



Institut des Sciences
Vétérinaires- Blida



Université Saad
Dahlab-Blida 1-

Projet de fin d'études en vue de l'obtention du
Diplôme de Docteur Vétérinaire

Le parasitisme chez les oiseaux de cages et de volières en Algérie

Présenté par

Zennadi Manel

Soutenu le 7/7/2025

Devant le jury :

Président :	MANSEUR Hemza	MCA	ISV- Blida 1
Examinatrice :	BOUGUESSA Amel	MAA	ISV- Blida 1
Promoteur :	ZIAM Hocine	Professeur	ISV- Blida 1

Année : 2024-2025

Remerciements

Je veux en premier lieu, remercier ALLAH de m'avoir aidé à arriver là où je suis.

Je tiens à adresser toute ma gratitude à mon promoteur Pr. Ziam Hocine pour sa confiance, sa disponibilité, surtout ses judicieux conseils et la qualité de son encadrement.

Mes remerciements s'adressent à Monsieur Manseur Hemza de faire partie en qualité de président de jury et Madame Bouguessa Amal d'avoir accepté d'examiner ma mémoire de fin d'étude.

Je veux remercier également la directrice du Laboratoire Central Vétérinaire Madame Amani Amel pour m'avoir accueilli chaleureusement, les responsables du service de parasitologie Docteur Satour Djamila et Docteur Berrayahe Hakima, merci pour m'avoir donné la permission de pratiquer au sein du laboratoire, me donner l'opportunité d'appliquer mes recherches et d'avoir m'aidé enrichir mes connaissances en partageant avec moi votre honorable expérience.

Merci à monsieur Khataoui Said le directeur du Centre cynégétique de Zeralda pour l'accueil chaleureux et pour me permettre de collecter mes prélèvements

Mes remerciements à docteur Dahmani Abla et madame Larinouna Fatiha également pour m'avoir guidé au sein du centre.

Un grand remerciement à mes parents car sans eux, je ne serai jamais là où je suis.

Enfin, je remercie tout le corps d'enseignements qui ont participé à notre formation et tous ceux qui d'une façon ou d'une autre, ont apporté un plus à l'accomplissement de ce mémoire.

Dédicace

Au fil de ces pages, se dessinent les empreintes de ceux qui m'ont accompagné, soutenu et inspiré. À travers ces lignes, je souhaite rendre hommage à chacun d'entre vous, avec tout l'amour et la gratitude que mon cœur peut contenir.

Je dédie cet humble travail à tous ceux qui me sont chers :

À mes parents, les gardiens de mes rêves et artisans de mes succès, merci pour votre amour inconditionnel, votre patience, vos sacrifices et vos encouragements constants. Vous m'aviez donné la force d'atteindre mes objectifs et de surmonter les obstacles. Vous avez été mes piliers, mes guides, et sans vous, je n'aurais jamais pu atteindre ce point.

À ma sœur Malak, complice de mes joies, merci pour ta présence chaleureuse et réconfortante, merci pour être les bras tendres qui m'ont relevé lorsque j'étais à terre, et la lumière dans les moments sombres.

À ma chère Maria Belazzoug, merci pour ton aide et ta présence amusante, tu es plus jeune que moi mais j'ai beaucoup appris de toi. Je suis ravie de t'avoir comme copine, voisine et consœur.

À mes amis, les personnes qui m'ont fait comprendre la vraie définition de l'amitié sincère et désintéressée, chaque éclat de rire partagé, chaque larme versée ensemble a tissé entre nous des liens indéfectibles. Merci pour votre écoute et compréhension, et je suis honoré de vous avoir à mes côtés.

À mes mentors et enseignants, merci pour vos conseils avisés et votre sagesse. Merci pour vos efforts et pour être une source de motivation immense.

À toute ma famille, mes camarades et tous ceux qui m'ont aidé d'une manière ou d'une autre, prié pour moi ou juste simplement cru en moi, même dans les moments où je doutais de moi-même, je remercie du fond du cœur toute personne qui m'a montré des gestes de gentillesse, des mots de soutien ou des sourires chaleureux.

- Manel

RESUME

Comme pour les mammifères, le parasitisme est l'un des problèmes de santé les plus courants affectant le bien-être des oiseaux élevés en cages et en volières. Une enquête par questionnaire a été menée auprès de 58 vétérinaires algériens. Parallèlement, 81 échantillons de fèces ont été prélevés dans des animaleries commerciales et au centre de chasse de Zéralda. Les fèces ont été traitées par la méthode Willis (solution saturée de chlorure de sodium d'une densité de 1,20 g/cm³) pour détecter les parasites digestifs. La méthode de sporulation a été utilisée pour l'identification morphologique des oocystes d'*Eimeria* spp. Les vétérinaires signalent que les cas cliniques les plus fréquents chez les oiseaux sont dus à des endoparasites (coccidiose) avec un pourcentage de 33% et à des ectoparasites (gale, poux) avec les pourcentages 43% et 24% respectivement. Ces observations ont été confirmées par nos visites dans des animaleries vendant des oiseaux de cage et de volière dont les principaux symptômes sont la diarrhée, les démangeaisons, le grattage, la perte de plumes, la léthargie et les flatulences. Les tests de flottaison ont révélé que nos oiseaux étaient infectés par des parasites multiples. *Eimeria* spp. a été diagnostiqué avec une prévalence de 51,8%, suivi par *Ascaridia* spp. 22,2%, *Capillaria* spp. 14,8%, *Syngamus trachea* 3,7% et *Heterakis gallinarum* 1,2%. Nos résultats montrent que les oiseaux de cage et de volière hébergent des plusieurs espèces parasites malgré un état cliniquement sains. Il est important d'attirer l'attention des propriétaires d'oiseaux et sensibiliser les éleveurs sur les pertes économiques qui peuvent être provoquées par ces parasites et la nécessité d'instaurer un suivi médical régulier.

Mots clé : endoparasites, ectoparasites, coprologie, oiseaux de cages et oiseaux de volières

ملخص

كما هو الحال لدى الثدييات، يُعد الطفيليات من بين المشكلات الصحية الأكثر شيوعًا التي تؤثر على صحة طيور الأقفاص. تم إجراء دراسة استقصائية باستخدام استبيان شملت 58 طبيبًا بيطريًا ممارسًا في الجزائر. في الوقت ذاته، تم جمع 81 عينة من فضلات الطيور من محلات بيع الحيوانات ذات الطابع التجاري ومن المركز السينيغيتيكي بزرالدة. تمت معالجة الفضلات باستخدام تقنية "ويليس" (محلول مشبع بـكلوريد الصوديوم بكثافة نوعية 1.20) للكشف عن الطفيليات الهضمية. كما تم تطبيق تقنية تحفيز تبوُّغ الكوكسيديا لتحديد الأكياس البيضوية لجنس إيميريا من الناحية المورفولوجية. أفاد الأطباء البيطريون بأن أكثر الحالات السريرية شيوعًا التي تُعرض لديهم في الطيور تعود إلى الطفيليات الداخلية (الكوكسيديا) بنسبة 33٪ والطفيليات الخارجية (الجرب والقمل) بنسبة 43٪ و 24٪. وقد تم تأكيد هذه الملاحظات من خلال زيارتنا الميدانية إلى محلات بيع طيور الزينة، حيث كانت الأعراض الرئيسية الملحوظة تشمل: الإسهال، الحكة، الحك، تساقط الريش، الخمول، وانتفاخ البطن. أظهرت نتائج اختبار الـكبرولوجيا أن طيورنا كانت مصابة بأنواع عديدة من الطفيليات، من أبرزها: الإيميريا بنسبة انتشار 51,8٪ الاسكاريديا بنسبة 22,2٪ الكابيلاريا بنسبة 14,8٪ سينغاموس تراشيا بنسبة 3,7٪ وهيتيراكيس غاليناروم بنسبة 1,2٪ تُظهر نتائج هذه الدراسة أن طيور الأقفاص وال يمكن أن تؤوي أنواعًا متعددة من الطفيليات، حتى وإن بدت سريريًا سليمة. لذلك، من الضروري لفت انتباه مربي الطيور حول مخاطر الطفيليات و الخسائر المادية التي يمكن أن تؤدي إليها، وضرورة اعتماد متابعة طبية منتظمة لضمان صحة هذه الطيور ورفاهيتها.

الكلمات المفتاحية: الطفيليات الداخلية، الطفيليات الخارجية، كوبرولوجيا، طيور الأقفاص والطيور الداجنة

Abstract

As in mammals, parasitism is one of the most common health problems affecting the welfare of birds kept in cages and aviaries. A questionnaire survey was conducted among 58 Algerian veterinarians. At the same time, 81 faecal samples were taken from commercial pet shops and the Zéralda hunting centre. The faeces were treated with the Willis method (saturated sodium chloride solution with a density of 1.20 g/cm³) to detect digestive parasites. The sporulation method was used for morphological identification of *Eimeria* spp. oocysts. Veterinarians report that the most common clinical cases in birds are due to endoparasites (coccidiosis) with a percentage of 33% and ectoparasites (scabies, lice) with the percentages of 43% and 24%. These observations were confirmed by our visits to pet shops selling cage and aviary birds whose main symptoms are diarrhoea, itching, scratching, feather loss, lethargy and flatulence. Flotation tests revealed that our birds were infected with several parasite species. *Eimeria* spp. were diagnosed with a prevalence of 51.8%, followed by *Ascaridia* spp. 22.2%, *Capillaria* spp. 14.8%, *Syngamus trachea* 3.7% and *Heterakis gallinarum* 1.2%. Our results show that birds in cages and aviaries harbour several parasite species despite being clinically healthy. It is therefore important to sensitise bird owners to the risks of these parasites, the economic losses that they can cause, and the need for regular veterinary checks to ensure the health and welfare of birds.

Keywords: Internal parasites, external parasites, coprology, caged and aviary birds

SOMMAIRE

Remerciements.....	
Dédicaces.....	
Resumé.....	
INTRODUCTION	1
<u>PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE</u>	
CHAPITRE I : Endoparasites	3
I. a. Protozoaires	3
I.a.1. Coccidies.....	3
I.a.2. Trichomonas.....	6
I.a.3. Giardia.....	8
I.a.4 Cryptosporidies.....	9
I.b. Helminthes.....	10
I.b.1. Nématodes.....	10
I.b.1.1. Capillaria.....	10
I.b.1.2. <i>Heterakis gallinarum</i>	12
I.b.1.3. Ascaris.....	13
I.b.2. Cestodes.....	14
I.b.3. Trematodes.....	15
CHAPITRE II : Ectoparasites.....	16
II.a. Puces.....	16
II.b. Poux.....	16
II.b.1. <i>Menacanthus spp.</i>	17
II.b.2. <i>Lipeurus spp.</i>	17
II.b.3. <i>Columbicola spp.</i>	18
II.c. Acariens.....	18
II.c.1. Acariens des plumes.....	18
II.c.1.1. <i>Dermanyssus galinea</i>	18
II.c.1.2. <i>Orthonyssus sylvarium</i>	20
II.c.2. Acariens de pattes.....	21
II.c.2.1. <i>Knemidocoptes pilae</i>	21
II.c.2.2. <i>Knemidocoptes gallinae</i>	22
CHAPITRE III : Méthodes préventives.....	22
III.1. Vaccination.....	22
III.2. Hygiène.....	23
<u>PARTIE EXPERIMENTALE:</u>	
CHAPITRE I: Matériel et méthode	24
I.1. Objet et région de l'étude.....	24
I.2. Animaux d'études	24
I.2.1 Les oiseaux de volières.....	24

I.2.2. Les oiseaux de cages.....	25
I.2.3. Alimentation.....	26
I.3. Matériel	27
I.4. Méthodes.....	27
I.4.2. Collecte et conservation des fientes	27
I.4.3. Collecte et conservation des ectoparasites.....	27
I.4.4. Identification des endoparasites au laboratoire.....	28
A. Technique enrichissement par flottaison.....	29
B. Technique de sporulation des coccidies.....	30
I.5. Exploitation des données par les indices parasitaires	31
II.5.1. La prévalence.....	31
CHAPITRE II : Résultats et discussion	32
II.1 Résultats de l'enquête	32
II.2. Résultats de l'étude clinique des oiseaux.	34
II.3. Résultats des endoparasites retrouvés.....	37
II.4. Prévalences des différents parasites chez les oiseaux.....	40
II.5. Discussion globale.....	41
CONCLUSION	43
Recommandations.....	44
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	45

LISTE DES TABLEAUX

Tableau (1) : Quelques espèces de Capillaria et leur hôtes et localisations	11
Tableau (2) : Quelques cestodes hébergeant l'intestin des oiseaux	15
Tableau (3) : Quelques trématodes hébergeant l'intestin, le caecum, le rectum, le cloaque et l'appareil vésiculaire des oiseaux	15
Tableau (4) : Nombre d'oiseaux de volière prélevés au niveau du centre cynégétique de Zéralda	24
Tableau (5) : Nombre d'oiseaux de cages prélevés par élevage.	25
Tableau (6) : Matériel utilisé durant la période d'expérimentation	27
Tableau (7) : Certaines parasitoses chez les oiseaux examinés	36
Tableau (8) : Prévalences parasitaires chez les oiseaux de cages et de volières	40
Tableau (9) : Prévalences parasitaires chez les espèces hôtes examinés	41

LISTE DES FIGURES

Figure (1) : Oocystes sporulés d' <i>Eimeria spp.</i> de poulets fermiers	4
Figure (2) : Le cycle évolutif d' <i>Eimeria spp.</i>	5
Figure (3) : <i>Trichomonas gallinae</i> chez un pigeon	6
Figure (4) : Symptômes oculaires de trichomonose chez le canari	7
Figure (5) : Lésions buccales chez un pigeon	7
Figure (6) : Kyste de <i>Giardia psittaci</i> chez une perruche ondulée	8
Figure (7) : Oocystes de cryptosporidies au grossissement x400	9
Figure (8) : Morphologie générale d'un nématode	10
Figure (9) : Œufs de <i>Capillaria</i> chez une poule	11
Figure (10) : <i>Heterakis gallinarum</i>	12
Figure (11) : Ascaride au cours d'une dissection	13
Figure (12) : Schéma des organes internes des cestodes	14
Figure (13) : Coupe longitudinale d'un trématode	15
Figure (14) : <i>Ceratophyllus gallinae</i> à l'œil nue	15
Figure (15) : <i>Menacanthus spp.</i> sous microscope	17
Figure (16) : <i>Lipeurus spp.</i>	18
Figure (17) : <i>Columbicola spp.</i>	18
Figure (18) : <i>Dermanyssus gallinae</i> identifié sous microscope	19
Figure (19) : <i>Dermanyssus gallinae</i> visible à l'œil nue	19
Figure (20) : <i>Ornithonyssus sylvarium</i> sous microscope	20
Figure (21) : <i>Knemidocoptes pilae</i> observé sous microscope	22
Figure (22) : <i>Perdrix choukar</i> et <i>Perdrix chouka</i>	25
Figure (23) : Faisans mâles et femelles	25
Figure (24) : L'aliment de base chez les oiseaux du centre cynégétique	26
Figure (25) : L'alimentation des oiseaux de cages	26
Figure (26) : Collecte de fientes fraîches et leur conservation à froid	27
Figure (27) : Recherche des ectoparasites	28
Figure (28) : Étapes de la technique de flottaison	29
Figure (29) : Étapes de la technique de sporulation des coccidies	31
Figure (30) : Races des oiseaux les plus reçus en consultation	32
Figure (31) : Motifs de consultation les plus fréquents en clinique	32
Figure (32) : Diagnostics les plus effectués selon les signes cliniques	33
Figure (33) : Parasites les plus trouvés par les vétérinaires	34
Figure (34) : Facteurs de risque affectant le bien être des oiseaux	34
Figure (35) : Diarrhée verdâtre chez un perruche	35
Figure (36) : Chute de plumes chez un chardonneret	35
Figure (37) : Ballonnement et léthargie chez un chardonneret	35
Figure (38) : Hépatite chez un chardonneret	36
Figure (39) : Ventre rouge et distendu chez un chardonneret	36

Figure (40) : Oocystes non sporulés d' <i>Eimeria spp.</i>	37
Figure (41) : Oocystes sporulés d' <i>Eimeria spp.</i>	38
Figure (42) : <i>Syngamus trachea</i> chez les faisans	38
Figure (43) : <i>Capillaria spp.</i> sous microscope	39
Figure (44) : <i>Ascaridia spp.</i> sous microscope	39
Figure (45) : <i>Capillaria spp.</i> , <i>Eimeria spp.</i> , et <i>Heterakis gallinarum</i> sous microscope	40
Figure (46) : Antiparasitaires disponibles et vendus par une animalerie	42

LISTE DES ABRÉVIATIONS

HI : hôte intermédiaire

mm : millimètres

µm : micromètres

NaCl : chlorure de sodium

ml : millilitres

g : grammes

P : prévalence parasitaire

Nb : nombre

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

Introduction

En Algérie, les oiseaux de cages et de volières occupent une place particulière dans la culture et le quotidien des amateurs d'ornithologie et des passionnés d'animaux de compagnie. Ces oiseaux, souvent élevés pour leur beauté, leur chant mélodieux et leur comportement sociable, sont présents dans de nombreux foyers et espaces publics.

