

**REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE**



**Université de Blida -1-
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département de Biologie**

Mémoire de fin d'études

En vue de l'obtention du diplôme de master dans le domaine SNV

**Filière : Sciences Biologiques
Option : Parasitologie**

Contribution à la connaissance des maladies parasitaires chez les oiseaux de cages et de volières

Présenté par :

Date de soutenance : le 14 juillet 2022

M^{lle}. FRAIDI Chanez

M. RAMI Youcef Tami

Devant le Jury :

Dr. Alaoui A.

MCB /USDB1

Président

Dr. Makhlouf C.

MCB/USDB1

Examinatrice

Dr. Bendjoudi D.

Professeur/USDB1

Promoteur

Promotion : 2021 – 2022

Remerciement

*N*ous voudrions en premier lieu, remercier le bon Dieu de nous avoir aidé à arriver là où nous sommes.

*O*n souhaite adresser nos remerciements les plus sincères aux personnes qui nous ont aidé de près ou de loin à la réalisation de ce mémoire qui marque la fin de nos études universitaires.

*N*ous tenons à adresser toute notre gratitude à notre promoteur *Monsieur Bendjoudi Djamel*, *Professeur* au département de Biologie de l'université de Blida -1- pour sa confiance, sa disponibilité, surtout ses judicieux conseils et la qualité de son encadrement.

*N*os remerciements s'adressent à *Monsieur Alaoui Amine Maître de conférences B* au département de Biologie de faire partie en qualité de président de jury et pour tout l'effort qu'il a fourni durant notre cursus.

*N*ous remercions Madame *Makhlouf Chahrazed Maîtres de Conférences B*, à l'université de Blida -1- d'avoir accepté d'examiner notre mémoire de fin d'étude.

*N*ous tenons à remercier tout le corps d'enseignements qui ont participé à notre formation au cours de la graduation.

*O*n remercie madame *Marniche Faiza*, *Professeur* à l'École National Supérieure Vétérinaire d'Alger pour le temps qu'elle nous a consacré tout au long de stage, ainsi pour son aide au laboratoire.

*E*nfin, On remercie tous ceux qui, d'une façon ou d'une autre, ont apporté un plus à l'accomplissement de ce mémoire.

Dédicace

Je donne cet humble travail dédié à deux personnes dignes d'une valeur infinie A mes très chers parents pour leur amour et leur encouragement et que Dieu les bénisse avec une bonne santé toujours.

A mes chères sœurs que j'aime beaucoup Lina, Sarah, Maria et la petite Yasmine.

Dédié à mes chers grands-parents maternelle Allah yerhamhoum, à mon grand-père Ramí Med-Larbí Allah yerahmou et à ma grand-mère Zohra que dieu la garde en bonne santé toujours et à tous mes oncles et tantes et à toute la famille, en particulier à mes proches.

A tous mes amis, Mourad, Nadjib, Redha, tous ceux oubliés de ma plume mais jamais de mon cœur. A tous mes proches de la faculté S.N.V.

Une spéciale pensée à mon cher ami et frère Abd El Aziz Drihem (Zizou) qui nous a quitté trop tôt (01.03.2017) qu'Allah le tout puissant et miséricordieux accorder au défunt sa sainte miséricorde et l'accueillir en son vaste paradis.

“ Youcef ”

Dédicace

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

A ma très chère mère

Aucune dédicace n'est susceptible de vous exprimer mon plus grand respect, amour éternel et mon estime pour les grands sacrifices que vous avez consenti pour mon instruction et mon bien-être

Je vous remercie pour tout le soutien et l'amour que vous me portez depuis mon enfance et j'espère que votre bénédiction m'accompagne toujours. Puisse dieu, le très haut, vous accorder santé, bonheur et longue vie

A mon très cher père

Aucun hommage ne saurait transmettre à sa juste valeur ; l'immense gratitude, le respect et l'amour que je porte pour tous les encouragements et les sacrifices consentis avec dévouement afin que rien n'entrave le déroulement de mes études pour aller de l'avant vers un avenir meilleur. J'implore dieu le tout puissant de vous protéger du mal et vous procurer bonne santé et longue vie

A ceux qui m'encourage à chaque fois

A mes deux chers frères Mohamed et Walid. Mes tantes Souad, Faiza et Malika. Mes oncles Saïd et Kamel ; et toute la famille Hamza. Je vous dédie ce travail avec tous mes vœux de bonheur, santé et réussite

A ma chère cousine Fedoua, merci énormément pour ton soutien et ton encouragement. Je t'aime de tout mon cœur

*Sans oublier mon binôme Youcef, qui a contribué à la réalisation de ce
modeste travail*

A toutes les amies et les collègues de ma promotion

A tous ceux que j'aime et m'aiment

*Je vous remercie infiniment pour votre soutien qui m'a encouragé à
réaliser ce travail*

“ Chanez ”

Contribution à la connaissance des maladies parasitaires chez les oiseaux de cages et de volières

Résumé

Le présent travail s'intéresse aux maladies parasitaires chez les oiseaux de cages et de volières dans le but d'évaluer la faune d'ectoparasites vivant sur le corps de ces espèces aviennes, ainsi sur les endoparasites à partir de l'analyse de leurs matières fécales, en appliquant la technique d'enrichissement par flottaison et la technique de sporulation des coccidies.

L'étude a été effectuée sur 41 oiseaux (canaris, chardonnerets élégants et perruches) dans une chambre d'élevage à Bou Ismaïl (Tipaza), dont 30 individus ont été infestés par la même espèce d'acariens, le Pou rouge "*Dermanyssus gallinae*" qui était dominant sur les 3 types d'hôtes ainsi qu'une infestation totale par le même parasite dans toutes les cages d'élevages examinées. Alors que les analyses coprologiques ont montré l'absence totale des endoparasites dans les matières fécales analysés.

Mots clés : oiseaux de cages, Pou rouge, endoparasite, analyse coprologique.

Contribution to knowledge of parasitic diseases in cages and aviary birds

Abstract

The work presented interested in the parasitic diseases of cages and aviary birds in order to evaluate the fauna of ectoparasites of these avian species, as well as on endoparasites from the analysis of their fecal matter. Applying the technique of enrichment by flotation and the technique of sporulation of coccidia

The study was carried out on 41 birds (Canaries, Goldfinches and parakeets) in a breeding room in Bou Ismaïl (Tipaza), of which 30 individuals were infested with the same species of mites, the Red Lice, "*Dermanyssus gallinae*" which was dominant over the 3 host types as well as a total infestation by the same parasite on all cages examined. While the coprological analyses showed the total absence of endoparasites in the fecal matter analyzed.

Keywords : cage birds, Red lice, endoparasite, coprological analysis.

مساهمة في معرفة الأمراض الطفيلية عند الطيور القفصية

يركز العمل المقدم على الامراض الطفيلية التي تصيب طيور الاقفاص، بهدف تقييم الطفيليات الخارجية التي تعيش على اجسام هذه الطيور والطفيليات الداخلية من خلال تحاليل البراز، عن طريق تطبيق تقنية التعويم و تقنية تبوغ الكوكسيديا. أجريت الدراسة على 41 طائرا (طيور الكناري، طيور الحسون والبيغاوات) في غرفة لتربية الطيور ببو إسماعيل (تبيازة)، حيث اصيب منها 30 فردا بنفس أنواع العث، وهو القمل الأحمر *Dermanyssus gallinae* الذي كان سائدا على أنواع المضيف 3 بالإضافة إلى غزو كامل من قبل نفس الطفيلي على جميع الأقفاص التي تم فحصها. بينما أظهرت تحاليل البراز الغياب التام للجراثيم الداخلية في البراز التي تم تحليلها.

كلمات البحث : طيور الاقفاص، القمل الأحمر، طفيليات داخلية، تحاليل البراز.

LISTE DES ABREVIATIONS

- A.M.M** : Autorisation de mise sur le marché
- E.N.S.V** : Ecole National Supérieur Vétérinaire
- G** : grossissement
- IM** : intensité moyenne
- Im** : intra-musculaire
- MO** : microscope optique
- P (%)** : prévalence
- PO** : per os : par voie orale
- SC** : sous-cutanée

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1 : Parasites pathogènes couramment rencontrés chez les oiseaux de cages et de volières.....	7
Tableau 2 : Les maladies parasitaires rencontrées chez les différentes espèces d'oiseaux de cages et de volières.....	13
Tableau 3 : Les outils et produits utilisés pendant la période d'expérimentation.....	17
Tableau 4 : Certaines parasitoses chez les oiseaux examinés.....	31
Tableau 5 : Taxonomie de <i>Dermanyssus gallinae</i> (De Geer, 1778).....	34
Tableau 6 : Localisation de <i>Dermanyssus gallinae</i> chez les oiseaux examinés.....	35
Tableau 7 : Indices parasitaires chez les espèces hôtes examinés.....	36
Tableau 8 : Les indices parasitaires chez les adultes et les jeunes oiseaux élevés en cage.....	38
Tableau 9 : Les indices parasitaires chez les oiseaux et les cages.....	38

