Bussiéras, 1995).

	Principales Indications	Posologie	Dur�e du traitement	Observation
L�vamisole	Capillariid�s Ascaridia Heterakis	20 – 25 mg\kg	1 Fois	Soluble dans l’eau
	Amidostomum (oie)	50 mg\kg	1 Fois	
M�bendazole	Ascaridia Heterakis	10 mg\kg\j	3 j	Prudence chez Columbiformes et Psittaciformes (5 mg\kg, 1 fois)
	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 fois 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	Raillietina cesticillus
Pip�razine (hydrate)	Ascaridia	2 g\l d’eau de boisson	8 j	
Niclosamide	Cestodes	150- 200 mg\kg	1 fois	
	Tr�matodes	Au moins 500 mg\kg		
Praziquantel	Cestodes Tr�matodes	5 -10 mg\kg	1 fois	Aucune sp�cialit� avicole
Oxyclozanide	Notocotylus (canetons)	15- 30 mg\kg	1 fois	

Résumé

Notre étude vise à identifier les endoparasites intestinaux de quelques espèces d'oiseaux sauvages élevés en captivité au niveau du parc zoologique du jardin d'essai du Hamma Alger. Un total de 105 prélèvements a été effectué durant les huit mois de la période d'étude (Octobre 2022 à Mai 2023), ces derniers ont été analysés par la technique de flottaison.

Un taux d'infestation de 2,86% a été révélé dans cette étude, Deux espèces d'endoparasites ont été identifiées représentés par *Eimeria* spp. et un œuf de nématode non identifié chez le poulet avec un taux d'infestation de 9,52% et le perroquet (3,7%) respectivement. Chez le faisan et les ratites, les résultats sont négatifs.

Mots clés : endoparasites, taux d'infestation, parc zoologique du Hamma, perroquet, émeu, autruche, poulet, faisan.

ملخص

تهدف دراستنا إلى التعرف على الطفيليات المعوية الداخلية لبعض أنواع الطيور البرية المرباة في الأسر في حديقة الحيوانات في حديقة اختبار الحامة بالجزائر العاصمة. تم أخذ ما مجموعه 105 عينة خلال ثمانية أشهر من فترة الدراسة (أكتوبر 2022 إلى مايو 2023)، تم تحليلها بتقنية التعويم.

تم الكشف عن معدل إصابة 2.86% في هذه الدراسة، تم التعرف على نوعين من الطفيليات الداخلية تتمثل في إيميريا وبيض نيماتودا غير معروف في الدجاج بمعدل إصابة 9.52% والبيبغاء (3.7%) على التوالي. في الدراج والنعاميات، النتائج سلبية.

الكلمات المفتاحية: طفيليات داخلية -نسبة الإصابة -حديقة الحامة -الببغاء -إيمو - النعامة - الدجاج - الدراج.

Abstract

Our study aims to identify the intestinal endoparasites of some species of wild birds bred in captivity at the zoological park of the Hamma Algiers test garden. A total of 105 samples were taken during the eight months of the study period (October 2022 to May 2023), these were analyzed by the flotation technique.

An infestation rate of 2.86% was revealed in this study, two species of endoparasites were identified represented by *Eimeria* spp. and an unidentified nematode egg in chicken with an infestation rate of 9.52% and the parrot (3.7%) respectively. In pheasant and ratites, the results are negative.

Keywords: endoparasites, infestation rate, the zoological park of the Hamma, parrot, emu, ostrish, chicken, pheasant.