L'Algérie abrite une diversité remarquable d'oiseaux de cages et de volières, allant des espèces locales aux exotiques importées. Parmi les plus populaires oiseaux de cages, on trouve : les canaris (*Serinus canaria*), les perroquets (*psittaciformes*), les chardonnerets (*Carduelis carduelis*), les perruches (*Melopsittacus undulatus*), et les inséparables (*Agapornis reoselcollis*) (Pyle, 2022). Différemment, les oiseaux de volières comme les faisans, les colombes, les gallinacés et les canards vivent dans des endroits plus vastes (Jobling, 2010).

Ces animaux de compagnie prennent une place de plus en plus importante dans la vie de l'homme ; ils sont vulnérables à plusieurs parasites internes et externes ; qui peuvent entraîner de fortes morbidités et mortalités des espèces rares et précieuses en absence de traitement. Ce qui nécessite une surveillance constante dans le monde d'élevage des oiseaux (Barnes, 1986).

Comme il est important d'identifier et de contrôler les espèces parasitaires capables de produire des maladies chez les oiseaux de cages et de volières, il existe un besoin évident d'études parasitologiques sur les espèces aviaires. Cependant, bien qu'il existe un grand nombre de publications sur la médecine aviaire, y compris sur les maladies parasitaires, peu d'informations ont été recueillies sur l'épidémiologie des parasites chez les oiseaux d'élevage (Altman et al., 1997 ; Olsen et al., 2000).

Pour cela, le présent travail s'intéresse aux oiseaux de cages dont le but est d'identifier les endoparasites à partir de matière fécale et les ectoparasites vivant sur le corps de ces espèces, afin de pouvoir évaluer un possible risque de contamination d'homme.

Dans le cadre cette étude, on a adopté un plan composé de deux parties dont la première partie présente une revue bibliographique contenant trois chapitres : les différents endoparasites et ectoparasites fréquemment hébergés par les oiseaux de cages et de volières, les parasitoses qu'ils provoquent ainsi que les méthodes de prévention contre les maladies parasitaires.

La deuxième partie (partie expérimentale), est subdivisée en deux chapitres, le premier chapitre regroupe Le matériel utilisé et les méthodes adoptées sur terrain et au laboratoire, le deuxième chapitre représente les résultats obtenus et leur discussion. Enfin, une conclusion accompagnée de perspectives clôture le présent travail.

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE:

CHAPITRE I: Les endoparasites

I.a. Protozoaires : Ce sont des êtres vivants de nature animale, unicellulaire, dépourvus de chlorophylle et hétérotrophes (Ziam, 2018).

I.a.1 Coccidies :

Les coccidies sont parmi les parasites les plus répandues chez les oiseaux d'élevages surtout la volaille ; Elles provoquent une gastro-entérite parasitaire responsable de grandes pertes économiques et des problèmes de santé. Ils existent plusieurs espèces de coccidies du genre *Eimeria* notamment *E. tenella*, *E. acervulina*, *E. brunetti* et *E. maxima* (Alsabahy & Shaikh, 2024).

De nouvelles espèces ont été identifiées comme *E. anatis* chez le canard, *E. chapmani* chez des perdrix chukar (Berto et al., 2022 ; Rotolo et al., 2023), *E. labbeana*, *E. columbarum* et *E. columba* ont été trouvées chez les pigeons (Balicka-Ramisz & Pilarczyk, 2014).

Ce sont des organismes unicellulaires appartenant au groupe des apicomplexés, classe des sporozoasidea, l'ordre des Eucoccidiorida, sous ordre des Eimerina, Famille des Eimeriidae (Schneider, 1875).

Morphologie du genre *Eimeria* :

Les oocystes des *Eimeria* possèdent plusieurs formes morphologiques variables, allant de la forme circulaire à la forme ellipsoïde, en fonction des espèces. L'oocyste est composé d'une paroi cellulaire multicouche qui les rend très résistants aux pressions environnementales. Il existe deux formes d'oocystes : les oocystes sporulés ou tardifs et les oocystes non sporulés ou précoces. Un hôte infecté excrète des oocystes dans l'environnement sous leur forme non sporulée. Ces dernières vont subir la sporulation pour la production de sporozoïtes forme infectante pour les volières. Les *Eimeria* renferment 4 sporocystes avec chacun 2 sporozoïtes. Quelques exemples de différences morphologiques des oocystes sporulés d'*Eimeria* : *E. tenella* : elle diffère selon l'espèce, car *E. tenella* a une forme ovale à large, environ 21µm de long et 17µm de large avec une paroi à double couche et absence de micropyle et présence d'un granule polaire proéminent à l'extrémité antérieure. *E. maxima* : Elle a les mêmes caractéristiques mais elle est plus grande, cependant *E. acervulina* est de forme ellipsoïde (Mohammed et al., 2023) (Fig.1).

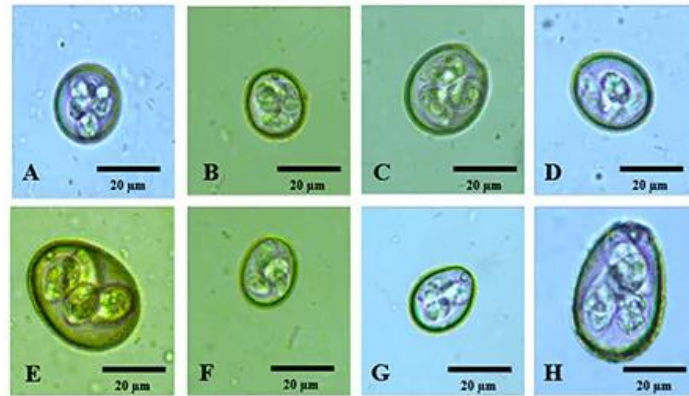


Figure (1) : Photomicrographies d'oocystes sporulés d'*Eimeria* spp. de poulets fermiers x400
(Juliana et *al.*, 2022)

(A) *Eimeria necatrix* ; (B) *Eimeria mitis* ; (C) *Eimeria mevati* ; (D) *Eimeria tenella* ; (E) *Eimeria brunetti* ; (F) *Eimeria acervulina* ; (G) *Eimeria praecox* ; (H) *Eimeria maxima*

Cycle biologique :

Les parasites de la famille des Eimeriidae ont un cycle biologique monoxène car la schizogonie et la gamétogonie se déroulent chez le même hôte et il n'y a pas d'hôte intermédiaire ou HI facultatif permettant la survie des sporozoïtes sans prolifération. Tous les stades du cycle évolutif se déroulent à l'intérieur des cellules intestinales de l'hôte (cycle intracellulaire, Fig.2). Après ingestion des oocystes sporulés, ces derniers sous l'effet des sucs gastriques, les sporozoïtes sont libérés dans la lumière intestinale. Les sporozoïtes pénètrent dans les entérocytes et se transforment en schizogonie qui après maturation, libère les schizontes, qui infectent d'autres entérocytes pour une nouvelle génération de schizogonie où ils initient la gamétogonie après évolution en gamètes mâle (microgamètes) et femelle (macrogamètes). L'union des micro et macrogamètes donne naissance aux zygotes qui sont les oocystes. Ces derniers sont éliminés en dehors de l'hôte par les fientes (Ziam, 2018, Knight et *al.*, 2018). Dans le milieu extérieur, les oocystes vont subir la sporulation qui nécessite des conditions environnementales favorables comme l'humidité et la température appropriées (Alana et *al.*, 2020).

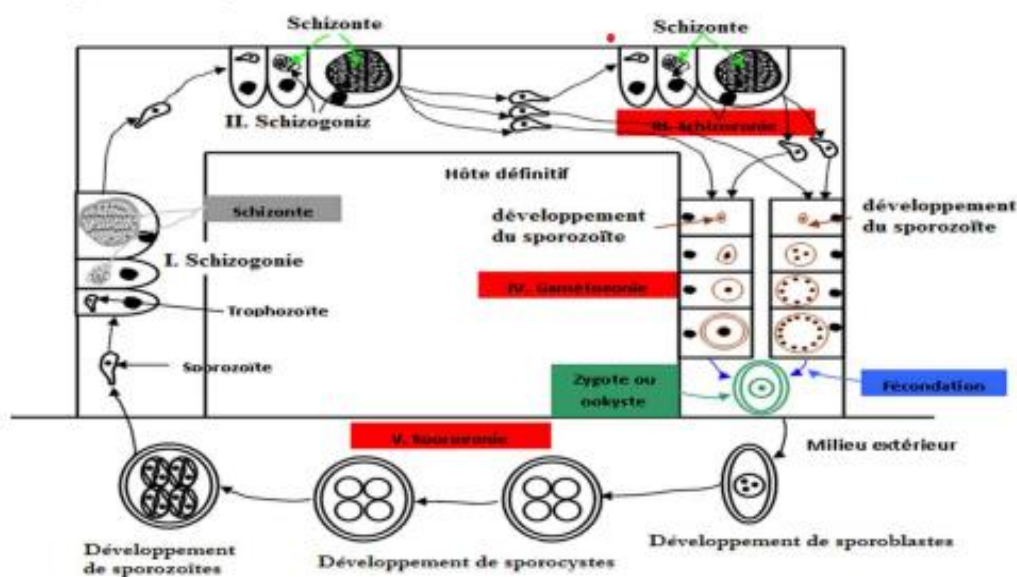


Figure (2) : Cycle évolutif d'*Eimeria*.spp. (Ziam, 2018)

Les symptômes de coccidiose : Les oiseaux infectés présentent souvent une diarrhée, parfois avec du sang ou de la glaire, une diminution significative de l'appétit entraîne un amaigrissement rapide, malgré une perte d'appétit, les oiseaux peuvent boire beaucoup d'eau. Les oiseaux deviennent faibles et perdent leur vitalité, leur plumage peut apparaître ébouriffé ou ternir en raison des pertes en soufre, élément essentiel au maintien de la vitalité du plumage (Nguyen et *al*, 2023).

Complications : Un filet de bave peut être visible au coin du bec des oiseaux infectés, et des inflammations intestinales et saignements internes peuvent survenir en raison du développement des parasites dans l'intestin. En cas de forme aiguë, les symptômes sont plus sévères et peuvent inclure des convulsions avant le décès si le traitement n'est pas administré rapidement (Nguyen et *al*, 2023).

Traitement : Les traitements les plus efficaces contre la coccidiose chez les oiseaux incluent l'utilisation d'anticoccidiens tels que les sulfamides ; la sulfadimérazine, les dérivés de la pyrimidine Associés à des sulfamides pour empêcher l'utilisation de l'acide folique par les parasites, et enfin la toltrazuril (Baycox) Utilisé dans l'eau de boisson pour son action sur plusieurs stades du cycle parasitaire (Ahmad et *al*, 2023).

I.a.2. Trichomonas :

Trichomonas gallinae est un protozoaire flagellé commensale de la partie supérieure du tube digestif des oiseaux. Il entraîne une maladie parasitaire appelée la trichomonose. Cette maladie affecte principalement les pigeons et les oiseaux de proie, mais peut aussi toucher d'autres oiseaux de cage et de volière comme les canaris (Tuska-Szalay, 2022). *T. gallinae* se caractérise par sa structure flagellée, qui facilite sa mobilité (Fig.3). Il se localise dans les parties supérieures du tube digestif des oiseaux sans jamais aller au-delà du gésier. Cependant des localisations erratiques, foie, poumons, cerveau, cœur, sinus orbital, ont été signalées (Girard et *al.*, 2014).

Des études morphologiques ont montré que *T. gallinae* est de plus grande taille que les autres espèces de trichomonadidae, avec des flagelles distincts et une projection de l'axostyle (Martínez-Díaz et *al.*, 2015).

Les analyses génétiques et morphologiques ont joué un rôle crucial dans la distinction entre *T. gallinae* et d'autres espèces similaires de Trichomonadidae, telles que *Trichomonas stableri* et *Trichomonas gypaetini*, qui ont été identifiées chez différents hôtes aviaires (Girard et *al.*, 2014, Martínez-Díaz et *al.*, 2015).

Bien que *T. gallinae* soit un agent pathogène important chez les espèces aviaires, il est important de noter que les infections à Trichomonas n'entraînent pas toutes une maladie clinique. Certains oiseaux peuvent être porteurs du parasite de façon asymptomatique, et la diversité génétique des souches de *T. gallinae* suggère une pathogénicité et une spécificité d'hôte variables (Tuska-Szalay et *al.*, 2022).

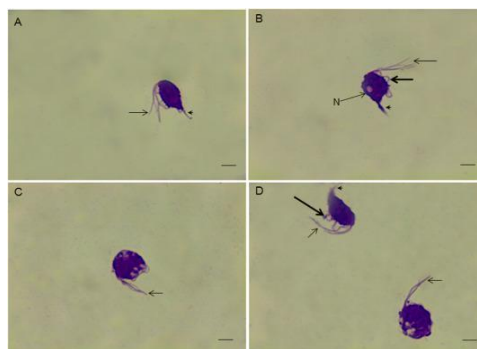


Figure (3) : *Trichomonas gallinae* chez un pigeon (El khatam et al, 2016)

Cycle biologique : contrairement à d'autres protozoaires, *Trichomonas gallinae* ne forme pas de kystes résistants dans l'environnement, son cycle de vie est direct, impliquant uniquement un stade trophozoïte, qui est la forme active, nourrissante et reproductrice du parasite (Dirren et *al.*, 2021). La transmission se produit principalement par contact direct,

par exemple en cas d'alimentation provenant de la même source ou d'oiseaux parents nourrissant leurs petits, la salive, ainsi que par des sources d'eau contaminées, ou lors des comportements sociaux comme les bécottements (Dirren et *al.*, 2021).

Une fois ingérés, les trophozoïtes se multiplient par fission binaire (division asexuée) dans la cavité buccale, le pharynx, l'œsophage, et parfois dans le proventricule (première partie de l'estomac des oiseaux). Le parasite peut tuer les cellules hôtes par un processus appelé trogocytose, au cours duquel il ingère des fragments de cellules hôtes, un mécanisme récemment élucidé (Xiang et *al.*, 2023). Les trophozoïtes sont relativement fragiles en dehors de l'hôte et ne survivent pas longtemps (Dirren et *al.*, 2021).

Symptômes : On observe comme symptômes une atteinte oculaire (Fig.4), des lésions buccales se présentant comme des Plaques jaunes ou blanches dans la cavité buccale et la gorge (Fig.5), une difficulté à avaler, et à déglutir la salive, fientes liquides, une respiration bruyante et des sécrétions nasales si l'infection se propage aux voies respiratoires (Bernard, 2015).



Figure (4) : Symptômes oculaires de trichomonose chez le canari (Tantart, 2015)



Figure (5) : Lésions buccales chez un pigeon (wingup.com)

Traitement : Le plus idéal est d'administrer les antiparasitaires de la famille des imidazoles tels que le métronidazole (Gómez-Muñoz et *al.*, 2022).

I.a.3. Giardia :

Giardia est un protozoaire flagellé responsable d'une infection parasitaire appelé Giardiose. Deux espèces principales ont été identifiées chez les oiseaux : *Giardia psittaci* et *Giardia ardeae*, affectant principalement le tube digestif et entraînant des troubles gastro intestinaux (Farzin et *al.*, 2023)

Morphologie : *Giardia* suit un cycle de vie complexe impliquant à la fois des trophozoïtes et des kystes. Les kystes de *Giardia* sont ovales (Fig.6) ou en forme de poire, mesurant environ 10 à 20 micromètres de long. Ils possèdent une paroi épaisse qui leur permet de survivre dans l'environnement après avoir été excrétés dans les fientes facilitant ainsi la transmission. Les trophozoïtes sont les formes actives du parasite, en forme de poire et mesure environ 9 à 21 micromètres. Ils possèdent quatre paires de flagelles qui leur permettent de se déplacer (Sevgisunar et *al.*, 2013)

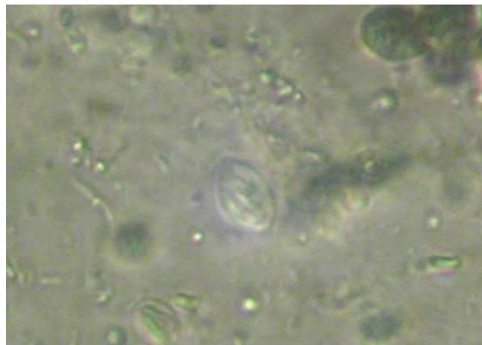


Figure (6) : Kyste de *Giardia psittaci* chez une perruche ondulée (Sevgisunar et *al.*, 2013)

Cycle de vie : Les oiseaux ingèrent des kystes présents dans l'eau ou la nourriture contaminées. Dans l'intestin, les kystes se transforment en trophozoïtes qui se multiplient. Puis les trophozoïtes se transforment à nouveau en kystes qui sont excrétés avec les selles pouvant contaminer l'environnement, infectant d'autres oiseaux (Franco et Romeiro., 2013)

Les symptômes : Les oiseaux souffrants de giardiose présentent des diarrhées, une apathie, diminution progressive de l'appétit et du picage et prurit dans certaines parties du corps (Franco et Romeiro., 2013).