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : <i>Dermanyssus gallinae</i> De Geer, 1778 « Pou rouge ».....	3
Figure 2 : <i>Argas persicus</i> Oken, 1818.....	4
Figure 3 : <i>Echidnophaga gallinacea</i> Westwood, 1875 (1mm long).....	5
Figure 4 : <i>Ceratophyllus gallinae</i> Schrank, 1903 (2-3,5 mm long).....	5
Figure 5 : Collecte et conservation des fientes des différentes espèces d'oiseaux de cages.....	19
Figure 6 : Les étapes de la collecte des ectoparasites sur terrain.....	20
Figure 7 : Technique de préparation des montages des lames.....	22
Figure 8 : Technique d'enrichissement par flottaison.....	23
Figure 9 : Technique de sporulation des coccidies au laboratoire.....	25
Figure 10 : Age des oiseaux hôtes examinés.....	28
Figure 11 : Sexe des oiseaux hôtes examinés.....	28
Figure 12 : Pourcentage des oiseaux hôtes (♂ et ♀) examinés.....	29
Figure 13 : Gonflement (ballonnement) et Léthargie chez les chardonnerets.....	29
Figure 14 : Hépatomégalie chez un chardonneret mutation isabelle (A), et canari (B).....	29
Figure 15 : Gonflement (ballonnement) et inappétence chez un canari.....	30
Figure 16 : Ventre rouge et veine bleu chez un chardonneret.....	30
Figure 17 : Démangeaison et chute de plume au niveau de la tête et le cou chez les chardonnerets.....	30
Figure 18 : A- Des poux et leurs lentes collés sur les plumes d'une perruche ; B- Plume affectée et cassante.....	30
Figure 19 : Diarrhée mucoïde et verdâtre.....	30
Figure 20 : Observation sous loupe binoculaire du Poux rouge <i>Dermanyssus gallinae</i> , vue dorsale au grossissement X 10 (Originale, 2022).....	32

Figure 21 : Aspect morphologique de l'acarien <i>Dermanyssus gallinae</i>	33
Figure 22 : <i>Dermanyssus gallinae</i> femelle stade adulte.....	34
Figure 23 : Localisation de <i>Dermanyssus gallinae</i> sur les oiseaux examinés.....	36
Figure 24 : Répartition des prévalences parasitaires chez les oiseaux de cages.....	37
Figure 25 : Répartition des abondances parasitaires chez les oiseaux de cages examinés.....	37
Figure 26 : Intensité moyenne chez les oiseaux de cages examinés.....	38
Figure 27 : a- Traitement anticoccidien Baycox ; b- Acide organique (Digest).....	40

SOMMAIRE

INTRODUCTION	1
Chapitre I : RAPPEL BIBLIOGRAPHIQUE	
I.1.- Les parasites des oiseaux de cages et de volières	3
I.1.1.- Les ectoparasites	3
I.1.1.1.- Les poux	3
I.1.1.2.- Les tiques	4
I.1.1.3.- Les puces	4
I.1.1.4.- Les punaises	5
I.1.2.- Les endoparasites	6
I.1.2.1.- Les protozoaires	6
I.1.2.2.- Les helminthes	6
I.1.3.- Les parasites pathogènes retrouvés chez les oiseaux de cages et de volière	7
I.2.- Les principales maladies parasitaires chez les oiseaux de cages et de volières	9
I.2.1.- La gale des pattes	9
I.2.2.- Les poux	10
I.2.3.- Les coccidioses digestives	11
I.2.4.- La trichomonose	11
I.2.5.- L'ascaridiose	12
I.3.- Les méthodes de prévention et de lutte contre les parasites et les maladies des oiseaux de cages et de volières	14
I.3.1.- Les mesures de prévention contre les parasites et les maladies des oiseaux de cages et de volières	14
I.3.2.- Vaccination	14
I.3.3.- Hygiène	15
I.3.3.1.- Hygiène des personnes, du matériel et des logements	15
I.4.- Les méthodes de lutte contre les parasites et les maladies des oiseaux de cages et de volières	16

I.4.1.- Lutte contre les ectoparasites-----	16
I.4.2.- Lutte contre les endoparasites-----	16
CHAPITRE II : MATERIEL ET METHODES	
II.1.- Objet de l'étude-----	17
II.2.- L'échantillonnage-----	17
II.3.- Matériel-----	17
II.4.- Méthodes sur terrain et au laboratoire-----	18
II.4.1.- Sur terrain-----	18
II.4.1.1.- Collecte et conservation des fientes-----	18
II.4.1.2.- Collecte des ectoparasites-----	19
II.4.1.3.- Conservation des ectoparasites-----	21
II.4.2.- Au laboratoire-----	21
II.4.2.1.- Identification des ectoparasites-----	21
II.4.2.2.- Identification des endoparasites-----	23
II.5.- Exploitations des données par les indices parasitaires-----	27
II.5.1.- La prévalence (P)-----	27
II.5.2.- L'abondance parasitaire (A)-----	27
II.5.3.- Intensité parasitaire moyenne (IM)-----	27
CHAPITRE III : RESULTAT ET DISCUSSION	
III.1.- Résultats-----	28
III.1.1.- La population des oiseaux de cages examinés-----	28
III.1.2.- Résultat du diagnostic parasitologique des oiseaux-----	29
III.1.3.- Résultats des ectoparasites trouvés chez les oiseaux de cages-----	31
III.1.3.1.- Résultat d'identification des ectoparasites-----	31
III.1.3.2.- Calcul des indices parasitaires chez les hôtes-oiseaux examinés-----	36
III.1.3.3.- Comparaison des indices parasitaires chez les adultes et les juvéniles-----	38

III.1.3.4.- Comparaison des indices parasitaires calculés par rapport aux oiseaux examinés et par rapport aux cages d'élevages. -----	39
III.1.4.- Résultats d'identification des endoparasites chez les oiseaux de cages -----	39
III.2.- Discussion-----	40
CONCLUSION ET PERSPECTIVES -----	42
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES -----	43

INTRODUCTION

Introduction

Les oiseaux font partie intégrante de pratiquement tous les écosystèmes et il n'est pas surprenant qu'on les trouve couramment dans les foyers, les zoos, et les animaleries (Altman *et al.*, 1997 ; Olsen *et al.*, 2000).

Les oiseaux de cages et de volières comme tous les animaux, ils sont attaqués par une grande variété de parasites internes (Nématodes, Trématodes, Cestodes, Acanthocephales et Protozoaires), et externes (Poux, Pucés, Tiques...). Les endoparasites sont difficiles à détecter à cause de leur position, par contre les ectoparasites sont facilement à détecter en raison de leur position sur la peau et sur les plumes (Brook *et al.*, 1991). Bien que les parasites causent habituellement peu ou pas de détresse aux individus en bonne santé dans la nature. Les maladies parasitaires (tel que la coccidiose, l'ascaridiose, la trichomonose...ect) sont parmi les problèmes sanitaires les plus courants chez les oiseaux captifs, en particulier dans les populations à forte densité (Barnes, 1986), Cela nécessite une surveillance constante dans le monde d'élevage des oiseaux, car leurs conséquences cliniques peuvent parfois être sévères, voire causer la mortalité d'individus d'espèces souvent précieuses et rares.

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).

Les animaux de compagnie tels que les oiseaux de cages, prennent une place de plus en plus importante dans la vie de l'homme. Malgré l'affection qu'ils nous apportent, ils sont aussi susceptibles de nous transmettre des maladies, notamment des parasitoses (Tricot, 2003).

Pour cela dans le présent travail, nous nous sommes intéressés aux oiseaux d'élevage dont le but est d'identifier les endoparasites à partir de la matière fécale et les ectoparasites vivant sur le corps de ses espèces, afin de pouvoir évaluer un possible risque de contamination d'homme.

Dans le cadre de cette étude, nous avons adopté un plan composé de trois chapitres dont le premier présente une revue bibliographique sur les différents endoparasites et ectoparasites héberger par les oiseaux de cages et de volières, et les méthodes de lutte et de prévention contre les maladies parasitaires. Le matériel utilisé et les méthodes adoptées sur terrain et au laboratoire sont

regroupés dans le deuxième chapitre tandis que les résultats obtenus ainsi que leurs discussions sont exposés dans le troisième chapitre. Enfin une conclusion accompagnée de perspectives clôture le présent travail.

CHAPITRE I :
RAPPEL
BIBLIOGRAPHIQUE

I.1.- Les parasites des oiseaux de cages et de volières

I.1.1.- Les ectoparasites

Les ectoparasites sont des petits organismes qui vivent à l'extérieur d'autres organismes en affectant essentiellement la peau. Ils se nourrissent soit en mangeant les cellules mortes de la peau et des plumes ou les sécrétions des tissus dont la lymphe (Baud'Huin, 2003). Voici quelques exemples d'ectoparasites rencontrés chez les oiseaux :

I.1.1.1.- Les poux

Plusieurs types de poux peuvent toucher les oiseaux. On distingue notamment le pou suceur « Anoplura » également baptisé « pou rouge » et le pou broyeur « Mallophage » encore appelé « pou gris » (André, 2005 ; Chiheb, 2017).

a. Pou rouge : La sous classe des acariens, qui nous intéresse ici, appartient à la classe des Arachnides (embranchement des arthropodes). L'espèce *Dermanyssus gallinae* (famille des Dermanyssidae) peut parasiter les oiseaux de cages et de volières. Mesurant environ trois quarts de millimètre, ce parasite se nourrit du sang de ses hôtes (**Fig. 1**). De blanc jaunâtre, avant son repas, il devient rougeâtre après s'être gavé de sang. C'est un ectoparasite hématoophage nocturne (actif la nuit). Le jour, il reste caché, à l'abri des regards, dans les recoins des cages et/ou des volières (André, 2005).