Traitement : Aucun médicament n'a montré une efficacité totale, mais des traitements comme le métronidazole ou le fenbendazole peuvent être prescrits par le vétérinaire. Bien que les infections à *Giardia* chez les oiseaux soient préoccupantes, le risque de transmission

interspécifique reste limité, car des études indiquent que les espèces aviaires de *Giardia* n'infectent pas facilement les hôtes mammifères (Franco et Romeiro, 2013).

I.a.4 Cryptosporidies :

Les cryptosporidies sont des protozoaires responsables de la cryptosporidiose, une maladie importante qui touche les oiseaux en cage. Elles appartiennent au genre *Cryptosporidium*, caractérisé des oocystes de petite taille difficile à distinguer des débris fécaux. Ces oocystes sont résistants aux désinfectants usuels (Helmy & Hafez, 2022).

Les principales espèces affectant les oiseaux sont *C. baileyi*, *C. meleagridis* et *C. avium*, avec une virulence et une spécificité de l'hôte variables (Liao et al., 2021).

Morphologie : les oocystes sporulés sont les principaux stades infectieux, ils sont de petite taille, sphériques et ne peuvent être détectés au microscope dans des échantillons fécaux (El-Ghany, 2022). Il faut traiter les fientes ou les fèces par la coloration de Ziehl Nielsen afin de mettre en évidence les oocystes qui prennent la couleur rouge-rose (Fig.8). La transmission entre les oiseaux se fait par voie fécale-orale ou respiratoire (Sivajothi & Sudhakara Reddy, 2018).

La cryptosporidiose est une zoonose mais les transmissions directes entre oiseaux et l'homme sont moins courantes que celles impliquant d'autres animaux comme les veaux ou les agneaux (Chabbas et al., 2010)

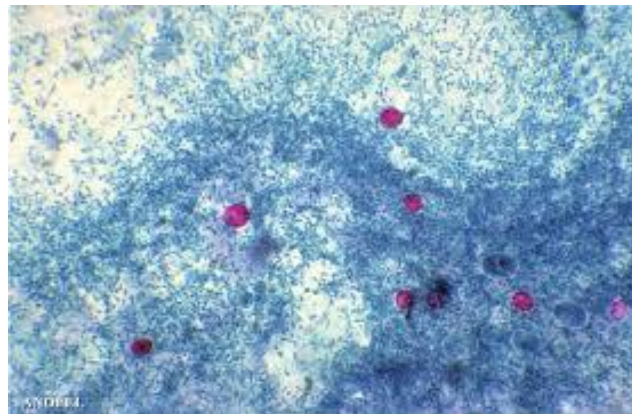


Figure (7) : Oocystes de cryptosporidies colorées par la technique de Ziehl Nielsen (X400) (Guyot, 2012)

Symptômes : Les symptômes de la cryptosporidiose incluent la diarrhée, la somnolence et la détresse respiratoire, les taux de mortalité variant considérablement (Nakamura & Meireles, 2015). Il n'existe pas de traitements spécifiques largement reconnus pour cette maladie. Bien que peu efficaces chez les humains et les oiseaux, des médicaments comme le

nitazoxanide et la paromomycine ont été utilisés dans certains cas chez d'autres espèces. (Checkley et *al.*, 2015)

I.b. Helminthes :

L'infestation par les helminthes responsables d'helminthoses est parmi les volets les plus important en pathologie des oiseaux de cages et de volailles en générale. Ces helminthoses peuvent dues soit aux nématodes (vers ronds) aux cestodes (vers plats segmentés) et les trématodes (vers plats à un seule segments). Les vers adultes de ces parasitent se localisent dans le tube digestif des oiseaux. Les formes larvaires se retrouvent soit dans le milieu extérieur, soit chez des hôtes intermédiaires (Ziam, 2018)

I.b.1. Nématodes:

Ce sont des vers ronds caractérisés par un corps cylindrique non segmenté. Ils sont pourvus d'une cuticule ferme et élastique (Fig. 8) et peuvent ne se contracter ni s'allonger. Ils ont une cavité générale dans laquelle flottent les organes et leur système digestif est complet (Ziam, 2018).

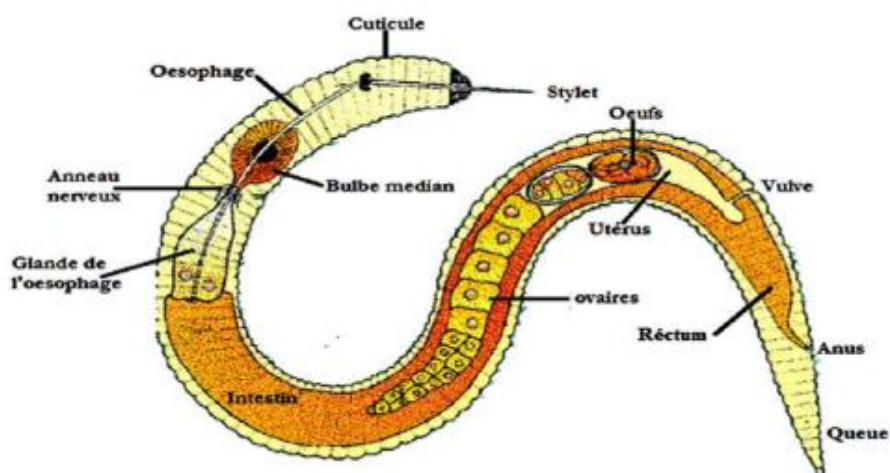


Figure (8): Morphologie générale d'un nématode (dvbiology.org)

I.b.1.1. Capillaria :

Les Capillaria sont des vers fins et allongés caractérisés par leurs trois bandes bacillaires et leurs papilles pré cloacales. Ils infectent principalement les intestins et les caeca des oiseaux, des espèces telles que *Capillaria anatis* et *Baruscapillaria obsignata* en étant des exemples remarquables (Carvalho et *al.*, 2023, Tamaru et *al.*, 2015)

Tableau (1) : Quelques espèces de *Capillaria* et leur hôtes et localisations (Ziam, 2018)

Famille	Genre- espèce	Hôtes	Localisation
<i>Capillaridae</i>	<i>Capillaria obsignata</i>	Poule, faisan, dinde et pigeon	caecum
	<i>Capillaria collaris</i>	poule	caecum
	<i>Capillaria contorta</i>	Poule et faisan	Jabot et œsophages
	<i>Capillaria anatis</i>	Canards	caecum
	<i>Capillaria caudinflata</i>	Pigeon et faisan	Intestin grêle

Morphologie : Les vers de *Capillaria* ont la partie antérieure du corps plus longue et légèrement plus large que la partie œsophagienne, ils sont recouverts d'une épaisse cuticule et ont une forme allongée. Les œufs de capillaire sont en forme de citron (Fig.9) avec des bouchons polaires plats à chaque extrémité (Ziam, 2018).



Figure (9) : Kyste de coccidie non sporulé et œuf de *Capillaria sp.* observés au microscope (400x) lors d'une flottaison fécale de poule (Larrat, 1999).

Le cycle biologique : Il fait suite à l'ingestion d'œufs larvés du parasite, qui peuvent être présents dans l'environnement ou chez les hôtes intermédiaires comme les vers de terre. Après incubation dans les fientes, se développe une larve du stade 1, qui mue en stade 2 puis stade 3 infestant, celle-ci reste dans l'œuf. L'ingestion de l'œuf larvé est suivie d'une éclosion au niveau du tube digestif, la larve quitte l'œuf et pénètrent dans la muqueuse digestive et subie 3 mues successives pour atteindre le stade adulte. En fonction des espèces de *Capillaria*, la larve du stade 4 migrent vers le site de localisation qui peut être l'intestin grêle, le cæcum, le jabot, l'œsophage où elles mûrissent en adultes. Les œufs pondus par les adultes sont ensuite évacués avec les matières fécales, permettant ainsi au cycle de se poursuivre (Barathidasan et *al.*, 2014).

Symptômes : Les oiseaux infectés peuvent présenter des symptômes tels que : la diarrhée, une léthargie, une consommation alimentaire réduite, des hémorragies et nécroses de la muqueuse intestinale (Malik, 2022 ; Barathidasan et *al.*, 2014).

Traitement : comprend généralement des médicaments antihelminthiques, et un dépistage régulier est recommandé pour prévenir les infections sévères (Barathidasan et *al.*, 2014). De nombreux antihelminthiques classiques à large spectre sont efficaces contre les *Capillaria*, par exemple plusieurs benzimidazoles (albendazole, fenbendazole, flubendazole, mebendazole, oxfendazole, etc.), lévamisole et les macrocyclic lactones (e.g. ivermectine). Certains composés à spectre plus étroit sont également efficaces contre ces vers, par exemple les dérivés de la pipérazine et le pyrantel (Parasitipedia, 2025).

I.b.1.2. *Heterakis gallinarum* :

C'est un nématode que l'on trouve couramment dans les caeca des gallinacés, y compris des poulets domestiques. Il mesure entre 4 et 15 mm de longueur (Fig. 10), et appartient à la famille des Heterakidae. Bien qu'il cause généralement une pathologie bénigne, il joue un rôle important dans l'industrie de la volaille en raison de son rôle de vecteur du protozoaire *Histomonas meleagridis*, responsable de la maladie de la tête noire (Cupo et Beckstead, 2019).



Figure (10) : *Heterakis gallinarum* (Drew, 2018)

Cycle évolutif : Le cycle de vie de *H. gallinarum* est direct, ne nécessitant pas d'hôte intermédiaire, et il est fréquent dans les environnements à forte densité de volailles (Cupo et Beckstead, 2019). Les animaux infestés rejettent les œufs dans les matières fécales. Ces œufs se développent en larves L2 infectieuses en environ 7 à 70 jours, selon l'humidité et la température ambiante (2 à 4 semaines à 27°C). Les oiseaux sont infectés en ingérant ces œufs, qui éclosent dans les caeca, où les larves deviennent des vers adultes. Les œufs peuvent survivre dans l'environnement pendant de longues périodes (Cupo et Beckstead, 2019).

Symptômes : En général, *H. gallinarum* provoque une pathologie légère et n'affecte pas significativement les performances des oiseaux (Cupo & Beckstead, 2019). Dans de rares cas,

elle peut provoquer une typhlite nodulaire, une affection grave caractérisée par des granulomes du ceca, comme on l'observe chez les faisans dorés (Kumar et *al.*, 2023).

Traitement : Ils ont le même traitement que les *Capillaria* sauf la pipérazine et les tétrahydropyrimidine qui ne sont pas efficaces contre *Heterakis* (Drew, 2018).

La prophylaxie est difficile en raison de l'existence d'hôte intermédiaire (ver de terre) qui héberge les œufs du parasite dans son corps. Les anthelminthiques ne peuvent pas être distribués au ver de terre pour éradiquer *H. gallinarum* (Drew, 2018).

I.b.1.3. Ascaris :

les ascaridioses des oiseaux de cage et de volière sont causées par des nématodes notamment *Ascaridia galli* chez les volailles et *Ascaridia columbae* chez les pigeons. Ces parasites présentent d'importants problèmes de santé (Wehr & Hwang, 2016). Les vers adultes peuvent atteindre une longueur de 40 à 50 mm (Fig.11), avec des caractéristiques mâles et femelles distinctes observables aux derniers stades larvaires (Wehr & Hwang, 2016; Singh et *al.*, 2023).

Cycle d'évolution : Le cycle de vie comporte plusieurs étapes : Les œufs contenant des larves au premier stade éclosent en 12 à 15 jours. Les larves se développent en plusieurs étapes dans l'intestin grêle de l'hôte, les vers adultes produisant des œufs 37 à 42 jours après l'infection (Wehr & Hwang, 2016). La transmission se fait par voie fécale-orale. (Höglund et *al.*, 2023).

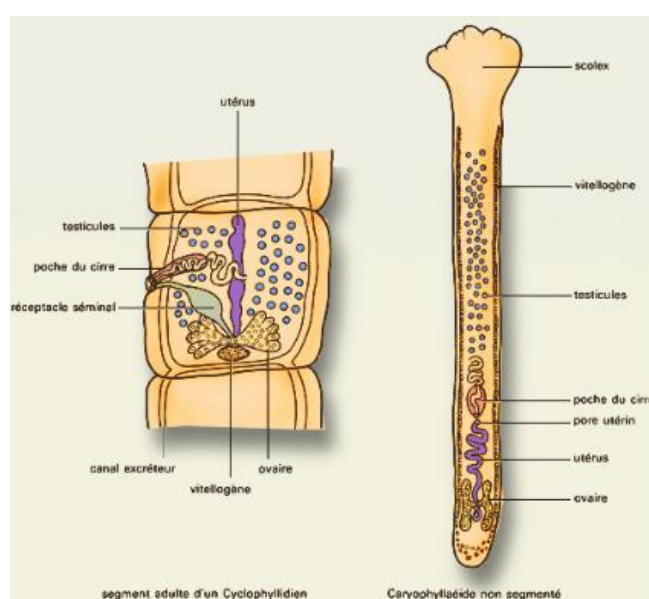


Figure (11): Ascaride au cours d'une dissection (Kreyenbühl, 2020)

Symptômes : Les oiseaux infectés présentent des symptômes tels que : Manque d'appétit et perte de poids, des plumes ébouriffées et anémie, diarrhée et réduction de la production d'œufs (Singh et *al.*, 2023) (Wilson et *al.*, 1999). Ils ont le même traitement que celui des capillarias (Parasitipedia, 2025).

I.b.2. Céstodes :

Ce sont des parasites à corps plat segmenté. Ils sont pourvus de cuticule molle qui leurs donne la capacité à se contracter et de se déformer (Fig.12). La cavité générale est absent, le corps est rempli d'un parenchyme qui entoure tous les organes et le système digestif est incomplet voire absent (Ziam, 2018).



Figure(12): Schéma des organes internes des cestodes (Encyclopedia universalis France, 2025)

Tableau (2) : Quelques cestodes parasites de l'intestin des oiseaux (Thientpont et *al.*, 1995)

Pigeon	Poulet, dinde et pintade	Faisan et perdrix	Oie, canard et cygne
<i>Davainea proglottina</i> , <i>Raillietina sp.</i> <i>Hymenolepis sp.</i> <i>Aporina delafondi</i>	<i>Davainea proglottina</i> , <i>Raillietina sp.</i> <i>Hymenolepis sp.</i> <i>Choanotaenia infundibulum</i>	<i>Raillietina sp.</i> <i>Hymenolepis sp.</i> <i>Choanotaenia infundibulum</i>	<i>Echinura ubcinata</i> <i>Hymenolepis sp.</i> <i>Ligula intestinalis</i>

I.b.3.Trématodes

Ce sont des vers plats qui ont les mêmes caractéristiques que les cestodes (Fig. 13) à l'exception de leur corps qui est non segmentés (Ziam, 2018).