Figure 1 : *Dermanyssus gallinae* De Geer, 1778 « Pou rouge » (Speer, 2015)

b. Pou gris : *Philopterus communis* (famille des philopteridae), est un des insectes mallophages qui peuvent parasiter les oiseaux de cage. Cet arthropode, vit sur le tégument des oiseaux (canaris plus particulièrement) et se nourrit de déchets épidermiques (André, 2005). Ce parasite externe de l'ordre des phthiraptères, ne possède pas d'ailes, mais il est équipé de trois

paires de pattes. Il a une tête aplatie, prognate. Les yeux sont atrophiés sans ocelles ; les antennes courtes formées de 3 à 5 articles. Les pièces buccales sont broyeuses (Wangrawa, 2010).

I.1.1.2.- Les tiques

Les tiques sont des parasites hématophages à tous les stades de leur évolution mais dont la plus grande partie de l'existence se passe à l'état libre. Ce sont des acariens de grande taille au corps globuleux et sans segmentation extérieure, ils possèdent un rostre, appareil de fixation sur la peau et permettant la nutrition (constitué de 5 pièces distinctes : 2 pédipalpes, 2 chélicères et un hypostome denticulé sur la face ventrale). La 1^{ère} paire de pattes porte sur le tarse un organe sensoriel ou organe de Haller, permettant aux tiques de repérer leurs proies. Les tiques à l'affût s'en servent presque comme des antennes (Anofel, 2014).

Les tiques retrouvées chez les oiseaux incluent *Argas persicus* (Fig. 2), qui est une tique « molle », des *Ixodes* et des larves et nymphes d'*Amblyomma*, qui, elles sont des tiques « dures » (Forbes *et al.*, 2003 ; Monks *et al.*, 2005).

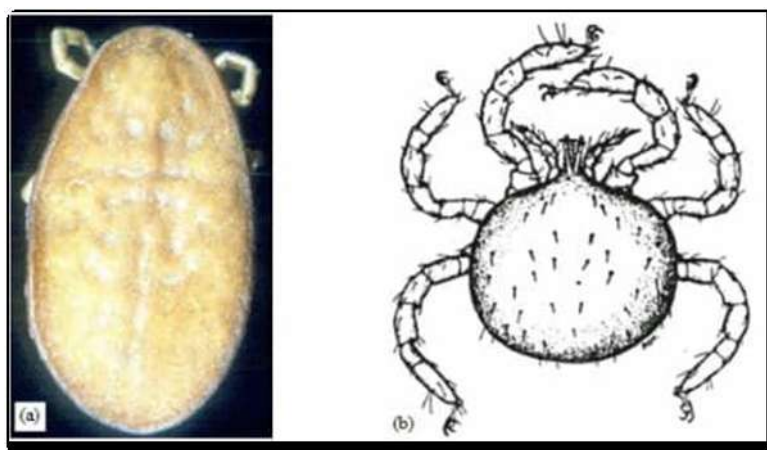


Figure 2 : *Argas persicus* Oken, 1818. (a) Vue dorsale (le mâle est de 4 à 5 mm et la femelle est de 7 à 10 mm de long). (b) larve (kaufmann, 1996)

I.1.1.3.- Les puces

Les Siphonaptères (Siphonaptera) ou puces sont des insectes aptères, holométaboles de très petite taille (1 à 8 mm), de couleur brune, et à corps aplati latéro-latéralement. Ce sont des ectoparasites hématophages des homéothermes uniquement à l'état adulte. La tête, de petite taille, s'unit largement au thorax. Le thorax comprend trois anneaux distincts. Les deux derniers portent, de chaque côté et à la place des ailes, une grande plaque ou écaille aliforme. Montrant une paire de pattes (la troisième) plus développée et volumineuse que les autres et, généralement, adaptée au saut. L'abdomen est constitué de neuf segments qui se chevauchent. La grande majorité des espèces

parasitent en effet les mammifères (environ 95%), les autres vivant aux dépens des oiseaux tel que *Echidnophaga gallinacea* (Fig. 3) et *Ceratophyllus gallinae* (Fig. 4) (Wangrawa, 2010 ; Anofel, 2014 ; Beaucournu *et al.*, 2015).

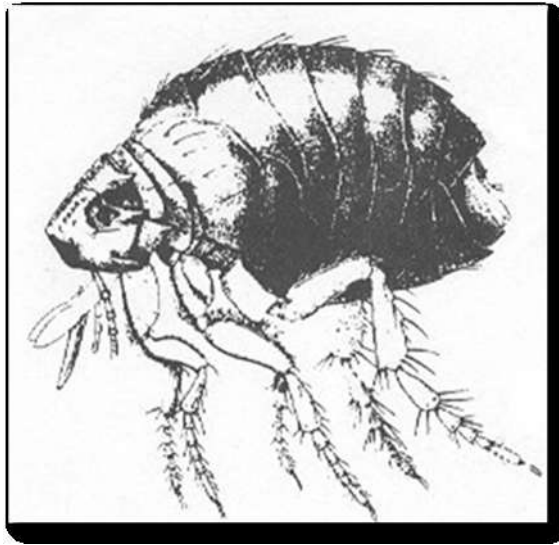


Figure 3 : *Echidnophaga gallinacea* Westwood, 1875 (1mm long) (Calnek, 1997)

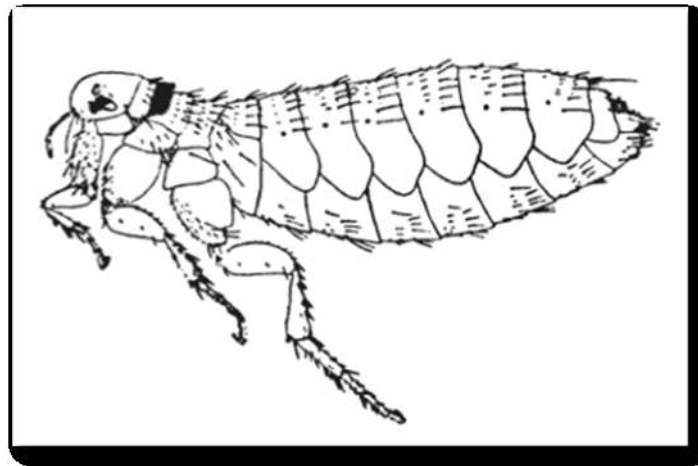


Figure 4 : *Ceratophyllus gallinae* Schrank, 1903 (2-3,5 mm long) (Calnek, 1991)

I.1.1.4.- Les punaises

Les punaises sont des arthropodes Hétéroptères, hématophages de forme générale arrondie ou ovale, large et plate, et de petite taille (4 à 5mm). Elles sont de couleur brune à brun roux clair. Les ailes sont vestigiales, réduites à deux plaques à la base de l'abdomen chez l'adulte. Le rostre possède 3 segments, les antennes à 4 articles. Les yeux sont proéminents, les ocelles absents. Les punaises sont des insectes paurométaboles : les jeunes ressemblent à l'adulte mais certains organes ne sont pas développés comme les genitalia ou les ailes vestigiales qui sont absentes. Le cycle comprend 5 stades juvéniles puis l'adulte. Ces insectes appartiennent à la famille des Cimicidae, divisée en 6 sous-familles. Deux des 6 sous-familles, Cimicinae et

Haemosiphoninae ont pour hôtes principaux les oiseaux (Berenger *et al.*, 2008 ; Delaunay *et al.*, 2010).

I.1.2.- Les endoparasites

Les endoparasites sont des êtres vivants dans le corps d'un animal et s'y développant à ses dépens sans que cette agression soit directement et immédiatement la cause d'un préjudice grave pour l'organisme parasité (Baud'Huin, 2003). Les oiseaux de cage peuvent héberger une large variété d'endoparasites :

I.1.2.1.- Les protozoaires

Ce sont des parasites unicellulaires présents dans le tube digestif, le sang, le système respiratoire, les organes vitaux (foie, reins...). Les oiseaux hébergent une grande variété de protozoaires parasites, principalement des coccidies, des parasites sanguins et des flagellés rencontrés dans le tube digestif (Greiner, 1997 ; Baud'Huin, 2003) :

Les coccidies rencontrées appartiennent aux genres *Eimeria*, *Isospora*, *Caryospora*, *Cryptosporidium* *Sarcocystis*, *Toxoplasma* et *Atoxoplasma*, elles sont ingérées sous forme d'oocystes, qui se développent ensuite le plus souvent dans les intestins et les caecums de leur hôte.

Les parasites sanguins en font partie des *Plasmodium*, *Haemoproteus* et *Leucocytozoon*. Ils sont transmis par des arthropodes piqueurs qui jouent le rôle de vecteurs.

Les flagellés parasitant le tube digestif incluent les *Giardia*, *Hexamita*, *Trichomonas*, *Histomonas* et *Cochlosoma*. Ils sont visibles au microscope sur étalement frais du contenu du tube digestif grâce à leur mobilité (Greiner, 1997).

I.1.2.2.- Les helminthes

Ce sont des parasites pluricellulaires que l'on retrouve principalement dans l'intestin mais aussi dans d'autres organes. Ces vers se scindent en trois groupes (Baud'Huin, 2003) :

a. Les nématodes (vers ronds) : Ils sont cylindriques, filiformes, non segmentés et se terminent en pointe aux extrémités. Parfois on ne retrouve que les œufs ou les larves de ces parasites (Baud'Huin, 2003). Il est à signaler que l'*Ascaridia sp.* est le nématode le plus couramment rencontré chez les oiseaux et se retrouve dans l'intestin. Les syngames quant à eux colonisent l'appareil respiratoire : trachée et bronches, causant une gêne respiratoire (Dehay, 2006).

b. Les cestodes (vers plats) : Les cestodes sont des vers hermaphrodites à corps segmenté

et aplati, divisés en trois parties (le scolex, le cou, le strobile) (Baud'Huin, 2003).

Plusieurs espèces de ténias (classe des cestodes) peuvent avoir les oiseaux pour hôtes à savoir *Davainea* sp., *Cotugnia* sp. et *Raillietina* sp. (André, 2005).

c. Les trématodes : Sont des vers plats de quelques millimètres de long, à corps non segmenté, de forme foliacée ou lancéolée. Ils possèdent un tube digestif le plus souvent terminé en cul de sac et sont généralement hermaphrodites. Ils sont pourvus d'un ou plusieurs organes adhésifs ou ventouses. Les oiseaux sont susceptibles d'héberger les trématodes les plus variés passant par divers hôtes intermédiaires (annélides, crustacés, insectes) dans les stades larvaires (Baud'Huin, 2003).

I.1.3.- Les parasites pathogènes retrouvés chez les oiseaux de cages et de volière

Dans ce tableau récapitulatif seront présentés les parasites pathogènes les plus rencontrés dans les élevages des différentes espèces d'oiseaux de cages et de volières.

Tableau 1 : Parasites pathogènes couramment rencontrés chez les oiseaux de cages et de volières

Parasites	Espèces hôtes cibles	Types de transmission
<u>Protozoaires</u>		
Coccidies <i>Eimeria</i> spp. <i>Isospora</i> spp.	Nombreuse espèces, spécificité d'hôtes	Excrétion fécale, transmission horizontale
<i>Sarcocystis</i> spp.	Nombreuses espèces	Oiseaux hôtes intermédiaires ou définitifs selon l'espèce
<i>Atoxoplasma</i> spp.	Psittaciformes, Passériformes	Excrétion fécale, transmission horizontale
<i>Cryptosporidium</i> spp.*	Nombreuses espèces (Psittaciformes, Passériformes)	Excrétion fécale, transmission horizontale
<i>Toxoplasma gondii</i>	Nombreuses espèces (hôtes intermédiaires)	Excrétion fécale de l'hôte définitif (félidés), transmission horizontale
Flagellés <i>Giardia</i> *	Psittaciformes, callopsittes, perruche ondulée	Excrétion fécale, transmission horizontale, porteurs asymptomatiques chez les callopsittes et les perruches ondulées

<i>Trichomonas gallinae</i>	Nombreuses espèces (Psittaciformes, Columbiformes)	Sécrétions orales, transmission horizontale, les columbiformes sont porteurs asymptomatiques
<i>Hexamita</i>	Psittaciformes, Columbiformes	Excrétion fécale, transmission horizontale
Haemosporidies <i>Haemoproteus</i> spp.	Nombreuses espèces (Passériformes)	Arthropodes piqueurs (Hippoboscidés, <i>Culicoides</i>)
<i>Plasmodium</i> spp.	Nombreuses espèces	Arthropodes piqueurs (<i>Culex</i> , <i>Aedes</i> , <i>Anopheles</i>)
Haemoflagellés <i>Trypanosoma</i> spp.	Nombreuses espèces	Arthropodes piqueurs
<u>Nématodes</u> <i>Ascaridia</i> spp.	Nombreuses espèces	Excrétion fécale, œufs très résistants
<i>Capillaria</i> spp.	Nombreuses espèces	Excrétion fécale, vers de terre hôtes intermédiaires
<i>Syngamus trachea</i>	Passériformes	Excrétion fécale, vers de terre hôtes intermédiaires mais aussi d'autres invertébrés
Filarioidea – Filaires/microfilaires	Nombreuses espèces	Diptères piqueurs
Acanthocephales <u>Cestodes</u> <u>Trematodes</u>	Espèces ingérant les hôtes intermédiaires	Ingestion d'un hôte intermédiaire (insectes, crustacés, vers de terre, mollusques)
<u>Acariens</u> <i>Sternostoma tracheolum</i>	Passériformes	Contact direct
<u>Parasites externes</u> Poux <i>Mallophaga</i> spp.	Nombreuse espèces, spécificité d'hôte	Contact direct
Puces*	Nombreuses espèces	Contact direct
Acariens* <i>Dermanyssus</i> spp.	Nombreuses espèces	Les adultes se nourrissent la nuit, et peuvent vivre des mois sans hôtes
<i>Ornithonyssus</i> spp.	Nombreuses espèces	Les individus vivent sur leur hôte, et peuvent survivre 10 jours sans

<i>Knemidokoptes</i> spp.	Psittaciformes, perruche ondulée, Passériformes	Contact direct
---------------------------	---	----------------

* agent de zoonose potentiel

(Wolff, 1996 ; Taylor, 2000)

I.2.- Les principales maladies parasitaires chez les oiseaux de cages et de volières

Les maladies parasitaires se propagent généralement dans les grandes exploitations. Les parasites, tels que les poux, les coccidies et les acariens de toutes sortes, nichent dans la peau, sous le plumage, dans l'intestin, dans la trachée des oiseaux, provoquant, selon la partie touchée, le ventre gonflé, les plumes endommagées, la nervosité, l'irritabilité, activité de nettoyage excessive, démangeaisons, rougeur de la peau, croûtes jaunâtres ridées et perte partielle des plumes, diarrhée et difficultés respiratoires.

Parmi les principales maladies parasitaires rencontrées chez les oiseaux de cages et de volières, on cite :

I.2.1.- La gale des pattes

La gale des pattes (l'acariose des pattes) est une des dermatoses parasitaires qui touchent les oiseaux de cages et de volières, Elle résulte de l'action d'un parasite appelé *Cnemidocoptes pilae*, qui appartient à la sous-classe des acariens et, à la famille des Sarcoptidae. Cette maladie est plus fréquente chez le canari que chez les perruches (Gelly, 1999 ; Venisse, 2001).

a. Les symptômes

Le parasite vit dans l'épaisseur du derme des pattes et des doigts du canari, au contraire des perruches où le parasite se développe principalement sur la tête et le bec. Il provoque une inflammation de la peau et un soulèvement des écailles. Entre les écailles, se forme une matière blanche correspondant aux débris de peau rejetés par le parasite en creusant l'épiderme. Cela entraîne la formation de croûtes épaisses parfois décrite comme ayant un aspect de « mie de pain séchée ». L'hyperkératose peut être tellement importante qu'on l'observe de volumineuses excroissances cornées. Les parasites provoquent des déformations de griffes et des nécroses des doigts, obligeant l'oiseau à marcher sur ses tarses. En outre, les canaris contaminés peuvent présenter une altération de l'état général avec une diminution de poids et une atteinte possible des organes internes (foie, rate, cœur, poumons, reins) (Sergent, 1981 ; Bourdeau, 1997).

b. Le traitement

- Ramollir les croûtes par application d'huile minérale ou végétale (arachide ou germe de blé) puis à les retirer avec une pince ou par brossage (Sergent, 1981 ; De wailly *et al.*, 1986).
- Le lindane est à utiliser dilué à 0,2 % dans de l'huile d'arachide en application locale exclusivement car c'est un produit toxique (organochloré) chez les oiseaux (Sergent, 1981).
- Le carbaryl peut s'utiliser en solution à 2 % (Océgale, 2 g dans 100 ml) : il faut tamponner les pattes au coton tige légèrement imbibé 2 fois à 8 jours d'intervalle, voire jusqu'à disparition des lésions. La poudre Carbyl est aussi utilisable et moins toxique (Venisse, 2001).
- Il conviendra de nettoyer les barreaux et les moindres recoins de la cage en raison de la présence de squames, sources d'œufs et/ou de parasites. On utilisera du carbaryl à 85 % (Océpou à la dose de 4g/l d'eau à pulvériser sur le matériel et les cages) ou de la perméthrine (Parastop) (André, 1999 ; Gelly, 1999).

1.2.2.- Les poux

On rencontrera différents parasites appartenant à la famille des Mallophages chez les oiseaux de cages, cela dit, les infestations restent peu nombreuses. Les principaux parasites rencontrés appartiennent à la famille des Menoponidae (*Menacanthus*, *Myrsidea*) et à la famille des Philopterinae (*Briuelias*, *Philopterus communis* ou pou gris non hématophage) (Venisse, 2001 ; André, 2005).

a. Les symptômes

Il s'agit de poux « broyeurs », se nourrissant de déchets épidermiques, leur pouvoir pathogène est réduit : ils génèrent une gêne et des démangeaisons liées à leurs déplacements incessants (De wailly *et al.*, 1986 ; Gelly, 1999 ; André, 2005).

b. Le traitement

Le carbaryl à 2,5 % ou 5% à saupoudrer sur l'oiseau ou l'ivermectine en application transcutanée ou en pulvérisations (0,5ml d'ivermectine à 1% dans 1L d'eau) sont les traitements les plus efficaces. Il est préconisé de compléter la ration thérapeutique en vitamines, et notamment en vitamine A, pour son rôle protecteur des muqueuses (André, 2005).