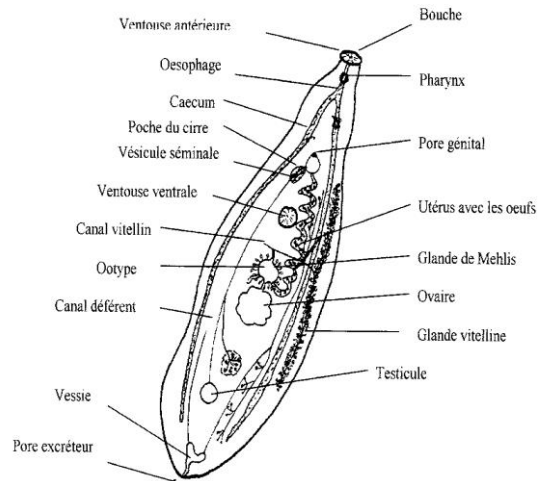


Figure (13): Coupe longitudinale d'un trématode (Encyclopedia universalis, 2025)

Tableau (3) : Quelques trématodes parasites de l'intestin, le caecum, rectum, le cloaque, et l'appareil vésiculaire des oiseaux (Thientpont et al., 1995)

Pigeon	Poulet, dinde, pintade	Faisan, perdrix	Oie, canard, cygne	Perruche
<i>Echinostoma</i> sp. <i>Echinoparyphium</i> sp.	<i>Echinostoma</i> sp. <i>Echinoparyphium</i> sp. <i>Notocotylus attenuatus</i> <i>Catatropis verrucosa</i> <i>Prosthognimus</i> sp.	<i>Notocotylus attenuatus</i> <i>Prosthognimus</i> sp.	<i>Echinostoma</i> sp. <i>Echinoparyphium</i> sp. <i>Notocotylus attenuatus</i> <i>Catatropis verrucosa</i> <i>Prosthognimus</i> sp. <i>Ornithobilharzia</i> sp.	<i>Notocotylus attenuatus</i>

Chaptire II: Ectoparasites

II.a Puces :

Connus sous le nom scientifique de *Ceratophyllus gallinea*, ordre des siphonaptères, des ectoparasites de volailles et d'oiseaux. Ces puces peuvent infester les oiseaux de cages dans des environnements où l'hygiène est insuffisante ou où les oiseaux sont en contact avec les oiseaux sauvages (Appelgren et al, 2016).

Morphologie : Ces puces sont de petite taille (environ 2-3 mm), de couleur brun foncé, et possèdent un corps aplati latéralement (Fig.14), ce qui leur permet de se déplacer facilement à travers les plumes des oiseaux (Pawelczyk et al., 2020).

Cycle de vie : Les œufs sont pondus dans l'environnement, souvent dans les nids ou les litières. Les larves se nourrissent de débris organiques avant de se métamorphoser en pupes, puis en adultes prêts à infester les hôtes (Mumcuoglu & T, 1979).

Habitat : Elles passent la majorité de leur temps dans l'environnement (nids, litières), sautant sur l'oiseau pour se nourrir de son sang (Franck et Evelyne, 2015).

Symptômes chez les oiseaux infestés : Les piqûres de puces provoquent des démangeaisons intenses, poussant l'oiseau à se gratter ou à se picorer excessivement. En cas d'infestation sévère, la perte de sang peut entraîner une anémie, surtout chez les jeunes oiseaux ou les oiseaux de petite taille. L'inconfort constant peut entraîner du stress et une diminution de l'activité générale.

Les oiseaux peuvent perdre des plumes autour des zones les plus touchées par les piqûres et ces puces peuvent également être vectrices de certaines maladies, ajoutant au risque pour les oiseaux infectés (Mumcuoglu & T, 1979).



Figure (14) : *Ceratophyllus gallinea* à l'œil nu ; Puce de nichoir- (le monde des insectes.com)

Traitement : L'ivermectine peut être utilisée sous forme de gouttes sur la peau comme traitement, la terre diatomée qui est une poudre naturelle appliquée sur le plumage et l'environnement, et un bain d'eau tiède savonneuse (Franck et Evelyne, 2015).

II.b. Poux :

Les poux mous ou poux mallophages sont des insectes sans ailes qui se nourrissent principalement de débris de peau et de plumes. On a plusieurs espèces tels que :

II. **b.1. *Menacanthus spp.*** : ces poux sont très actifs et peuvent se voir à l'œil nu, se déplaçant rapidement à travers les plumes (Kumar, 2023).

III. **Morphologie** : Ces poux sont de petite taille, avec un corps aplati, et sont de couleur jaunâtre ou brun clair (Fig.15). Ils ont des pièces buccales adaptées pour ronger les plumes et la peau de l'oiseau (Kumar, 2023).

Cycle de vie : pour *Menacanthus spp.* ainsi que les autres poux, le cycle évolutif se déroule en 3 stades :

- **Stade de l'œuf** : les femelles pondent des œufs sur les plumes de l'hôte, qui éclosent en nymphes.
- **Stade de la nymphe** : les nymphes subissent plusieurs mues avant d'atteindre l'âge adulte, généralement en quelques semaines.
- **Stade adulte** : Les adultes se reproduisent rapidement, ce qui contribue aux pics de population pendant les mois les plus chauds (Kumar, 2023).



Figure (15) : *Menacanthus spp.* sous microscope (John et Sons, 2009)

II.b.2. ***Lipeurus spp.*** : Appartient à la sous-famille des Ischnocerae. Ces poux se concentrent principalement sur les plumes des ailes et de la queue (Mohammed et Ejiofor, 2015).

Morphologie : Les poux du genre *Lipeurus* sont de petite taille, avec un corps allongé (Fig.16) et aplati. Ils sont bien adaptés pour se cacher entre les barbes des plumes, où ils se nourrissent en rongant les plumes et en consommant les squames cutanées. Leur cycle de vie est similaire à celui de *Menacanthus spp.* (Kumar et *al*, 2004).



Figure (16): *Lipeurus spp.*-(The Monster Hunter's Guide to Veterinary Parasitology.com)

b.3.Columbicola spp. : Souvent trouvés chez les pigeons, mais peuvent également infester d'autres oiseaux. Ces poux vivent principalement sur les plumes et peuvent causer des dégâts importants au plumage (Salecado, 2013).

Morphologie : Ces poux sont de petite taille, avec un corps aplati, et sont de couleur jaunâtre ou brun clair (Fig.17). Ils ont des pièces buccales adaptées pour ronger les plumes et la peau de l'oiseau (Clayton et *al*, 1999).



Figure (17): *Columbicola spp.*-(The Mosnter's Guide to Veterinary Parasitology.com)

II.c. Acariens:

II.c.1. Acariens des plumes :

II.c.1.1. Dermanyssus gallinae : Connu sous le nom de pou rouge, est un ectoparasite des volailles et d'autres oiseaux, cet acarien se nourrit du sang des oiseaux (hématophage), causant une anémie, du stress, et parfois même la mort dans les infestations graves. Il est surtout actif la nuit (Salim et *al.*, 2023)

Morphologie : *Dermanyssus gallinae* est un acarien visible à l'œil nu (Fig 19), initialement grisâtre ou blanchâtre. Après avoir ingéré du sang, son corps prend une teinte rougeâtre (Fig.18) à noirâtre en raison de la digestion du sang, ce qui lui donne son nom commun de

"poux rouge". Il est relativement plat et a une forme ovale. Les adultes mesurent environ 0,7 à 1 mm de long, et ils ont de longues pattes (Salim et *al.*, 2023)



Figure (18): *Dermanyssus gallinae* (chicken mite) identifié sous microscope (ESCCAP.fr)

Cycle biologique : après s'être nourris, ils se cachent dans des fissures et des crevasses loin des sources de lumière, où ils s'accouplent et pondent des œufs. Les acariens progressent à travers cinq stades biologiques : œuf, larve, protonympe, deutonympe et adulte. Dans des conditions favorables, ce cycle de vie peut être achevé en sept jours (Soprano et *al.*, 2014). Les jeunes oiseaux sont les plus sensibles. Les acariens peuvent également affecter indirectement la santé des oiseaux, car ils peuvent servir de vecteurs pour des maladies telles que la salmonellose (Douifi et *al.*, 2018).

Dermanyssus gallinae peut survivre jusqu'à 10 mois dans un poulailler vide. Cependant, des températures supérieures à 45 °C ou inférieures à -20 °C lui sont fatales. Les acariens se nourrissent normalement autour de la poitrine et des pattes des oiseaux, provoquant des douleurs, des irritations et des démangeaisons, des pustules, des croûtes, une hyperpigmentation et une perte de plumes peuvent se produire (Kilpinen et *al.*, 2005).



Figure (19) : *Dermanyssus gallinae* visible à l'œil nu (Jeremy,2018)

Traitement : Les ectoparasitocides peuvent être utilisés pour traiter les individus affectés, mais doivent être utilisés en rotation pour éviter l'apparition de résistance. Il a été démontré dans une étude que les lactones macrocycliques comme l'éprinomectine, la moxidectine ou l'ivermectine ont un impact sur la reproduction des acariens et la digestion des repas

sanguins bien que d'autres études aient trouvé que l'ivermectine était inefficace, sauf à des doses défavorablement proches de celles qui causent la toxicité. L'exposition des acariens au dioxyde de carbone à l'aide de glace carbonique et de pulvérisation directe a été proposée comme nouveau traitement (Lifschitz et *al.*, 2024).

II.c.1.2. *Ornithonyssus sylvarium* : c'est une espèce d'acariens de la famille des Macronyssidae, ectoparasite obligé des volailles et oiseaux domestiques captifs. Ces acariens peuvent provoquer des problèmes dermatologiques et respiratoires chez leurs hôtes (Bradely et *al.*, 2017).

Morphologie : Ces acariens sont petits, mesurant environ 0,5 à 1 mm de longueur, ce qui les rend difficiles à voir à l'œil nu. Ils ont un corps allongé et ovale (Fig.20). Leur corps est légèrement aplati dorso-ventralement, et est généralement grisâtre ou brun clair, mais il peut apparaître rougeâtre ou noirâtre après un repas de sang, en raison du contenu digestif visible à travers la cuticule transparente. Ils ont quatre paires de pattes. Les pattes sont longues et adaptées pour s'accrocher fermement aux plumes ou à la peau des oiseaux. Les pièces buccales sont situées à l'avant de l'acarien et la cuticule est douce et élastique (Vezzoli et *al.*, 2016).



Figure (20) : *Ornithonyssus sylvarium* sous microscope (Canestrini et Fanzago, 1877)

Cycle de vie : La femelle pond directement sur son hôte (oiseaux). Les œufs éclosent en 1 à 2 jours (selon la température et l'humidité). Les larves issues de l'œuf vont — sans se nourrir — évoluer vers un stade nymphal en environ huit heures. La nymphe mord ensuite la peau de l'oiseau hôte pour un repas de chair lysée et de sang, pour arriver à maturité (adultes) en 4 à 7 jours (Kauffman et *al.*, 2001). Sa présence en quantité anormalement élevée peut être source d'anémie grave (voire mortelle), d'une chute de poids et d'une diminution de la production d'œufs (jusqu'à 10 % chez les poules pondeuses par ailleurs saines) (Hinkie et *al.*, 2018). Ils sont résistants à certains pesticides, pyréthroïdes

synthétiques, mais aussi carbamates et organophosphorés. L'oiseau parasité est plus ou moins affecté selon la charge parasitaire, mais aussi selon ses capacités immunitaires (Martin et Mullens., 2012).

Traitement : Plusieurs insecticides sont actifs sur *Ornithonyssus* et *Dermanyssus*. Le traitement vise deux objectifs : des locaux, des équipements et de la litière et les oiseaux malades.

Traitements des locaux, des équipements et de la litière :

Les locaux et la litière y compris les équipements d'élevage peuvent être pulvérisés par les acaricides dont plusieurs formules sont disponibles dans le commerce. On cite certains produits comme le carbaryl : 0,5g/m², le tetrachlorfenvinphos : 10 g/m², crotoxyphos solution : 0,5 %, le trichloorphon solution : 1 à 2 %, le bromophos émulsion: 0,1 à 0,2 %, le Propoxur solution : 1%, l'Amitraz solution : 0,1 à 0,5%, la permethrine solution : 0,05 % et la cypermethrine solution : 0,0125 à 0,05 % (Brauneis et *al*, 2017).

Traitement des oiseaux :

Il faut prévoir 25 à 50 ml du produit par oiseau. On peut citer le carbaryl poudre à 0,5 %, le tetrachlorfenvinphos solution : 0,5 %, le crotoxyphos solution : 0,25 %, et la Permethrine solution : 0,05% (Anah, 2024).

II.c.2. Acariens des pattes :

II.c.2.1. *Knemidocoptes pilae* : c'est une espèce d'acarien qui infecte la peau ou les follicules de plumes des oiseaux, en particulier les psittacines comme les perruches, provoquant une gale connue sous le nom de « gale squameuse » (Kim et *al*, 2015).

Cycle de vie : Les femelles vivipares forment des tunnels dans l'épiderme où elles donnent naissance à des larves à six pattes, qui se développent en deux stades nymphaux à huit pattes à partir desquels les adultes muent (Velden et *al*, 2017).

Morphologie : L'acarien mesure entre 350 et 450 µm x 280 à 380 µm chez les femelles et 200 à 240 µm x 145 à 160 µm chez les mâles. Les quatre paires de pattes sont courtes et trapues et comportent cinq segments (Fig.21). Aux extrémités des extrémités, les mâles ont des pinces et des ventouses non articulées, tandis que les femelles ont des griffes (Kim et *al*, 2015).



Figure (21) : *Knemidocoptes pilae* observé sous microscope (Fürstenberg,1967)

Symptômes : Il creuse des galeries dans la peau non emplumée des oiseaux, provoquant des lésions disgracieuses, inconfortables et potentiellement mortelles, les oiseaux infectés présentent généralement des encroûtements blancs, poreux et proliférants impliquant les coins de la bouche, le cire, le bec et occasionnellement la région péri-orbitale, les pattes ou le ventre. De grandes quantités d'écailles et de croûtes à l'aspect de nid d'abeille peuvent être observées sur le bec de l'oiseau, ses pattes ou autour de ses yeux. Les oiseaux gravement atteints ont généralement un bec supérieur très long et croustillant et des orteils épais (Kim et *al.*, 2015).

Traitement : Les lésions réagissent bien aux applications quotidiennes d'huile minérale sur toutes les zones où les acariens sont susceptibles de se trouver. Confrère le traitements des *Dermanyssus* et *Ornithonyssus* 'huile a tendance à détacher les croûtes, qui doivent être soigneusement éliminées. Pour le traitement des oiseaux, on utilise des sprays et des poudres spécifiques pour les oiseaux, tels que ceux contenant la perméthrine. L'ivermectine est également utilisée par voie topique pour traiter l'infestation. Il est recommandé d'isoler les nouveaux oiseaux avant de les introduire dans une volière commune pour prévenir la propagation des acariens (Kim et *al.*,2015).

II.c.2.2.Knemidocoptes gallinae : c'est une espèce d'acarien qui parasite les oiseaux, en particulier les gallinacées. Il est connu pour causer une maladie appelée « gale de la poule » ou « gale des oiseaux de basse-cour » (Velden et *al.*,2017).

Morphologie : *Knemidocoptes gallinae* est un acarien de petite taille, mesurant environ 0,5 mm de longueur. Il a un corps ovale et est doté de quatre paires de pattes. Les femelles sont

plus grandes que les mâles et ont un corps plus arrondi. Ils ont le même cycle de vie que *K. pilae* et provoquent les mêmes symptômes (Velden et *al.*, 2017).

Chapire III: méthodes préventives

III.1. Vaccination : Le but de toute vaccination est de stimuler l'immunité contre un agent pathogène spécifique en exposant l'animal à un antigène contrôlé. Ce but est généralement atteint, mais aucun vaccin n'assure une protection de 100% des animaux vaccinés. En collectivité, cependant, si la vaccination est effectuée sur 70 à 80% des individus, les autres sont alors protégés (on a donc tout intérêt à vacciner les reproducteurs pour protéger les jeunes avant qu'ils soient suffisamment âgés pour être vaccinés à leur tour) (Dehay, 2006).

Actuellement, il n'y a pas de vaccin disponible dans le commerce contre les helminthes et les acariens. En revanche, un vaccin contre les *Eimeria* existe et donne de bons résultats. Son utilisation chez les oiseaux de cage reste problématique à cause du conditionnement. En règle générale, le vaccin est disponible en flacon de 1000 doses (Chen et *al.*, 2023).

III.2. Hygiène : L'hygiène correspond à un ensemble de mesures prises pour empêcher l'apparition de maladies dans l'élevage. Ces mesures visent à limiter au maximum la présence d'agents potentiellement pathogènes dans le milieu, ainsi que leur multiplication et leur transmission. Il est préférable de pratiquer une hygiène rigoureuse de façon préventive plutôt que de devoir revoir ses méthodes après l'apparition d'une maladie dans l'élevage. L'environnement doit être le plus propre possible, qu'ils s'agissent des matériels, des logements ou des différents équipements (Ritchie, 1995).

PARTIE EXPERIMENTALE

PARTIE EXPERIMENTALE:

CHAPITRE I:

I.1.- Objectif de l'étude :

Ce travail s'intéresse à l'étude des parasites chez les oiseaux de cages et de volières. Les expérimentations ont été effectuées durant le mois de mars 2025 dans la région de Blida et d'Alger. Dans ce présent chapitre, une contribution à l'étude des parasites des oiseaux de cages et de volières est réalisée pour détecter la présence ou l'absence des ectoparasites et endoparasites, les identifier dans le cas de leur présence, calculer leurs prévalences et des analyses statistiques sont appliqués sur les résultats obtenus.