1.2.3.- Les coccidioses digestives

C'est une des pathologies parasitaires entériques les plus fréquemment rencontrées chez les jeunes âgés d'environ deux mois. Elle est causée par les protozoaires d'*Eimeria* sp et *Isospora lacazei*, *Isospora canaria* et *Isospora psittaculæ* (Box, 1975 ; Sergent, 1981 ; Joseph, 2003 ; André, 2005).

a. Les symptômes

La gravité des symptômes est en fonction du nombre d'ookystes ingérés, de l'âge et de l'état de santé de l'oiseau. Elle peut évoluer sous une forme aiguë : les oiseaux décèdent sans présenter de symptôme. Dans les formes subaiguës à chroniques : les oiseaux atteints deviennent anorexiques, apathiques puis anémiques et déshydratés. L'animal reste en boule, ailes tombantes et, présente de la polydipsie et de la diarrhée (mucoïde avec du sang) (Sergent, 1981 ; Clyde *et al.*, 1996 ; André, 2005).

b. Le traitement

Il existe de nombreux produits actifs sur les coccidies. On peut citer : l'amprolium 9,65 % (Némaprol) à la dose de 50 à 100 mg/l d'eau de boisson et le clazuril (Appertex). Le toltrazuril (Baycox 2,5 %) à la dose de 75 mg/ml d'eau de boisson deux jours par semaine pendant 4 semaines donne des bons résultats (Altman *et al.*, 1997 ; Dorrestein, 2000 ; Joseph, 2003).

1.2.4.- La trichomonose

La trichomonose est une parasitose due à *Trichomonas gallinae*, protozoaire flagellé de la famille des Trichomatidae. Elle est habituellement rencontrée chez les columbidés mais, peut cependant s'observer chez des oiseaux de cage (André, 2005).

a. Les symptômes

C'est un parasite vivant dans le tube digestif, provoquant régurgitations, nausées, diarrhées et perte de poids (Altman *et al.*, 1997).

Le jabot et l'œsophage deviennent épais et opaques, remplis d'un matériel caséux. Les oiseaux meurent en général de faim (occlusion de l'œsophage) ou par suffocation (blocage de la trachée) (Clusel, 1998 ; Rooskopf, 2003). La morbidité est élevée chez les perruches calopsittes. La mortalité est également forte (André, 2005).

b. Le traitement

- Un traitement au métronidazole (Flagyl) à la dose de 25 mg/Kg dans l'eau de boisson sur 7 jours donne cependant des bons résultats (Clyde *et al.*, 1996 ; Scott, 1996).
- Le ronidazole (Ridzol 10%, Trichorex) à la dose de 400 mg/litre d'eau de boisson pendant 7 jours est efficace (Scott, 1996 ; Altman *et al.*, 1997 ; Leger *et al.*, 1998 ; Dorrestein, 2003).
- Il faut parfois y associer un curetage des sinus.
- Dans un élevage, il faut traiter tous les oiseaux car il peut exister des porteurs sains.

1.2.5.- L'ascaridiose

Dans le genre *Ascaris* (famille des Ascaridae), on dénombre plusieurs espèces du tube digestif des oiseaux. Ces vers mesurent environ 4cm de longueur. *Ascaridia galli* et *Ascaridia columbae* sont très rarement rencontrés chez les canaris. Chez les psittacidés, et plus particulièrement chez les perruches australiennes, on trouve *Ascaridia platyceri* et *Ascaridia hermaphrodita* (Sergent, 1981 ; André, 2005). Pour s'infester, les oiseaux doivent avoir un accès au sol dans une volière extérieure (Sergent, 1981 ; Clayde *et al.*, 1996).

a. Les symptômes

Les oiseaux infestés présentent de l'anorexie, de l'amaigrissement, des diarrhées et de prostration. Dans certains cas des troubles de système nerveux central (André, 2005).

b. Le traitement

On pourra utiliser les antiparasitaires de routine : du pyrantel, du lévamisole (Aquaverm), de la pipérazine (Océverm à la dose de 5 gouttes directement dans le bec pour un oiseau de 20g), du fenbendazole (Panacur) ou de l'ivermectine (Ivomec) (Sergent, 1981 ; Clyde *et al.*, 1996 ; Dorrestein, 2003).

Dans le tableau 2 seront citées quelques maladies parasitaires les plus fréquemment rencontrées dans les élevages des différentes espèces d'oiseaux de cages et de volières.

Tableau 2 : Les maladies parasitaires rencontrées chez les différentes espèces d'oiseaux de cages et de volières

Type de parasitose	Parasitose	Parasite responsable	Espèce hôte
Parasitoses cutanées	La gale du bec et des pattes (Acariose du bec et des pattes)	<i>Cnemidocoptes pilae</i>	Les psittacidés (la perruche ondulée), les passereaux (le canari)
	La gale du corps ou gale déplumante	<i>Cnemidocoptes laevis</i>	Les passereaux (fringillidés), Les psittacidés (les aras)
	L'acariose dermanyssique	<i>Dermanyssus gallinae</i>	Les canaris, Perroquets et perruches (rarement)
	Phtiriose	<i>Psittacomenopon spp.</i> , <i>Eomenopon spp.</i> , <i>Echinophlopterus Spp.</i> , <i>Psittoceus Spp</i> <i>Menacanthus spp.</i> , <i>Myrsidea spp.</i> , <i>Philopteris communis</i>	Les psittacidés, Les canaris
Parasitoses digestives	La capillariose	<i>Capillaria contorta</i> , <i>Capillaria caudinflata</i> , <i>Capillaria annulata</i>	Les canaris, Les perruches ondulées, Aras, Petits exotiques
	L'ascaridiose	<i>Ascaridia galli</i> <i>Ascaridia columbae</i>	Les psittacidés, Les canaris (rarement)
	Les coccidioses digestives	<i>Eimeria sp.</i> , <i>Isoospora lacazei</i> , <i>Isoospora canaria</i> , <i>Isoospora psittaculae</i>	Les psittacidés (loris, perruches ondulées), les canaris, Petits exotiques
	La trichomonose	<i>Trichomonas gallinae</i>	Les perruches calopsittes, Les canaris (sporadiquement)
Parasitoses	L'acariose respiratoire (Sternostomose)	<i>Sternostoma tracheacolum</i>	Les canaris (très rare)

respiratoires	La syngamose	<i>Syngamus trachea</i>	Les canaris (très rare), Les passereaux (les sturnidés)
Parasitose sanguine	La lankesterellose (Atoxoplasmose)	<i>Isospora serini</i> <i>Isospora canaria</i>	Les canaris, Moineau domestique
	La toxoplasmose	<i>Toxoplasma gondi</i>	Les canaris (rare)

(André, 2005 ; Deschamps, 2008 ; Cécile, 2009)

I.3.- Les méthodes de prévention et de lutte contre les parasites et les maladies des oiseaux de cages et de volières

I.3.1.- Les mesures de prévention contre les parasites et les maladies des oiseaux de cages et de volières

La médecine préventive est de loin préférable et plus rentable que la médecine symptomatique (Speer, 1999).

- Tout traitement prophylactique doit cependant être réfléchi et justifié : Les traitements médicamenteux antiparasitaires utilisés de façon régulière et non justifiée sont malheureusement trop répandus, et constituent un réel problème dans le milieu de l'élevage. Ces pratiques sont à l'origine de l'apparition d'animaux porteurs asymptomatiques, et peuvent rendre parfois impossible un diagnostic étiologique en cas de problème (Speer, 1991).

I.3.2.- 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).

La vaccination des oiseaux est possible contre certains agents infectieux. En Europe à l'heure actuelle, il est possible de vacciner les oiseaux de cage et de volière contre la maladie de Newcastle en utilisant un vaccin ayant une AMM pour les columbidés : Colombovac (Fort Dodge), dont l'efficacité et l'innocuité ont été prouvées chez les autres oiseaux de cage et de volière (Forbes, 1997), et contre la variole du canari : Poulvac P Canary (Fort Dodge).

I.3.3.- 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 infectieuse dans l'élevage.

I.3.3.1.- Hygiène des personnes, du matériel et des logements

Dans un élevage, l'environnement doit être le plus propre possible, qu'ils s'agissent des matériels, des logements ou des différents équipements (Ritchie, 1995). La contamination d'un individu par un agent pathogène nécessite que cet individu rentre en contact avec lui. Si cet agent est retiré de l'environnement lors d'un nettoyage ou s'il est détruit par une désinfection, la contamination ne peut pas avoir lieu (Ritchie, 1995).

a. Hygiène des personnes : Il est important de toujours se laver les mains après avoir été en contact avec un oiseau, autant pour la personne que pour les oiseaux avec lesquels elle pourra rentrer en contact par la suite (Ritchie, 1995). Il est préférable d'utiliser un savon désinfectant, mais la plupart des agents pathogènes sont déjà sensibles à un savon classique, type savon de Marseille.

b. Hygiène du matériel et des logements : Pour les récipients alimentaires, les abreuvoirs et les mangeoires doivent être vidés, nettoyés tous les jours avec un détergent classique (type liquide vaisselle) et idéalement de les désinfecter par la même occasion (la désinfection peut se faire par trempage dans une solution désinfectante diluée, comme de la chlorhexidine).

Pour les cages et les volières, dans un élevage clos, sans problème particulier, il est conseillé de faire des nettoyages des perchoirs, des cages et volières toutes les semaines. A cette occasion, les litières sont changées. Le fond des cages est de préférence amovible pour faciliter son nettoyage.

La désinfection des logements est réalisée au minimum deux fois par an (Clubb *et al.*, 1994), Pour cela, le ou les désinfectants sont choisis en fonction des agents pathogènes rencontrés dans l'élevage. De façon générale, des désinfections alternées avec de la javel et du glutaraldéhyde ou des ammoniums quaternaires peuvent être utilisés.