Questionnaires destinés aux vétérinaires :

Pour tenter de cerner les problèmes parasitaires et les motifs de consultation incitant les propriétaires à solliciter la prise en charge médicale de leurs oiseaux-compagnon, un formulaire sous « google forme » a été confectionné et partagé sur les réseaux sociaux du 1er Mars au 31 Mars 2025. Le questionnaire est dirigé aux vétérinaires praticiens et reprend 5 questions principales notamment : les races d'oiseaux les plus rencontrés chez les propriétaires, les motifs de consultation, les parasites les plus rencontrés chez les oiseaux, les diagnostics et les facteurs de risques potentiels.

I.2. - Animaux d'étude

I.2.1. Collecte de fientes chez les oiseaux de volière :

Le tableau (4), montre le nombre de volière, le nombre d'oiseaux par volière et le nombre de fientes prélevés par volière. Il a été prélevé 20 fientes sur un total 130 animaux soit 8 faisans, 6 *Perdrix Choukar* et 6 *Perdrix Gambia*.

Tableau (4) : Nombre d'oiseaux de volière prélevés au niveau du centre cynégétique de Zeralda

Nombre de volières	Nombre d'animaux par volière	Nombre de prélèvements
Volière 1	80 <i>Phasianus colchicus</i>	8
Volière 2	20 <i>Perdrix choukar</i>	6
Volière 3	30 <i>Perdrix gambra</i>	6
Total	130	20

I.2.2. Collecte de fientes chez les oiseaux de cages :

On a effectué des prélèvements de fientes sur 3 élevages situés à Bouinane et Baba Ali et El Harrach. Les prélèvements ont été effectués une seule fois par mois et par élevage. En fonction de la disponibilité des propriétaires d'animalerie à coopérer un taux de 60% des cages ont été prélevées chez chaque éleveur. Le nombre de cages prélevées par éleveurs et le nombre d'oiseaux par cages sont repris dans le tableau (5).

Tableau (5): Nombre d'oiseaux de cages prélevés par élevage.

	Espèces d'oiseaux	Nombre d'échantillons par espèce	Nombre d'échantillons par élevage
Bouinane	Gabonais	4	21
	Canaris	8	
	Inséparables	2	
	Chardonnerets	5	
	Perruches	2	
Baba Ali	Perruches	9	24
	Callopsittes	1	
	Perroquets	1	
	Chardonnerets	9	
	Canaris	5	
El Harrach	Perroquets	2	16
	Chardonnerets	5	
	Canaris	5	
	Perruches	4	



Figure (22) : *Perdix gabra* (A) et *Perdix choukar* (B) (photo personnelle)



Figure (23): Faisans (*Phasianus colchicus*) mâles et femelles (photo personnelle)

I.2.3. Alimentation :

L'alimentation des oiseaux au centre cynégétique est à base de concentré, contenant du maïs, des tourteaux de soja, des complexes minéraux et des vitamines (Fig.25). Pour les oiseaux de cages, l'alimentation est à base de fruits, légumes et mélange de graines : Périlla (*Perilla frutescens*), petit tournesol (*Helianthus annuus*), onagre (*Oenothera biennis*), lin (*Linum usitatissimum*), chia (*Salvia hispanica*), plantain (*Plantago major*), Ray-grass (*Lolium perenne*), millet jaune (*Panicum miliaceum*) et rouge (*Setaria italica*), niger (*Guizotia abyssinica*), navette (*Brassica rapa*), avoine pelée (*Avena sativa*), chanvre (*Cannabis sativa*) (Fig.24)



Figure (24): L'aliment de base chez les oiseaux du centre cynégétique (A) et ses composants (B) (Boumendjel et Bellarbi, 2024)



Figure (25): Les aliments utilisés pour l'alimentation des oiseaux de cages en Algérie (photos personnelles)

I.3.- Matériel :

Le matériel utilisé pour la collecte des fientes et des ectoparasites est repris dans le tableau (6).

Tableau (6) : Matériel utilisé durant la période d'expérimentation

Etapes	Matériel
Collecte des ectoparasites et des fientes	Pince Des gants Spatule
Préservation des échantillons (Conservation)	Des tubes de conservation Etiquettes et stylo Glacière Congélateur
Identification des parasites	Microscope optique Lames et lamelles Boîtes de Pétries Mortier et pilon + passoire Pipette Pasteur Chlorure de sodium (NaCl) Dichromate de potassium (K ₂ Cr ₂ O ₇)

I.4.- Méthodes :

I.4.1- Collecte et conservation des fientes :

Les fientes ont été prélevées à l'aide d'une spatule dans les cages et mis dans des tubes en plastique et conservées à sec (Fig. 26 A). Les fientes ont subi un examen coproparasitologique au laboratoire dans les heures qui suivent les prélèvements. Les échantillons doivent être congelés si l'analyse au laboratoire se fera les 24 h ou plus suivant le prélèvement (OIE, 2008).

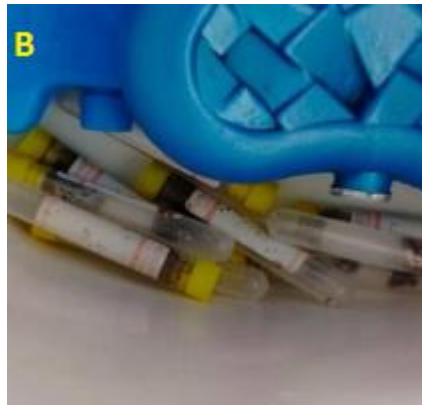


Figure (26) : Collecte de fientes fraîches (A) et leur conservation à froid (B) (photos personnelles)

I.4.2.- Collecte et conservation des ectoparasites :

La collecte des ectoparasites est réalisée selon les étapes suivantes :

- 1) Rechercher les ectoparasites sur différentes parties du corps des oiseaux (ails, cou, plumes du corps (Fig.27 A et B).
- 2) Rechercher les ectoparasites dans les nids, les accessoires et les recoins des cages (Fig. 27 C et D))
- 3) Enlever les ectoparasites à l'aide d'une pince et les mettre dans des tubes contenant d'éthanol à 70 % pour la conservation.

Nota Bene : Ne jamais mélanger les parasites de différentes espèces d'oiseaux dans un seul tube. Il est important d'indiquer les hôtes recherchés même si aucun parasite n'a été recueilli (Pritchard et al., 1982).



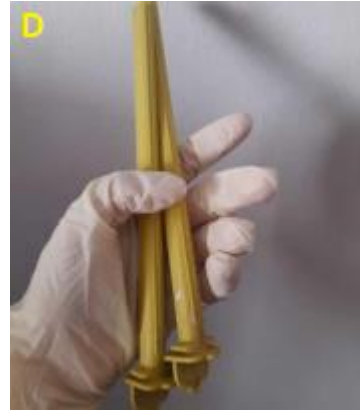


Figure (27): Recherche des ectoparasites dans les différentes parties du corps des oiseaux (A et B) et sur les accessoires des cages (C et D) (photos personnelles)

I.4.3.- Identification des endoparasites :

Dans le but de rechercher des endoparasites dans les fientes des oiseaux de cages et de volières, 2 techniques ont été utilisées au niveau du laboratoire central vétérinaire à l'Institut Nationale de la Médecine Vétérinaire à Alger : La technique d'enrichissement par flottaison (coproscopie qualitative) et la technique de sporulation des coccidies.

A. La technique d'enrichissement par flottaison :

Principe : c'est une technique utilisée pour les œufs de nématodes qui sont peu lourds. Son principe consiste à diluer les fientes dans une solution de forte densité. Dans le cas de cette étude, on a choisi la solution de NaCl qui permet la flottaison des éléments parasitaires (Tamssar, 2006).

Mode opératoire :

- Une petite quantité de 3 g de matière fécale est déposée dans un mortier avant d'y ajouter 20 ml de solution de flottaison.
- La solution et les fientes sont triturées et mélanger à l'aide d'un pilon jusqu'à l'obtention d'une émulsion homogène (Fig.28 A).
- Filtrer le mélange a travers une passoire sous laquelle on dépose un récipient (Fig.28 B).
- Verser le filtrat dans des tubes à essai jusqu'à obtention d'un ménisque supérieur convexe. S'il n'y a pas assez de mélange pour remplir le tube, il est possible d'ajouter un peu de liquide de flottaison frais (Fig.28 C).
- Crever les bulles d'air à la surface s'il y a lieu (Fig.28 D).
- Déposer délicatement une lamelle sur chaque tube et laisser au repos pendant 20 minutes (Fig.28 E).

- Récupérer la lamelle et poser sa face inférieure sur une lame.
- Observer au microscope optique (G x10, x40) (Fig.30 F).

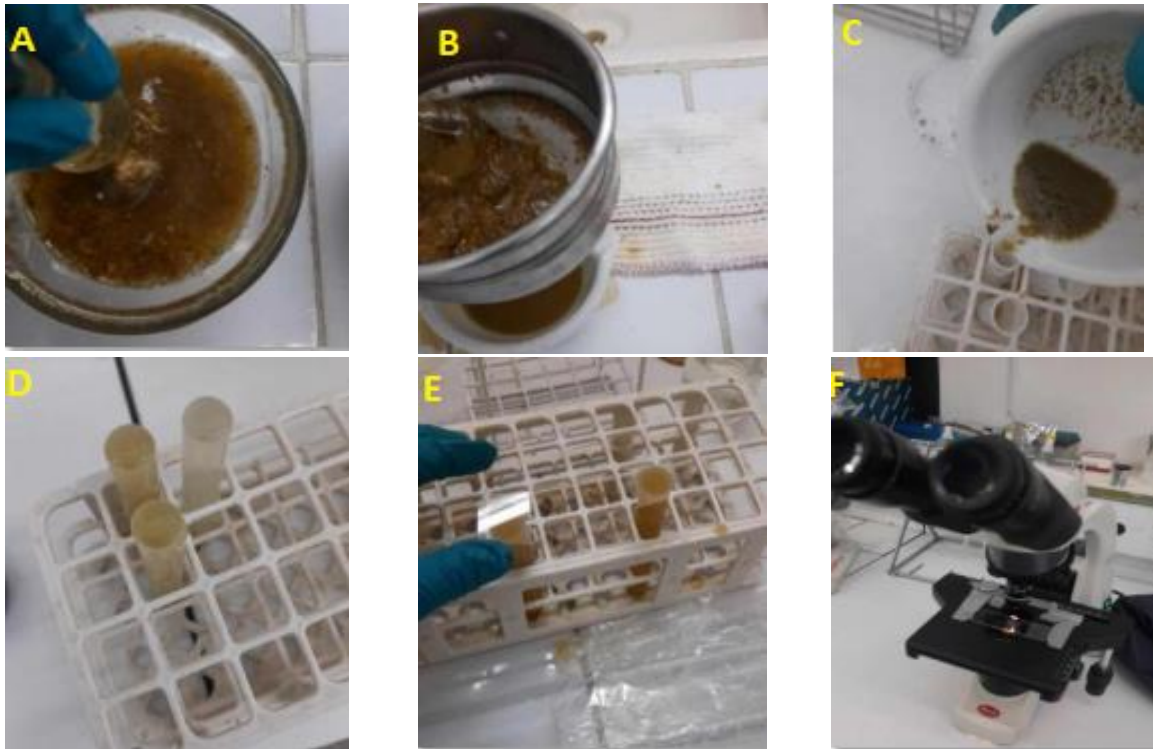


Figure (28) : Etapes de la technique de flottaison (photos personnelles)

B. Technique de sporulation des coccidies :

Principe : Il s'agit d'une technique de maturation des oocystes d'Eimeridae en vue de pouvoir discriminer morphologiquement les différents espèces présentes dans les matières fécales (Toure et al., 2014).

Mode opératoire :

Étaler les matières fécales dans une boîte de pétri découverte pour une aération satisfaisante. Les matières fécales sont également mélangées dans une solution de Dichromate de potassium. Et laissées à la température de laboratoire pendant quelques heures avec agitation manuelle (Fig.29 A)

- L'échantillon de matières fécales est ensuite écrasé dans un mortier afin de permettre la libération du maximum d'œufs des débris enchevêtrés.

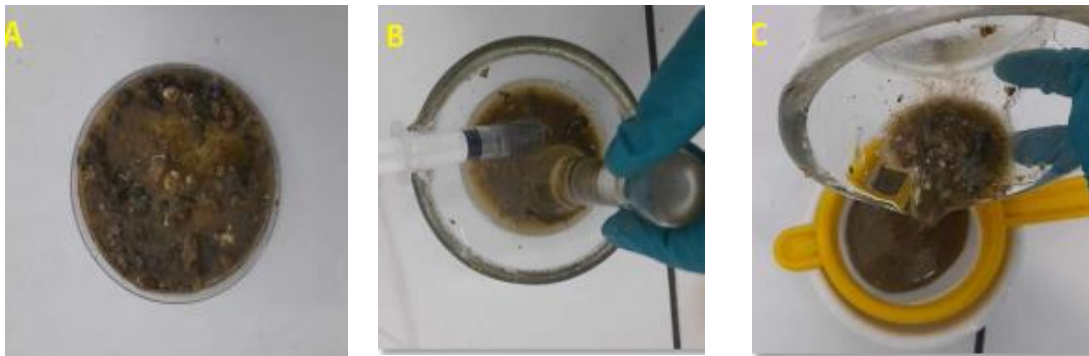
- Quelques millilitres d'eau distillée sont rajoutés au fur et à mesure de l'écrasement par le pilon (Fig.29 B)

- Tamiser en plusieurs séquences le mélange dans une passoire, afin d'extirper le maximum de déchets et de détritits (Fig.29 C)

- Une quantité de 3g de matière fécale reçoit 20ml de NaCl dans un tube à essai afin de mettre en œuvre la flottaison (Fig.29 D).

- Déposer délicatement une lamelle sur le tube et laisser au repos (Fig.29 E)

- Après 5 minutes de flottaison, Récupérer la lamelle et poser sa face inférieure sur une lame en vue de l'observation au microscope (x10, x40, Fig.31 F).



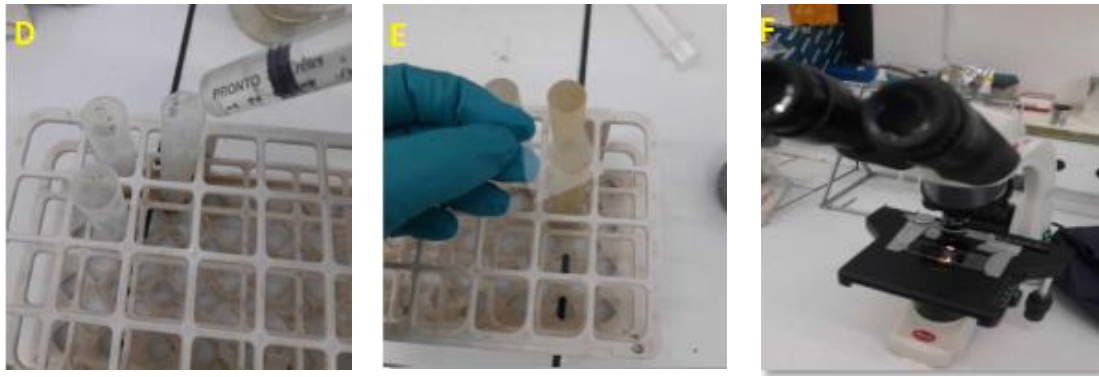


Figure (29): Etapes de la technique de sporulation des coccidies (photos personnelles)

NB: dans les deux techniques, il faut bien étiqueter les souches et désinfecter le matériel avec de l'eau de javel après usage.

II.5. Exploitation des données par les indices parasitaires : il est nécessaire de calculer un indice parasitaire très important après toute études de parasitisme pour s'informer sur le taux d'infestation et connaître l'espèce parasitaire la plus dominante (Baines et Shaw, 2024).

II.5.1. Prévalence (P): C'est le rapport du nombre d'hôtes infestés (N) par une espèce donnée de parasite sur le nombre d'hôtes examinés (H) ; elle est exprimée en pourcentage :

$$\boxed{P (\%) = (N/H) \times 100}$$
 (Baines et Shaw, 2024).