I.4.- Les méthodes de lutte contre les parasites et les maladies des oiseaux de cages et de volières

I.4.1.- Lutte contre les ectoparasites

La lutte contre les ectoparasites passe tout d'abord par le traitement de tout oiseau entrant dans l'élevage. Le traitement de tous les oiseaux de l'élevage est conseillé une à deux fois par an. Certains éleveurs utilisent des produits antiparasitaires en poudre dans les nids de façon systématique. Les molécules pouvant être utilisées sont par exemple le carbaryl sous forme de poudre (Carbyl, Océpou, Virbac) ou encore l'Ivermectine (Ivomec injectable, Merial, voies PO, SC ou IM à 0,2 mg/kg (Pollock *et al.*, 2005)).

I.4.2.- Lutte contre les endoparasites

Un traitement antiparasitaire doit être systématique pour tout nouvel oiseau entrant dans l'élevage. Certaines espèces sont plus sensibles que d'autres, notamment les platycerques et les euphèmes. Plusieurs molécules sont efficaces contre les helminthes : Fenbendazole, Ivermectine, Lévamisole, Pipérazine, Praziquantel, etc. (Pollock *et al.*, 2005).

Cependant, les antiparasitaires internes adaptés aux oiseaux de cage et de volières avec A.M.M sont rares : il existe en outre l'Océverm (Virbac) à base de pipérazine, qui a une A.M.M pour les oiseaux de cage et de volière. La méthode d'administration la plus couramment utilisée est l'eau de boisson. La posologie dépend de l'espèce considérée.

Le traitement d'un élevage devrait être adapté à celui-ci et basé sur des résultats de coproscopies. De façon générale, on peut conseiller deux traitements par an avec deux molécules dont le spectre se complète comme le fenbendazole et le praziquantel.

CHAPITRE II :

MATERIEL

ET

METHODES

II.1.- Objet de l'étude

Notre travail s'intéresse à l'étude des parasites chez les oiseaux de cages et de volières. Les expérimentations ont été effectuées durant le mois du Mai 2022 dans une chambre d'élevage à Bou Ismaïl (wilaya de Tipaza).

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. Des indices parasitaires et des analyses statistiques sont appliqués sur les résultats obtenus.

II.2.- L'échantillonnage

D'après Lightfoot (2002), la qualité du rapport final rédigé sera influencée par la qualité de l'échantillon prélevé et soumis à l'analyse. Le prélèvement d'un échantillon de parasite est une opération délicate à laquelle le plus grand soin doit être apporté, il conditionne les résultats analytiques et l'interprétation qui en sera donnée (Rodier *et al.*, 2009). L'objectif est d'obtenir un échantillon aussi représentatif que possible du parasite à examiner sans contamination ni modification. Des précautions doivent être présentées à plusieurs niveaux (Rejsek, 2002) :

- Le matériel de prélèvement,
- Le mode de prélèvement,
- Le transport,
- La conservation,
- Et l'étiquetage des échantillons.

II.3.- Matériel

Le matériel utilisé durant la période d'expérimentation est présenté dans le tableau suivant :

Tableau 3 : Les outils et produits utilisés pendant la période d'expérimentation

Etapas	Matériel
Collecte des ectoparasites et des fientes	Pince Des gants Spatule Une feuille blanche
Préservation des échantillons (Conservation)	Ethanol 70 % Des tubes de conservation

	<p>Etiquettes</p> <p>Stylo</p> <p>Congélateur</p>
Identification des ectoparasites et endoparasites	<p>Microscope optique</p> <p>Loupe binoculaire</p> <p>Etuve</p> <p>Lames et lamelles</p> <p>Boîtes de Pétries</p> <p>Papier millimétré</p> <p>Mortier et pilon + passoire</p> <p>Pipette Pasteur</p> <p>Aiguilles</p> <p>Chlorure de sodium (NaCl)</p> <p>Hydroxyde de potassium (KOH)</p> <p>Bichromate de potassium</p> <p>Eau distillée</p> <p>Ethanol 100%</p> <p>Liquide de Faure</p> <p>Clés d'identification</p>

II.4.- Méthodes sur terrain et au laboratoire

II.4.1.- Sur terrain

Dans ce qui suit sera expliqué le déroulement de la collecte des ectoparasites, la collecte des fientes des diverses espèces des oiseaux de cages et la conservation des contenus.

II.4.1.1.- Collecte et conservation des fientes

La collecte des fientes a été réalisée en mois de mai, elles ont été prélevées à l'aide d'une spatule et des tubes en plastique et conservées à sec. Les fientes destinées à un examen parasitologique doivent être réfrigérer si possible et arriver au laboratoire en 24 h. Les échantillons qui ne peuvent pas être traités dans un court délai, et le temps de transport au laboratoire risque de se prolonger dans un climat chaud, alors les échantillons doivent être envoyés sur de la glace ou réfrigérés pour empêcher l'éclosion des œufs de parasites (Oie, 2008) (**Fig. 5**).

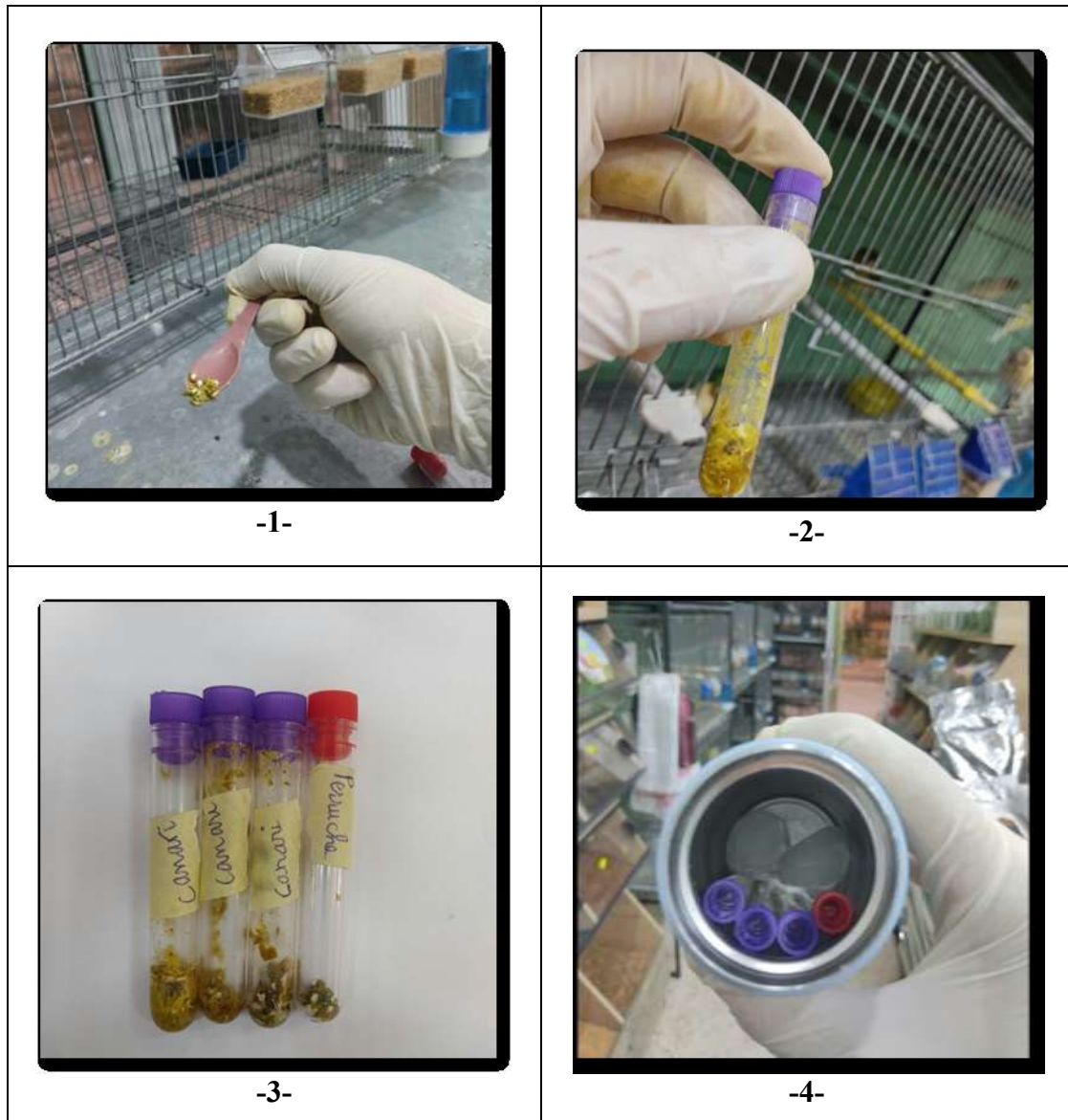


Figure 5 : Collecte et conservation des fientes des différentes espèces d'oiseaux de cages

II.4.1.2.- Collecte des ectoparasites

La collecte des ectoparasites est réalisée suivant les étapes suivantes :

- Rechercher les ectoparasites sur différentes parties du corps des oiseaux (ails, cou, plumes du corps ...).
- Rechercher les ectoparasites dans les nids, les accessoires et les recoins des cages.
- Enlever les ectoparasites à l'aide d'une pince.
- Mettre les ectoparasites collectés dans des tubes contenant d'éthanol à 70 % pour la conservation (**Fig. 6**).

Ne jamais mélanger les parasites de différentes espèces d'oiseaux dans un seul tube. En fait, il est préférable d'isoler l'une de l'autre de chaque hôte individuel dans un tube différent et étiqueté (l'étiquette doit toujours être mise à l'extérieur du tube) (Pritchard *et al.*, 1982).

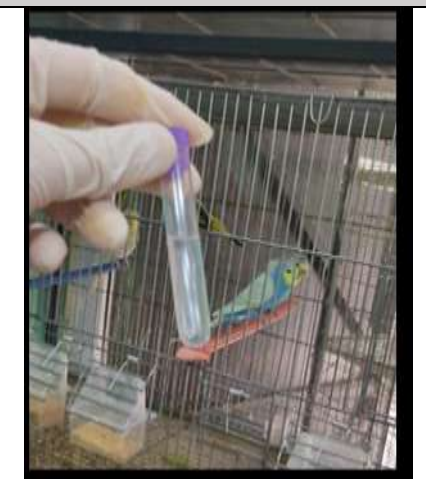
Il est important d'indiquer les hôtes qui ont recherché même si aucun parasite n'a été recueilli.



a- Recherche des ectoparasites dans les nids et les accessoires des cages



b- Recherche des ectoparasites sur différentes parties du corps des oiseaux



c- Collecter les ectoparasites dans tubes contenant de l'éthanol 70%



d- Conservation des ectoparasites collectés dans l'alcool éthylique à 70 % dans des tubes étiquetés

Figure 6 : Les étapes de la collecte des ectoparasites sur terrain

II.4.1.3.- Conservation des ectoparasites

Les ectoparasites collectés sont conservés directement dans l'alcool éthylique à 70 % dans des tubes étiquetés de conservation pour la protection de leur morphologie. Jusqu'à la prochaine étape (l'identification) qui se fera au laboratoire.

II.4.2.- Au laboratoire

II.4.2.1.- Identification des ectoparasites

L'identification des ectoparasites a été réalisée au niveau du laboratoire « Zoologie-ENSV », de l'Ecole National Supérieur Vétérinaire à Bab-Ezzouar Alger.

Les ectoparasites collectés sont enlevés des tubes de conservation et mis dans des boîtes de Pétris pour les examiner et les compter sous la loupe binoculaire (loupe MOTIC), ensuite les récupérer un par un à l'aide d'une pince et les mettre dans des tubes secs avec KOH pour éclaircir au moins 24 heures.

Après faire un rinçage des ectoparasites avec de l'eau distillée dans des boîtes de Pétris (Isoler les parasites les uns des autres de chaque hôte individuel dans une seule boîte de Pétri). Puis mettre les spécimens dans l'alcool absolu pendant un certain temps pour la déshydratation. Enfin les spécimens sont transférés dans une goutte de liquide de Faure sur une lame et recouverte d'une lamelle pour faire un montage qui doit sécher à 80° dans l'étuve puis observé au microscope optique (**Fig. 7**).

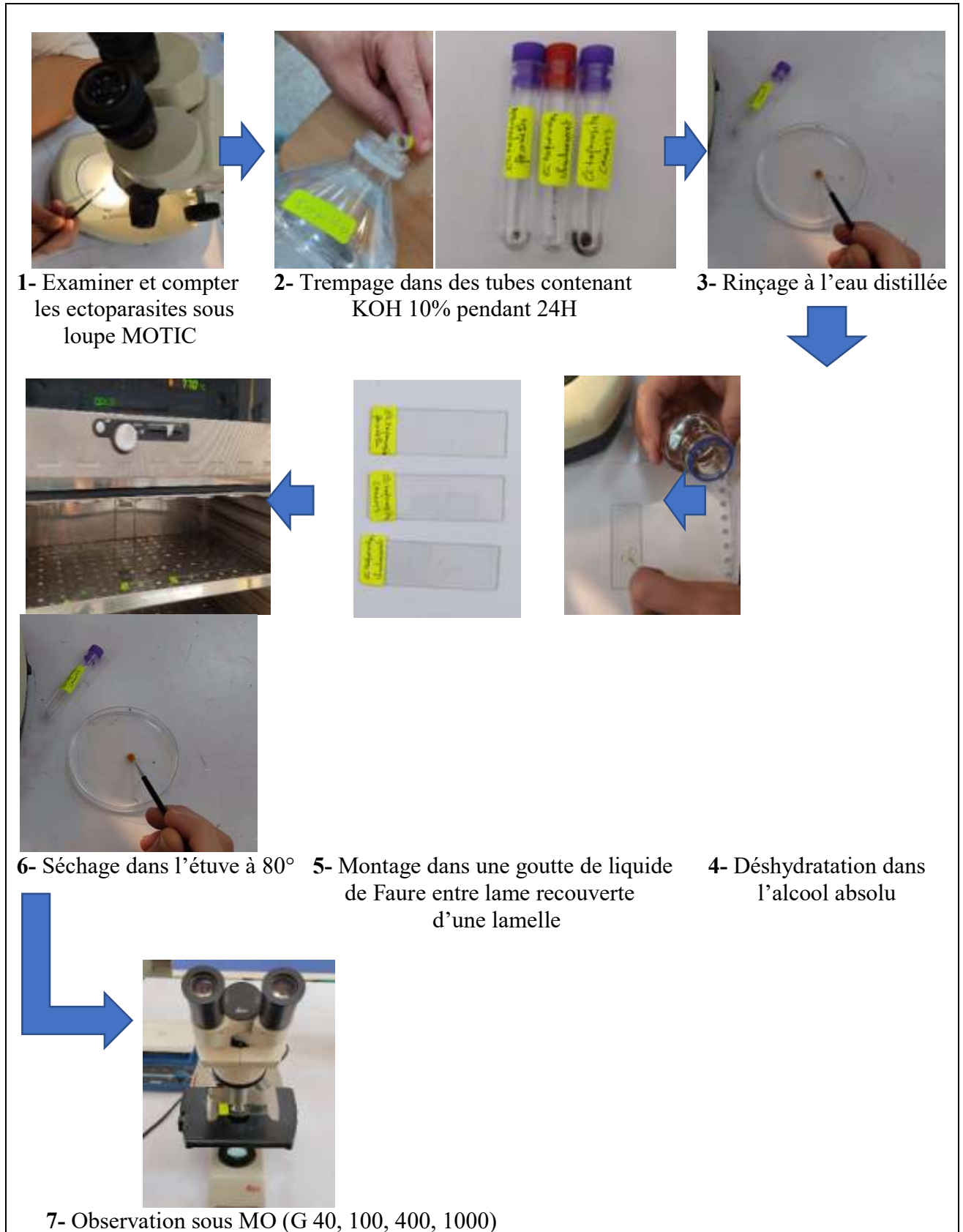


Figure 7 : Technique de préparation des montages des lames

II.4.2.2.- Identification des endoparasites

Dans le but de rechercher des endoparasites dans la matière fécale des oiseaux de cages et de volières, pour cela nous avons utilisé 2 techniques qui sont réalisés au laboratoire de l'ENSV de'El Alia (Alger) :

- La technique d'enrichissement par flottaison (coproscopie qualitative)
- La technique de sporulation des coccidies.

a. La technique d'enrichissement par flottaison

➤ Principe

C'est une technique qualitative, utilisée pour les œufs de nématodes qui sont peu lourds. Son principe consiste à diluer les fientes dans une solution de forte densité.

Dans notre cas, nous avons choisi la solution de NaCl qui permet la flottaison des éléments parasitaires moins denses (Tamssar, 2006).

➤ Mode opératoire

- Une petite quantité de 5g de matière fécale est déposée dans un mortier avant d'y ajouter 20ml de solution de flottaison.
- La solution et les fèces sont ensuite triturées et mélangées à l'aide d'un pilon jusqu'à l'obtention d'une émulsion homogène.
- Filtrer le mélange sur une passoire à thé sous laquelle on dépose un récipient en plastique.
- 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.
- Crever les bulles d'air à la surface s'il y a lieu.
- Déposer délicatement une lamelle sur chaque tube et laisser au repos pendant 20 minutes.
- Récupérer la lamelle et poser sa face inférieure sur une lame.
- Observer au microscope optique (G x10, x40) (**Fig. 8**).



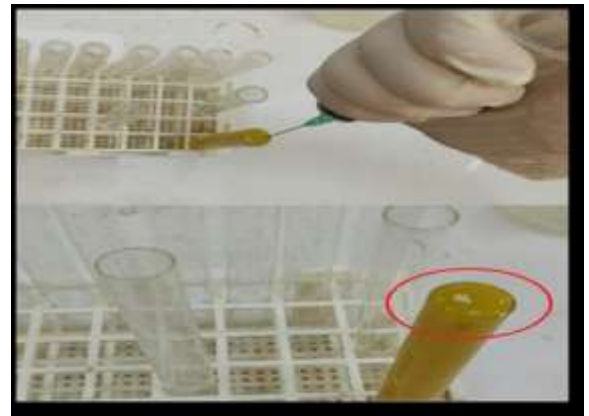
a- Mélanger 5g de fèces avec 20ml de NaCl dans un mortier à l'aide d'un pilon



b- Filtrer le mélange sur une passoire à thé



c- Verser le filtrat dans des tubes à essai



d- Ajouter un peu de liquide de NaCl, jusqu'à obtention d'un ménisque supérieur convexe



e- Déposer une lamelle sur le tube et laisser au repos pendant 20 min	f- Déposer la face inférieure sur une lame et observer sous MO (Gx10, x40)
---	--

Figure 8 : Technique d'enrichissement par flottaison

b. Technique de sporulation des coccidies au laboratoire

➤ **Principe**

Il s'agit d'une technique de maturation des oocystes d'Eimeridés 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 Bichromate de potassium. Et laissées à la température de laboratoire avec agitation manuelle.
- L'échantillon de matières fécales est écrasé dans un mortier afin de permettre la libération du maximum d'œufs des débris enchevêtrés.
- Quelques millilitres d'eau distillée sont rejoutés au fur et à mesure de l'écrasement par le pilon.
- Tamiser en plusieurs séquences le mélange dans une passoire, afin d'extirper le maximum de déchets et de détritrus.
- Une quantité de 3g de matière fécale reçoit 20ml de NaCl dans un tube à essai afin de mettre en œuvre la flottaison.
- Déposer délicatement une lamelle sur le tube et laisser au repos.
- Après 5 minutes de flottaison, Récupérer la lamelle et poser sa face inférieure sur une lame en vue de l'observation au microscope (G x10, x40) (**Fig. 9**).