CHAPITRE II : Résultats et discussion :

II.1. Résultats du questionnaire :

Races d'oiseaux en consultation vétérinaire :

On observe que la race la plus reçue en cliniques est les canaris avec un pourcentage de 33%, ensuite les perroquets à 31%, puis les chardonnerets, les perruches et les calopsittes avec les pourcentages respectifs de 17%, 14%, et 5% (fig.30)

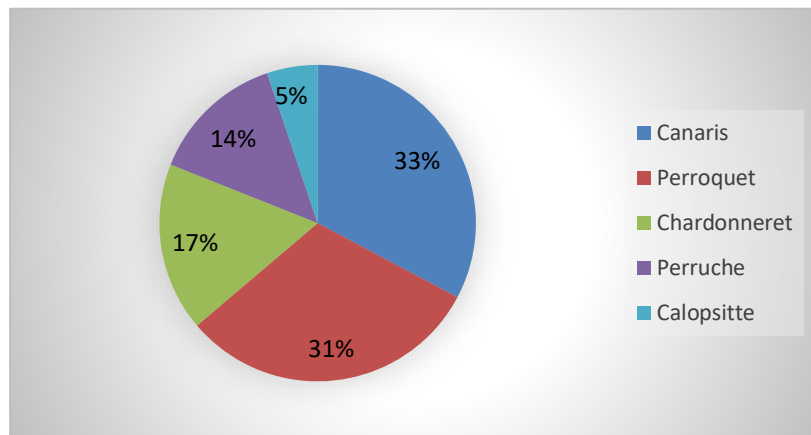


Figure (30) : Oiseaux de volières les plus reçus en consultation

Motifs de consultation :

On note que le symptôme le plus remarqué par les vétérinaires est la chute de plumes qui est un signe clinique majeur des ectoparasitoses, puis la léthargie, la diarrhée et la baisse d'appétit qui sont tous des conséquences des parasitoses internes surtout digestives (fig.31).

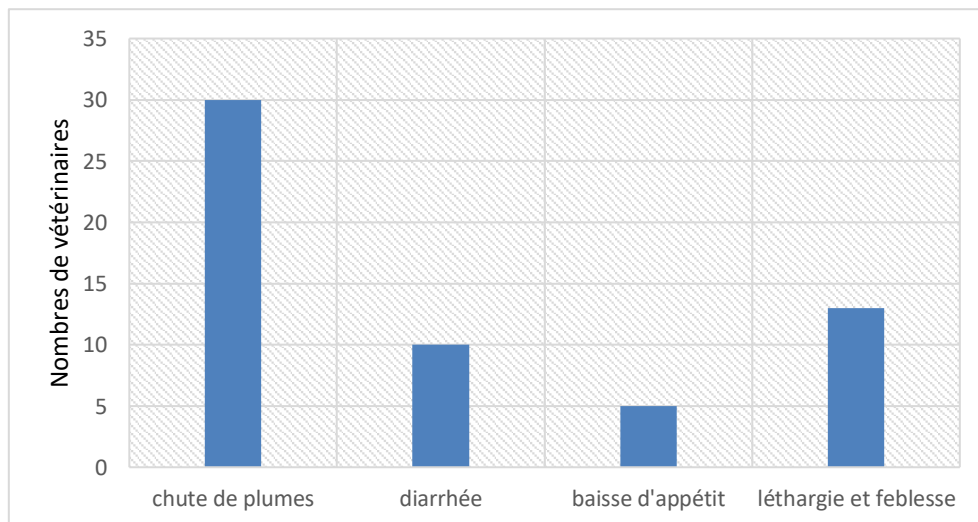


Figure (31): Motifs de consultation les plus fréquents en clinique vétérinaire des oiseaux de cages et de volières

Diagnostics cliniques :

Les ectoparasitoses et endoparasitoses les plus fréquemment diagnostiquées représentent un taux de 43% et 19% respectivement. Les autres atteintes comme les maladies oculaires, les fractures et les kystes plumeux expriment les pourcentages suivants de 17%, 15% et 6% respectivement (fig.32).

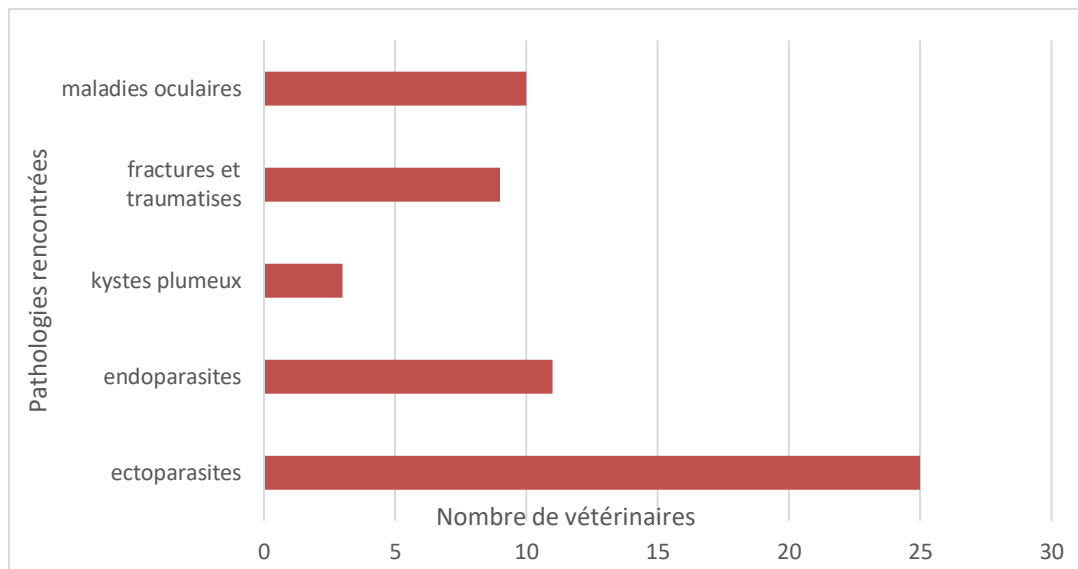


Figure (32) Maladies les plus rencontrées en clinique des oiseaux de volière et cages

Les parasites prévalents chez les oiseaux de cages :

Un taux de 67% des vétérinaires praticiens ont constaté que la majorité des oiseaux présentés en consultation avaient deux types d'infestations parasitaires. Les gales due à *Knemidocoptes spp* représentent un taux d'infestation de 43%, dont l'expression clinique est dominée par la chute de poils, le bec crouteux etc... Les phtiriasés ont été rapporté avec un taux de 24%. En revanche, d'autre praticiens ont constaté que les oiseaux présentés en consultation souffrent de coccidiose et présentent des diarrhées (fig.33).

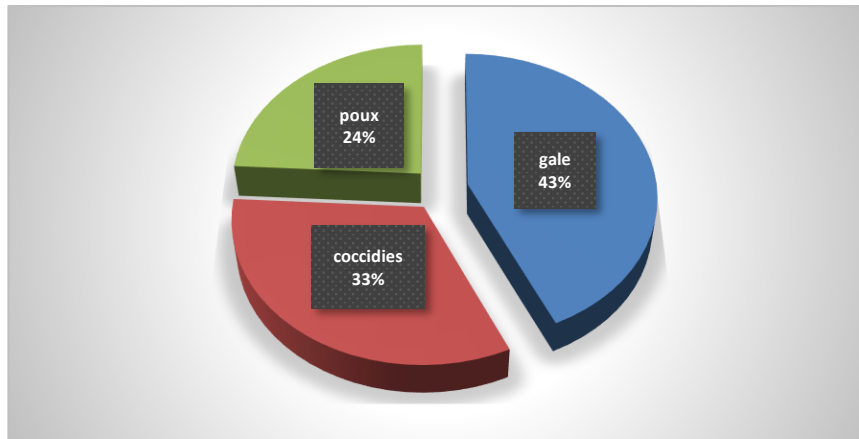


Figure (33) : Parasites les plus trouvés par les vétérinaires

Facteurs de risques liés aux parasitoses des oiseaux de cages :

La majorité des praticiens ont constaté que le facteur qui présente plus souvent un risque sur la santé des oiseaux est le manque d'hygiène, qui est la cause principale de l'apparition des parasitoses (fig.34).

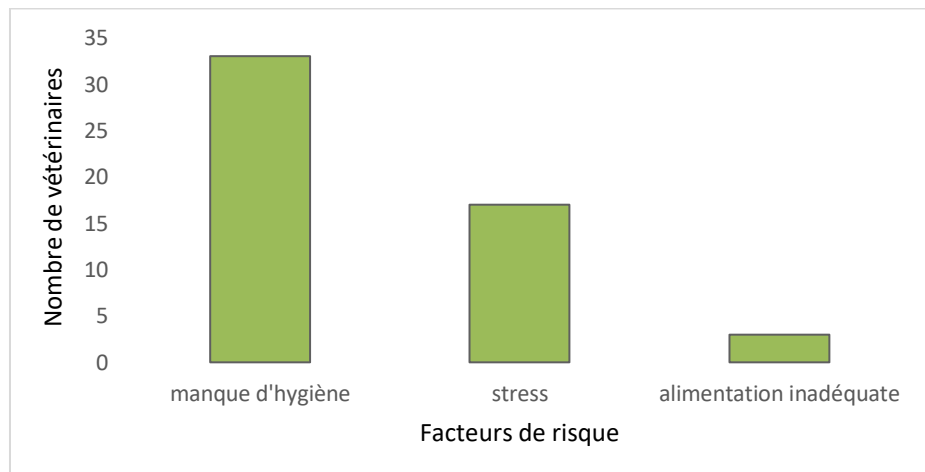


Figure (34) : Facteurs de risque affectant le bien être des oiseaux

II.2. Résultats de l'étude clinique des oiseaux prélevés dans les 3 élevages:

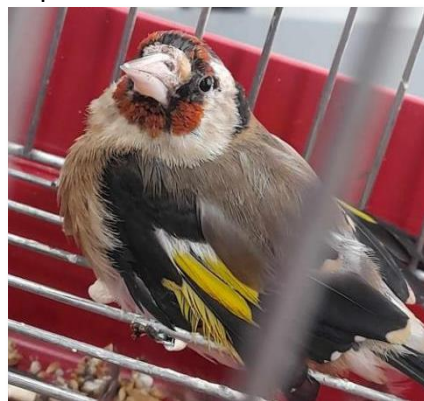
Après avoir examiné les différentes espèces d'oiseaux dans l'élevage, on a pu trouver des symptômes qui peuvent être signes de parasitoses. Parmi les symptômes, nous avons observé une diarrhée verdâtre (fig. 35), des démangeaisons intenses associées à une chute de plumes (fig. 36), un état de ballonnement avec faiblesse et léthargie (fig. 37), hépatomégalie (fig. 38) et enfin un ventre rouge (fig.39).



Figure (35): Diarrhée verdâtre chez un perruche (photo personnelle)



Figure (36): Chute de plumes chez un chardonneret (photo personnelle)



Figure(37): Ballonnement et léthargie chez un chardonneret (photo personnelle)



Figure (38): Hépatomégalie chez un chardonneret (photos personnelles)



Figure (39) : Ventre rouge et distendu chez un chardonneret (photos personnelles)

Selon Cécile *et al.* (2009) et Lezzar (2017) et à partir des symptômes observés chez les oiseaux examinés (Fig. 35, 36,37, 38, et 39), certaines parasitoses sont suspectées et représentées dans le tableau (7)

Tableau (7) : certaines parasitoses chez les oiseaux examinés

Symptômes	Type de parasitose	parasitose	Espèces hôtes
<ul style="list-style-type: none"> - Inappétence - Ballonnement - Diarrhée mucoïde verdâtre - Amaigrissement -Léthargie 	Parasitose digestive	Coccidiose digestive	Chardonneret et Canaris
		Nématodoses (capillariose ou ascaridiose)	
<ul style="list-style-type: none"> - État d'énervement - Grattage -Anémie 	Parasitose cutanée	Acaridose	Perruches, canaris et chardonnerets

- Chute de plumes au niveau de la tête et le cou		Calvitie	Chardonnerets
- Chute des plumes - Démangeaison et croûtes - Irritation de la peau		Phtiriose	Chez les perruches

II.3. Identification des endoparasites dans les fientes

Après l'examen coprologique des fientes des oiseaux, on a observé des œufs des parasites suivants :

Chez les oiseaux de cages : *Eimeria spp.* (70%), *Ascaridia spp.* (22%), *Capillaria spp.* (8%).

Chez les oiseaux de volières : *Eimeria spp.* (68%), *Syngamus trachea* (18%), *Capillaria spp.* (12%), *Heterakis gallinarum* (2%).

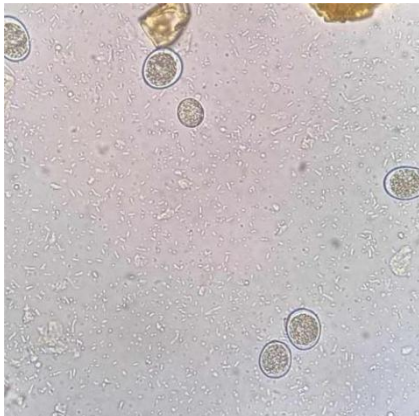


Figure (40): Oocystes non sporulés d'*Eimeria spp.* observés sous microscope avec un contenu granuleux et homogène chez un canaris Gx40, x100 (photos personnelles)





Figure (41): Oocytes sporulés d'*Eimeria spp.* contenant 4 sporocytes Gx40 chez un canari (photos personnelles)



Figure (42): *Syngamus trachea* chez les faisans Gx40, x100 (photos personnelles)

***Syngamus trachea*:** c'est un nématode strongylidé qui infecte principalement les voies respiratoires de diverses espèces d'oiseaux, en particulier chez les populations jeunes et stressées. Ce parasite a été documenté chez de nombreux hôtes aviaires, notamment des cigognes, des faisans et des aras (Paula et *al.*, 2018).

Les oiseaux infectés présentent souvent de graves problèmes respiratoires, tels que de la dyspnée et des éternuements, en raison d'une irritation trachéale et d'une inflammation causée par le parasite. Des études ont montré que *S. trachea* contribuait de manière significative à la mort des cigognes blanches infectées, les lésions indiquant de graves lésions des voies respiratoires (Meister et *al.*, 2022).

Même les infections subcliniques peuvent réduire l'état corporel des faisans, affectant ainsi leur survie et leur succès reproductif. La dynamique de transmission est influencée par des facteurs tels que la densité de peuplement et l'humidité du sol, qui influent sur la survie et les déplacements des larves (Gethings, 2018).

Morphologie : comme on l'a observé sous microscope, les œufs sont de forme ovale, mesurent environ 80 à 90 µm de longueur et 40 à 50 µm de largeur, avec une coquille épaisse caractéristique souvent décrite comme étant operculé. Leur morula est composé de 8 à 16 blastomères (Paula et *al.*, 2018).

Un parasite respiratoire retrouvé dans les fientes?

les œufs ne se développent pas au-delà du stade de 16 cellules chez l'hôte ; ils ont besoin de conditions extérieures pour mûrir. Les œufs sont excrétés dans les matières fécales et peuvent devenir des larves infectieuses dans de l'eau bien aérée à environ 25 °C en une semaine (Ortlepp, 1923).

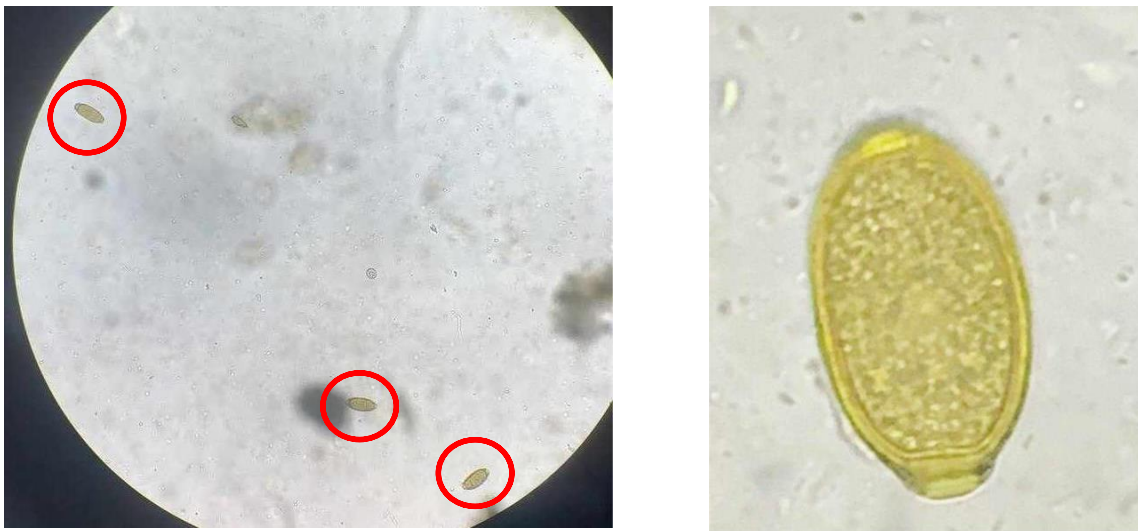


Figure (43): Œufs de *Capillaria sp.* observés sous microscope Gx10 et x100 chez un Perdrix(photo personnelle)

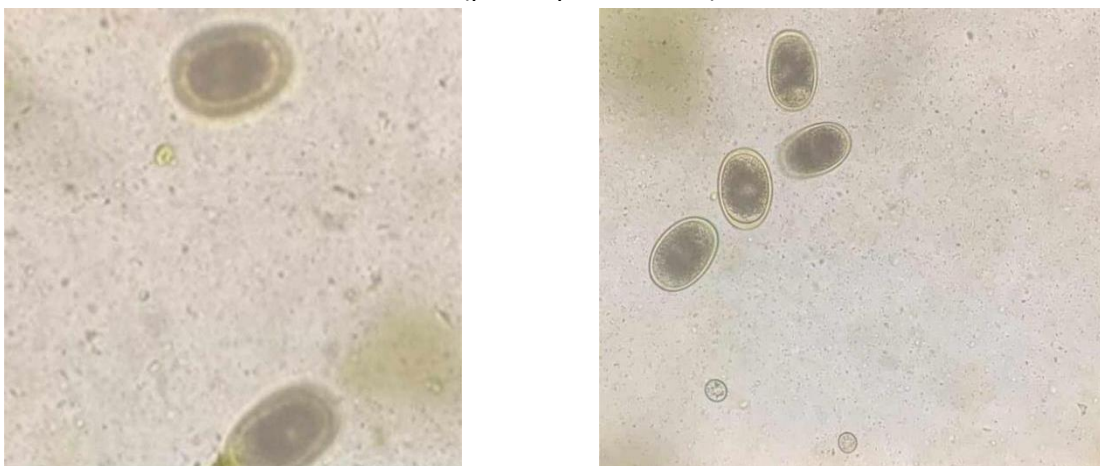


Figure (44): Œufs d'*Ascaris sp.* et *Eimeria sp.* chez un perroquet Gx40 (photo personnelle)



Figure (45): 3 types de parasites dans le même prélèvement Gx40 chez un faisan (photos personnelles)

A: *Capillaria* spp. B: *Heterakis gallinarum* C: *Eimeria* spp.

II.4. Prévalences des différents parasites infestant les oiseaux :

Le tableau (8) montre les taux des différents parasites digestifs et respiratoires infestant les oiseaux de cages et de volières. L'infection par les *Eimeria* sont les plus dominantes chez les oiseaux de cages 49,1% et de volières 60%. Les ascarides ont été diagnostiqué seulement chez les oiseaux de cages avec une prévalence de 29,5%. *Capillaria* ont été mis en évidence aussi bien chez les oiseaux de cages et de volières avec des prévalences respectives de 8,1% et 35%. *S. trachea* et *H. gallinarum* ont été diagnostiqué avec des prévalence de 15% et 5% chez les oiseaux de volières.

Tableau (8) : Prévalences des parasites retrouvés chez les oiseaux de cages et de volières

Oiseaux/parasites	<i>Eimeria</i> spp	<i>Ascaridia</i> spp	<i>Capillaria</i> spp.	<i>Syngamus trachea</i>	<i>Heterakis gallinarum</i>
Oiseaux de volières	60% (12/20)	0%	35% (7/20)	15% (3/20)	5% (1/20)
Oiseaux de cages	49,1% (30/61)	29,5% (18/61)	8,1% (5/61)	0%	0%
Totalité des oiseaux	51,8% (42/81)	22,22% (18/81)	14,8% (12/81)	3,7% (3/81)	1,23% (1/81)

Le tableau (9) montre les prévalences parasitaires calculés pour chaque espèce de oiseaux. On remarque que les faisans ont été les plus infectés avec une prévalence de 87.5%, suivi par les perdrix 66.6%, les chardonnerets 57.5%, les perroquets 57.1%, les callopsites 55.5% et les perruches 50%. Les canaris ont une prévalence parasitaire de 38.8% relativement faible par rapport aux autres espèces et enfin les inséparables n'ont pas été parasités.

Tableau (9): Prévalences parasitaires chez toutes les espèces hôtes examinés

L'hôte	Nb d'hôtes examinés	Nb d'hôtes parasités	Nb d'hôtes non parasités	P (%)
chardonneret	19	11	8	57.5%
canaris	18	7	11	38.8%
perroquet	7	4	3	57.1%
perruche	6	3	3	50%
callopsite	9	5	4	55.5%
inséparables	2	0	2	0%
perdrix	12	8	4	66.6%
faisan	8	7	1	87.5%

II.5. Discussion globale :

Sur base du questionnaire distribué aux vétérinaires cliniciens, notre étude a montré que les cas cliniques les plus fréquents en pratiques vétérinaires des oiseaux de cages sont dues au parasitisme externe et interne, dont les motifs de consultation incluent les diarrhées, la chute de plumes, les démangeaisons et la léthargie. Ces résultats ont été appuyés sur nos observations dans certaines animaleries. Cette situation a été attribuée principalement au manque d'hygiène, le stress due aux grands effectifs et les cohabitations (Gorin et *al*, 2018). La présence de signes de calvitie chez les oiseaux peut être attribué aux phtiriasés et mycoses. Cependant, aucun ectoparasite n'a été identifié chez les oiseaux de la présente étude. Il est probable que la petite taille des poux contribué à la difficulté de mise en évidence associée à l'emploi des insecticides par voie locale qui a coïncidé avec notre étude. Il est important de noter que certains propriétaires d'animaleries mettent à la disposition de

leurs clients des médicaments antiparasitaires à usage vétérinaire notamment ceux à base d'ivermectines (fig.46). Il est également important de noter que certains signes cliniques notamment cutanés comme la calvitie peuvent apparaître dues aux carences alimentaires particulièrement le soufre qui joue un rôle prépondérant dans la composition des acides aminés soufrés qui constituent la base de la composition des plumes chez les oiseaux (Deschutter et Leeson, 1986).



Figure (46): Produit antiparasitaire vendus par une animalerie (photos personnelles)

Concernant les endoparasites, La plupart des oiseaux de cages et de volières ont été parasités par des oocystes d'*Eimeria spp.* avec une prévalence de 51,8%. Ce parasitisme à protozoaires peut être en coïnfection ou associé à d'autres parasites helminthiques surtout les nématodes particulièrement *Ascaridia spp.* et *Capillaria spp.* Nos résultats sont similaires à ceux rapportés par Carrera-Jativa et *al.* (2018) qui stipulent que ces parasites sont fréquents chez les oiseaux en captivité et en liberté comme rapportés par Coroian et *al.* (2024) en Roumanie qui signalent des prévalences de 24.8% pour *Eimeria spp.* et 25.5% pour *Ascaridia galli*.

Il a été rapporté que la présence d'*Eimeria spp.* dans les fientes d'oiseaux est très fréquente et ne signe pas toujours une coccidiose chez les oiseaux, d'autant que ces derniers sont des hôtes naturels des *Eimeria*. Ces protozoaires font partie du microbiote intestinale et le dérèglement du milieu intestinale associé à un déséquilibre de la relation hôte-parasite favorise une multiplication des *Eimeria* qui peuvent causer des coccidioses (Madlala et *al.*, 2021). Tout cela explique pourquoi on parle de « parasitisme » dans ce cas et pas de « parasitose » (Omolade, 2018)

Nous avons mis en évidence les œufs de *Syngamus trachea*, parasite des voies respiratoires particulièrement la trachée, dans les fientes des faisans sans aucuns signes cliniques respiratoires évident, il est probable qu'il s'agit d'une infestation légère ou débutante. Le type d'infestation est difficile à déterminée avec exactitude en l'absence d'une coproscopie quantitative par la méthode de Mac Master (Vadlejch et *al.*,2011). L'absence d'un état clinique est en faveur d'un portage asymptomatique par des oiseaux adultes ou immunocompétents (Zamorena et *al.*,2024). Nos résultats sont similaires à ceux rapporté en Moldavie par Zamornea et *al.* (2024) qui stipulent que *Syngamus trachea* comme l'une des sept espèces de nématodes affectant les faisans, soulignant sa présence générale.

Heterakis gallinarum a rapporté avec une prévalence de 5% chez les oiseaux de volières particulièrement la perdix. Nos résultats corroborent ceux rapporté chez les dindons sauvages en liberté et les faisans à col cerclé en captivité en Pennsylvania (Greenawalt et *al.*, 2024). Ce parasite représente un réel danger pour la santé des gallinacés par son action pathogènes et sa capacité à jouer le rôle de réservoir et d'hôte intermédiaire dans la transmission d'*Histomonas meleagridis* responsable de l'histomonose, « maladie de la tête noire », maladie grave qui provoque de pertes économiques considérables dans les élevages des galliformes surtout les dindons d'élevage (Clark et Kimminau,2017).

Conclusion :

les parasites internes et externes représentent une menace majeure pour la santé des oiseaux de cages et de volières, pouvant entraîner des troubles cliniques variés, une baisse de l'immunité, voire la mort en l'absence de prise en charge appropriée. Cette étude apporte des informations sur les populations parasitaires retrouvées chez les oiseaux dans la région d'Alger et de Blida (*Eimeria spp*, *Capillaria spp*, *Ascaridia spp*, *Syngamus trachea* et *Heterakis gallinarum*), et les résultats qu'on a obtenus confirme que Les oiseaux étant des espèces très sensibles, nécessite une suivi médical régulier.

Recommandations :

Pour prévenir les infestations par les endoparasites et les ectoparasites chez les oiseaux de cages et de volières, une hygiène rigoureuse de l'environnement est essentielle. Il est recommandé de nettoyer régulièrement les cages, volières, perchoirs, mangeoires et abreuvoirs avec un désinfectant adapté, tout en veillant à changer la litière fréquemment pour éviter l'accumulation d'humidité et de matières fécales, favorables au développement des parasites. Une surveillance régulière de l'état des plumes et de la peau, notamment autour du cloaque, du cou et sous les ailes, permet de détecter rapidement la présence d'ectoparasites tels que les poux ou les acariens. En prévention, l'usage de poudres ou de sprays antiparasitaires spécifiquement conçus pour les oiseaux est conseillé, tout comme l'éloignement des sources de stress qui affaiblissent leur système immunitaire, en addition au vaccin contre la coccidiose qui est strictement nécessaire pour les oiseaux d'élevage. Enfin, un vermifuge adapté administré périodiquement sous contrôle vétérinaire permet de limiter les risques liés aux parasites internes.

Références bibliographiques

1. PYLE, R. L. (2022). An Introduction to Scientific Names of Organisms, and the Taxon Concepts they Represent. Biodiversity Information Science and Standards, 6.
2. JOBLING, J. A. (2010).. The Helm dictionary of scientific bird names : from aalge to zusii. Christopher Helm
3. BARNES H.J., (1986) - "Parasites" in Clinical Avian Medicine and Surgery, G.J. Harrison and L. R. Harrison, Eds., pp. 472–485, W.B. Saunders, Philadelphia, Pa, USA.
4. ALTMAN R.B., CLUBB S.L., DORRESTEIN G.M., QUESENBERRY K., (1997) - Avian Medicine and Surgery, Philadelphia: W.B. Saunders, 1070 p.
5. OLSEN G.H., OROSZ S E., (2000) - Manual of Avian Medicine, Mosby, Inc., St. Louis, Miss, USA.
6. ZIAM.H.(2018) .Notions de parasitologie générale protozoologie et helminthologie.famille des eimeridae. p46
7. ALSABAHY, Z. H., & SHAIKH, J. D. (2024). Coccidiosis in Domestic Avian Species: An Epidemiological and Genetic Review in Chhatrapati Sambhajnagar, Maharashtra, India. Sch Int J Biochem, 7(8), 118-124.
8. BERTO, B. P., BRICE, B., THOMAS, G., ELLOIT, A., ZAHEDI, A., & YANG, R. (2022). Eimeria spp. and Tyzzeria perniciosa Allen, 1936 (Apicomplexa: Eimeriidae) from a Pacific black duck, Anas superciliosa Gmelin (Aves: Anseriformes), in western Australia. Current Research in Parasitology & Vector-Borne Diseases, 2, 100075.
9. BALICKA-RAMISZ, A., & PILARCZYK, B. (2014). Occurrence of coccidia infection in pigeons in amateur husbandry. Diagnosis and prevention. Annals of parasitology, 60(2).
10. MARES, M. M., AL-QURAIHY, S., ABDEL-GABER, R., & MURSHED, M. (2023). Morphological and molecular characterization of Eimeria spp. infecting domestic poultry Gallus gallus in Riyadh city, Saudi Arabia. Microorganisms, 11(3), 795.
11. JULIANA.T, FELIPE.B, ESTEFANY.F , GERALDO.M, LUZIA .P, BRENDON .A, THAIS .F, VINÍCIUS .L: 13.10.2022. Front. Vet. Sci.Prevalence and diversity of Eimeria spp. in free-range chickens in northeastern Brazil 9-1031330
12. KNIGHT, A., EWEN, J. G., BREKKE, P., & SANTURE, A. W. (2018). The evolutionary biology, ecology and epidemiology of coccidia of passerine birds. Advances in parasitology, 99, 35-60.
13. BURRELL, A., TOMLEY, F. M., VAUGHAN, S., & MARUGAN-HERNANDEZ, V. (2020). Life cycle stages, specific organelles and invasion mechanisms of Eimeria species. Parasitology, 147(3), 263-278

14. NGUYEN-HO-BAO,TAHA, S., , T., BERBERICH, L. M., GAWLOWSKA, S., DAUGSCHIES, A., & RENTERÍA-SOLÍS, Z. (2023). Interplay between *Eimeria acervulina* and *Cryptosporidium parvum* during In Vitro Infection of a Chicken Macrophage Cell Line (HD11). *Life*, 13(6), 1267.
15. AHMAD, R., YU, Y.-H., HUA, K., CHEN, W.-J., ZABORSKI, D., DYBUS, A., HSIAO, F. S.-H., & CHENG, Y.-H. (2023). Management and control of coccidiosis in poultry. *Animal Bioscience*. 37(1), 1
16. TUSKA-SZALAY, B., SIPOS, G., TAKÁCS, N., KONTSCHÁN, J., SÁNDOR, A. D., PÉTER, Á., & HORNOK, S. (2022). Molecular epidemiological study of *Trichomonas gallinae* focusing on central and southeastern Europe. *Frontiers in Veterinary Science*, 9, 1050561.
17. AHMED O. EL-KHATAM, MAHMOUD R. ABOULAILA, MAHMOUD IBRAHIM, MOSTAFA M. ABDEL-GABER, *Trichomonas gallinae*: Prevalence and molecular characterization from pigeons in Minoufiya governorate, Egypt, *Experimental Parasitology*, Volume 170, 2016
18. BERNARD TANTART 2(015) ; *Trichomonose des canaris*.
19. GIRARD, Y. A., ROGERS, K. H., GERHOLD, R., LAND, K. M., LENAGHAN, S. C., WOODS, L. W., .& JOHNSON, C. K. (2014). *Trichomonas stableri* n. sp., an agent of trichomonosis in Pacific Coast band-tailed pigeons (*Patagioenas fasciata monilis*). *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, 3(1), 32-40.
20. MARTÍNEZ-DÍAZ, R. A., PONCE-GORDO, F., RODRÍGUEZ-ARCE, I., DEL MARTÍNEZ-HERRERO, M. C., GONZÁLEZ, F. G., MOLINA-LÓPEZ, R. Á., & GÓMEZ-MUÑOZ, M. T. (2015). *Trichomonas gypaetini* n. sp., a new trichomonad from the upper gastrointestinal tract of scavenging birds of prey. *Parasitology Research*, 114, 101-112.
21. DIRREN, S., BOREL, S., WOLFRUM, N., (2022) *Trichomonas gallinae* infections in the naïve host *Montifringilla nivalis* subsp. *nivalis*. *Journal of Ornithology* vol. 163, n° 1, p. 333-337.
22. GÓMEZ-MUÑOZ, M. T., GÓMEZ-MOLINERO, M. Á., GONZALEZ, F., AZAMI-CONESA, I., BAILEN, M., GARCIA PIQUERAS, M., & SANSANO-MAESTRE, J. (2022). Avian oropharyngeal trichomonosis: treatment, failures and alternatives, a systematic review. *Microorganisms*, 10(11), 2297.
23. KAZEMILIFSHAGERD, F., BEHROUZINASAB, O., KOOCHAKZADEH, A., & KAZEMNEZHAD, M. (2023). Evaluation of Giardiasis in Companion Birds in Mashhad, Iran.
24. SEVGISUNAR, N., ŞAHINDURAN, Ş., & ADANIR, R. (2013). *Giardia psittaci* and *Eimeria dunsingi* in Budgerigar Colonies. *Mehmet Akif Ersoy University Journal of Health Sciences Institute*, 1(1), 11-18.
25. FRANCO, E. DE S., & ROMEIRO, E. T. (2023). *Giardia psittaci* in non conventional pets: literature review. *Concilium*, 23(12), 293–305.

26. HELMY, Y. A., & HAFEZ, H. M. (2022). Cryptosporidiosis: from prevention to treatment, a narrative review. *Microorganisms*, 10(12), 2456.
27. LIAO, C., WANG, T., KOEHLER, A. V., HU, M., & GASSER, R. B. (2021). Cryptosporidium of birds in pet markets in Wuhan city, Hubei, China. *Current Research in Parasitology & Vector-borne Diseases*, 1, 100025.
28. WAFAR A. ABD EL-GHANY .(2022). Avian cryptosporidiosis: a significant parasitic disease of public health hazard Slovenian. *Veterinary Research* 59, 6-15
29. S.SIVAJOTHI, SUDHAKARA REDDY B., 19 Jan 201. Cryptosporidiosis in pet birds-zoonotic alert to kids 3, 45-46
30. LIAO, C., WANG, T., KOEHLER, A. V., HU, M., & GASSER, R. B. (2021). Cryptosporidium of birds in pet markets in Wuhan city, Hubei, China. *Current Research in Parasitology & Vector-borne Diseases*, 1, 100025
31. CHABASSE, D., DANIS, M., GUIGUEN, C., RICHARD-LENOBLE, D., CHARTIER-BOTTEREL, F., & MIÉGEVILLE, M. (2010). Parasitoses et mycoses des régions tempérées et tropicales (p. 408). Elsevier-Masson.
32. BENAMROUZ, S., GUYOT, K., GAZZOLA, S., MOURAY, A., CHASSAT, T., DELAIRE, B., & CERTAD, G. (2012). Cryptosporidium parvum infection in SCID mice infected with only one oocyst: qPCR assessment of parasite replication in tissues and development of digestive cancer. *PLoS One*, 7(12), e51232.
33. NAKAMURA, A. A., & MEIRELES, M. V. (2015). Cryptosporidium infections in birds-a review. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 24(3), 253-267.
34. CHECKLEY W, WHITE JR AC, JAGANATH D, et al. A review of the global burden, novel diagnostics, therapeutics, and vaccine targets for cryptosporidium. *Lancet Infect Dis* 2015;15:85–94
35. ELAINE LOPES DE CARVALHO, RICARDO LUIS SOUSA SANTANA, JOSÉ LEDAMIR SINDEAUX NETO, MICHELE VELASCO OLIVEIRA DA SILVA, ELANE GUERREIRO GIESE, (2022). Federal Rural University of Amazonia. A new nematode of the family Capillariidae identified in Cairina moschata (Linnaeus) on Marajó Island in the Brazilian Amazon 32.3-23
36. MASAE TAMARU, SEIYA YAMAKI, LEA A. JIMENEZ, HIROSHI SATO, (2015). Yamaguchi University, Davao Oriental State College of Science and Technology. Capillaria anatis , Capillaria pudendotecta , and Capillaria madseni) and Baruscapillaria obsignata (Nematoda: Trichuridae: Capillariinae) in avians 114.4011-4022
37. MALIK. (2022). Prevalence of capillaria nematodes of pigeons (columba livia domestica) in district Narowal, Punjab, Pakistan. *Pakistan Journal of Science*, 72(1).

38. BARATHIDASAN, R., SINGH, S. D., GOWTHAMAN, V., LATCHUMIKANTHAN, A., & DHAMA, K. (2014). The first report of severe intestinal capillariosis caused by *Baruscapillaria obsignata* in farmed helmeted guinea fowls (*Numida meleagris*). *Veterinarski Arhiv*, 84(5), 529–536
39. CUPO, K. L., & BECKSTEAD, R. B. (2019). *Heterakis gallinarum*, the Cecal Nematode of Gallinaceous Birds: A Critical Review. *Avian Diseases*, 63(3), 381–388.
40. KUMAR, M. A., KARIKALAN, M., RAHMAN, A. T. F., SRINIVAS, M. V., RAM, H., PAWDE, A. M., SHUKLA, U., YADAV, B. M., DHAMA, K., & SAIKUMAR, G. (n.d.).2023. The first record of *Heterakis gallinarum* as a cause of fatal nodular typhlitis in golden pheasants (*Chrysolophus pictus*) in India. *Iranian Journal of Veterinary Research*, 24, 369–373.
41. WEHR, E. E., & HWANG, J. C. (2016). The Life Cycle and Morphology of *Ascaridia*.
42. HÖGLUND, J., DAŞ, G., TARBIAT, B., GELDHOFF, P., JANSSON, D. S., & GAULY, M. (2023). *Ascaridia galli* - An old problem that requires new solutions. 23, 1–9.
43. SINGH, R., GUPTA, I., & PATIL, R. D. (2023). Ascariasis in poultry: A comprehensive review. *Pharma Innovation*.
44. WILSON, G. H., GREENACRE, C. B., HOWERTH, E. W., AMBROSE, D., & FONTENOT, D. K. (1999). Ascariosis in a Group of Psittacine Birds.32-39.
45. WEHR, E. E., & HWANG, J. C. (1964). The life cycle and morphology of *Ascaridia columbae* (Gmelin, 1790) Travassos, 1913 (Nematoda: Ascarididae) in the domestic pigeon (*Columba livia domestica*). *Journal of Parasitology*, 50(1), 131–137
46. KARIN KREYENBÜHL ;19 oct 2020.Se lancer dans l'élevage de poules pondeuses :une chance à saisir.FORS-futter.ch
47. D. THIENPONT ; F. ROCHETTE ; O. VANPARIJS; 1995. Diagnostic de verminose par examen coprologique.Oiseaux.p131
48. APPELGREN, A. (2015). Conséquences évolutives de la structuration des populations d'un ectoparasite à différentes échelles spatiales: approches empiriques sur le système puce des oiseaux-passereaux (Doctoral dissertation, Université Claude Bernard-Lyon I; Université de Berne).
49. PAWEŁCZYK, O., POSTAWA, T., BLASKI, M., SOLARZ, K. (2020). Morphology Reveals the Unexpected Cryptic Diversity in *Ceratophyllus gallinae* (Schränk, 1803) Infested *Cyanistes caeruleus* Linnaeus, 1758 Nest Boxes.
50. MUMCUOĞLU, Y., & RUFLI, T. (1979). dermatologische entomologie. i. siphonaptera/floeh.
51. FRANCK COLLARD ET ÉVELYNE SAMAMA (2018) Poux, puces, punaises, la vermine de l'homme. Découverte, description et traitements, Antiquité, Moyen Âge, époque moderne Paris, L'Harmattan, 2015, 418 p. In *Annales. Histoire, Sciences Sociales* (Vol. 73, No. 2, pp. 493-495). Cambridge University Press.

52. SAIF, Y. M. (2009). Diseases of poultry. John Wiley & Sons.
53. THOMPSON, R. P. (1968). A survey of ectoparasite infestations on poultry flocks in nova scotia and prince edward island. Canadian Entomologist, 100(4), 402–407
54. KUMAR, V. (2023). Chaetotaxy of Three Nymphal Instars of Menopon Gallinae. International Journal of Science and Research, 12(10), 1502–1506.
55. KUMAR S. NEELIMA.G, AK SAXENA: 2004; Department of Zoology, Govt. Raza Postgraduate College, Rampur (U.P.) 244 901, India.
56. CLAYTON, DALE H.; ROGER D. PRICE (1999). "Taxonomy of New World Columbicola"
57. Salcedo, L. E. (2013). On Three Species of Chewing Lice (Mallophaga: Ischnocera) from the Common Emerald-Dove and the Spotted Imperial-Pigeon (Aves: Columbiformes) in the Philippines. The Philippine Journal of Veterinary Medicine, 50(1)
58. LIFSCHITZ, A., NAVA, S., MIRÓ, V., CANTON, C., ALVAREZ, L., & LANUSSE, C. (2024). Macrocytic lactones and ectoparasites control in livestock: efficacy, drug resistance and therapeutic challenges. International Journal for Parasites
59. O. KILPINEN, A. ROEPSTORFF, A. PERMIN ET G. NØRGAARD-NIELSEN, « Influence of Dermanyssus gallinae and Ascaridia galli infections on behaviour and health of laying hens (Gallus gallus domesticus) », British Poultry Science, vol. 46, no 1, 1er février 2005, p. 26–34
60. VEZZOLI, G., KING, A. J., & MENCH, J. A. (2016). The effect of northern fowl mite (Ornithonyssus sylviarum) infestation on hen physiology, physical condition, and egg quality. Poultry science, 95(5), 1042-1049.
61. SALIM, M. A., LOHRASB, S., ABRISHAMI, S., SAHAB, A., BABAEI, Z., HESHMATI, F., & KOMEILI, N. (2023). Red mite infestation in poultry: morphology, control and prevention. Journal of World's Poultry Science, 2(4), 24-32.
62. SOPRANO. 2014 ; Significance and contrôle of the poultry mite Dermanyssus gallinae. Annual Review of Entomology 59:447-466
63. DOUIFI.M, OUCHENE.N, RAHAL.K: Dermanyssus gallinae in laying hens farms in algeria: infestation prevalence and molecular detection of salmonella. Vol 105 No.1-2(2018)
64. HINKLE, N. C., JIRJIS, F., SZEWCZYK, E., SUN, F., & FLOCHLAY-SIGOGNAULT, A. (2018). Efficacy and safety assessment of a water-soluble formulation of fluralaner for treatment of natural Ornithonyssus sylviarum infestations in laying hens. Parasites & Vectors, 11(1), 99
65. MARTIN, C. D., AND B. A. MULLENS. 2012. Housing and dustbathing effects on northern fowl mites (Ornithonyssus sylviarum) and chicken body lice (Menacanthus stramineus) on hens. Med. Vet. Entomol. 26: 323–333.

66. KIM.K, LEE.S, KWAK.D. 2015 ; Developmental morphology of Knemidokoptes pilae on an infested red-crowned parakeet (Cyanoramphus novaezelandiae). Journal of Veterinary Medical Science.Vol 78.P509-512
67. JULIA VAN VELDEN, ANN KOESLAG, ODETTE CURTIS, TERTIUS A. GOUS, ARJUN AMAR;(2017). Percy FitzPatrick Institute of African Ornithology.Negative effect of mite (Knemidokoptes) infection on reproductive output in an African raptor. Vol. 134, Iss: 3, pp 498-508
68. MULLENS, B. A., MURILLO, A. C., ZOLLER, H., HECKEROTH, A. R., JIRJIS, F., & FLOCHLAY-SIGOGNAULT, A. (2017). Comparative in vitro evaluation of contact activity of fluralaner, spinosad, phoxim, propoxur, permethrin and deltamethrin against the northern fowl mite, Ornithonyssus sylviarum. Parasites & vectors, 10, 1-7.
69. RITCHIE BW., (1995) - Preventing Viral Infections In : Ritchie BW, Avian Viruses. Function and Control, Wingers Publishing, Lake Worth (FL), 105-126
70. DEHAY S., (2006) – Elaboration d’un protocole de visite d’élevage des oiseaux de cage et de volière.
71. FORBES N., (1997) - Vaccination of cage and aviary birds against Newcastle disease Vet. Rec. 140: 103
72. KAUFMAN, P. E., KOEHLER, P. G., & BUTLER, J. F. (2006). External Parasites of Poultry: ENY-290/IG140, 3/2006. EDIS, 2006(9).
73. FRANC, M. (1994). Fleas and methods of control. Revue Scientifique Et Technique De L Office International Des Epizooties, 13(4), 1019–1037.
74. PRITCHARD, M. H., & KRUSE, G. O. (Eds.). (1982). *The collection and preservation of animal parasites*
75. TAMSSAR, M. N. (2006). Parasitisme helminthique gastro-intestinal des moutons abattus aux abattoirs de Dakar. *Faculté de Médecine, de Pharmacie et d’Odonto-Stomatologie de Dakar*.
76. BAINES, C. B., & SHAW, A. K. (2024). Parasite prevalence is determined by infection state- and risk-dependent dispersal of the host. Philosophical Transactions of the Royal Society B, 379(1907).
77. TOURE A., AFFOURMOU K., KOUAKOU S K., KOMOIN-OK C., N'GUESSAN J D., COULIBALY M., DEMBELE A., (2014) - Les coccidioses animales : Sporulation des coccidies au laboratoire. Sante animale en Afrique de l'ouest. .
78. MARGOLIS, L., ESCH, G. W., HOLMES, J. C., KURIS, A. M., & SCHAD, G. (1982). The use of ecological terms in parasitology (report of an ad hoc committee of the American Society of Parasitologists). *The Journal of parasitology*, 68(1), 131-133.
79. CÉCILE, S., & épouse LOIZON, M. R. (2009). Contribution a l’étude du canari en tant qu’animal de compagnie.

80. LEZZAR N., (2018) – Manuel d'autopsie de pathologie aviaires. Polycopié pédagogique. Institut Références bibliographiques 46 des sciences vétérinaires. 149 p.
81. PAULA, J. H. N. DE, SILVA, J. M. M., HIRANO, L. Q. L., CARNEIRO, I. V., MARTINS, N. B., & SOUZA, R. R. DE. (2018). Parasitism by *Syngamus trachea* in blue-and-yellow macaw (*Ara ararauna*). *Acta Scientiae Veterinariae*, 46, 5.
82. MEISTER, S. L., WENKER, C., WYSS, F., ZÜHLKE, I., VEIGA, I. M. B., & BASSO, W. (2022). *Syngamus trachea* in free-ranging white stork (*Ciconia ciconia*) nestlings in Switzerland. *International Journal for Parasitology. Parasites and Wildlife*, 18, 76–81.
83. GETHINGS, O. J. (2018). *The influence of syngamus trachea on pheasant populations*.
84. ORTLEPP, R. J. (1923). The Life-History of *Syngamus trachealis* (Montagu) v. Siebold, the Gape-Worm of Chickens. *Journal of Helminthology*, 1(3), 119–140.
85. CARRERA-JÁTIVA, P. D., MORGAN, E. R., BARROWS, M., & WRONSKI, T. (2018). Gastrointestinal parasites in captive and free-ranging birds and potential cross-transmission in a zoo environment. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 49(1), 116-128.
86. GORRÍN, A. G., COLAS, C. M., MEIRELES, R. T., PÉREZ, O. R. E. (2018). Efecto de la situación sanitaria del galpón de gallinas sobre los estadios larvarios de endoparásitos en los hospederos intermediarios y en el comportamiento productivo (3), 908–915.
87. DESCHUTTER, A., & LEESON, S. (1986). Feather growth and development. *World's Poultry Science Journal*, 42(3), 259-267.
88. COROIAN, M., FÁBIÁN-RAVASZ, T. Z., DOBRIN, P. R., & GYÖRKE, A. (2024). Occurrence of *Eimeria* spp. and intestinal helminths in free-range chickens from Northwest and Central Romania. *Animals*, 14(4), 563.
89. MADLALA, T., OKPEKU, M., & ADELEKE, M. A. (2021). Understanding the interactions between *Eimeria* infection and gut microbiota, towards the control of chicken coccidiosis: a review. *Parasite*, 28, 48.
90. OMOLADE, O.O. (2018). Of Parasites And Their Hosts. *Biomedical Journal of Scientific and Technical Research*, 12 (1), 8933-8935.
91. VADLEJCH, J., PETRTÝL, M., ZAICHENKO, I., ČADKOVÁ, Z., JANKOVSKÁ, I., LANGROVÁ, I., & MORAVEC, M. (2011). Which McMaster egg counting technique is the most reliable?. *Parasitology research*, 109, 1387-1394.
92. ZAMORNEA, M., ERHAN, D., RUSU, Ș., CHIHAI, O., GLIGA, O., & BOTNARU, N. (2024). Infestații cu specii de nematode la fazanul comun (*phasianus colchicus* L.) și prepelițe (*cotrunix cotrunix* L.) din Republica Moldova. *Studia Universitatis Moldaviae (Seria Științe Reale și ale Naturii)*, 171(1), 13-17.

93. GREENAWALT, D., YABSLEY, M. J., WILLIAMS, L., CASALENA, M. J., BOYD, R., DEBELAK, E., & BROWN, J. (2020). Surveillance for *Heterakis* spp. in game birds and cage-free, floor-raised poultry in Pennsylvania. *Avian diseases*, 64(2), 210-215.
94. CLARK, S., & KIMMINAU, E. (2017). Critical review: future control of blackhead disease (histomoniasis) in poultry. *Avian Diseases*, 61(3), 281-288.

Sites web:

1. <https://www.norfeed.net/sante-animale/lutter-contre-la-coccidiose/>
2. <https://www.woopets.fr/oiseau/guide/symptomes-maladies-oiseaux-compagnie/>
3. www.ESCCAP.Fr.
4. www.Wingup.com