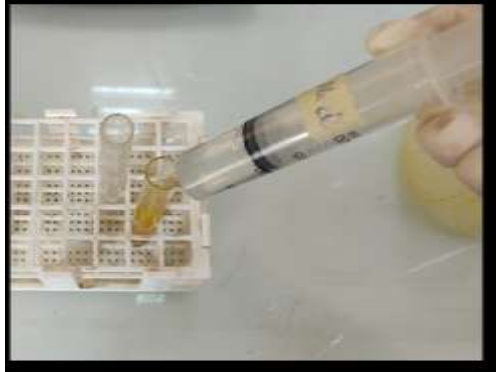


	
<p>a- Mélanger les fientes avec une solution de Bichromate de potassium dans une boîte de pétri</p>	<p>b- Ecraser les fientes dans un mortier à l'aide d'un pilon en ajoutant quelques millilitres d'eau distillée</p>
	
<p>c- Tamiser en plusieurs séquences le mélange dans une passoire</p>	<p>d- Une quantité de 3g de filtrat reçoit 20ml de NaCl dans un tube à essai</p>
	
<p>e- Déposer une lamelle sur chaque tube et laisser au repos</p>	<p>f- Déposer la face inférieure de la lamelle sur une lame en vue de l'observation au microscope (G x10, x40)</p>

Figure 9 : Technique de sporulation des coccidies au laboratoire

II.5.- Exploitations des données par les indices parasitaires

Les calculs ont été réalisés à l'aide de Microsoft Excel 2019. Pour cette étude, nous avons calculé les indices parasitaires qui ont été définis par Margolis *et al.*, (1982) à savoir :

II.5.1.- La 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 :

$$P (\%) = (N/H) \times 100$$

Les termes “**espèce dominante**” (prévalence > 50%), “**espèce satellite**” (15 < prévalences < 50%) et “**espèce rare**” (prévalence < 15%), ont été définis selon (VALTONEN *et al.*, 1997).

II.5.2.- L'abondance parasitaire (A)

C'est le rapport du nombre total d'individus d'une espèce de parasite (n) dans un échantillon d'hôtes sur le nombre total d'hôtes (infestés ou non infestés) dans l'échantillon (H). C'est le nombre moyen d'individus d'une espèce de parasite par hôte examiné :

$$A = n / H$$

II.5.3.- Intensité parasitaire moyenne (IM)

C'est le rapport du nombre total d'individus d'une espèce de parasite (n) dans un échantillon d'hôtes sur le nombre d'hôtes infestés (N) dans un échantillon. C'est donc le nombre moyen d'individus d'une espèce parasite par hôte parasité dans l'échantillon :

$$IM = n / N$$

Pour les intensités moyennes (IM), la classification adoptée est celle de Bilong-Bilong et Njine (1998) :

- IM < 15 : intensité moyenne très faible.
- 15 < IM < 50 : intensité moyenne faible.
- 50 < IM < 100 : intensité moyenne.
- IM > 100 : intensité forte.

CHAPITRE III :

RESULTAT

ET

DISCUSSION

III.1.- Résultats

III.1.1.- La population des oiseaux de cages examinés

Au cours de notre étude, nous avons examiné 41 oiseaux de cages composés de 24 canaris (*Serinus canaria*), 10 chardonnerets élégant (*Carduelis carduelis*) et 7 perruches ondulés (*Melopsittacus undulatus*).

Nous avons collecté 140 ectoparasites dont 37 sont prélevés d'oiseaux infectés et 103 parasites sont prélevés à partir des accessoires de leurs cages. L'identification de ces parasites montre que sont tous des acariens hématophages de l'ordre des Mesostigmata, et appartenant à la même espèce.

L'âge et le sexe des oiseaux examinés pendant le mois de mai sont présentés dans les figures 10 et 11.

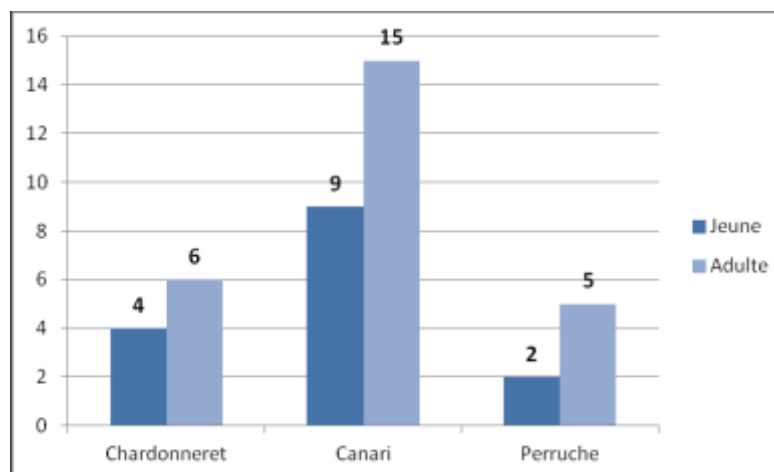


Figure 10 : Age des oiseaux hôtes examinés

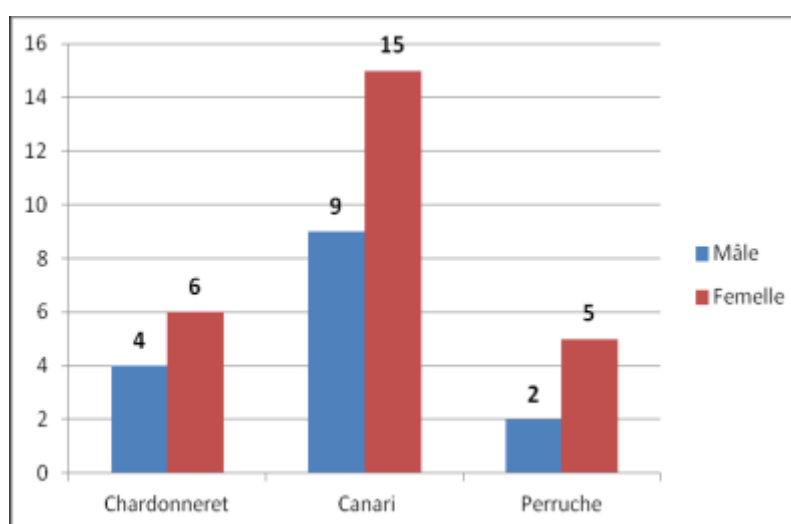


Figure 11 : Sexe des oiseaux hôtes examinés

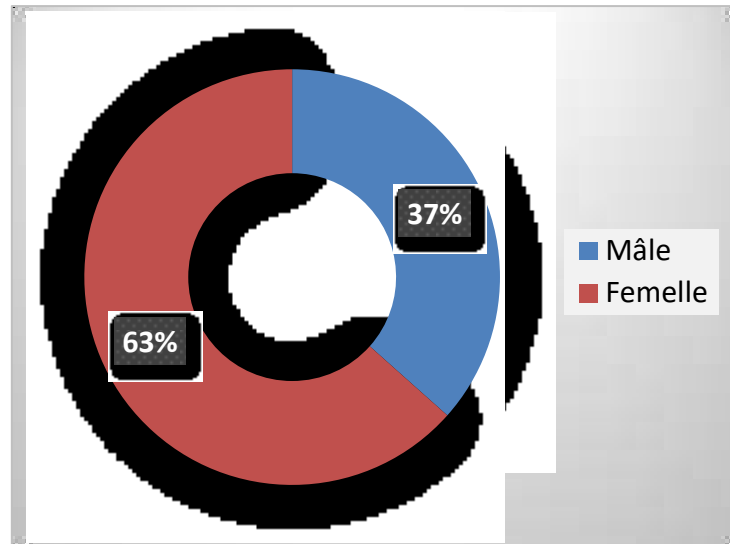


Figure 12 : Pourcentage des oiseaux hôtes (♂ et ♀) examinés

Durant cette étude, nous avons examiné dans la chambre d'élevage de Bou Ismaïl 41 oiseaux composés de 26 femelles (63%) et 15 mâles (37%) (**Fig. 12**).

III.1.2.- Résultat du diagnostic parasitologique des oiseaux

Après avoir examiné les différentes espèces d'oiseaux dans la chambre d'élevage, nous avons pu trouver certains symptômes qui peuvent être signes de présence de maladies parasitaires chez quelques espèces. Les figures 13, 14, 15, 16, 17, 18 et 19 illustrent les symptômes observés chez les oiseaux examinés.



Figure 13 : Gonflement (ballonnement) et Léthargie chez les chardonnerets



Figure 14 : Hépatomégalie chez un chardonneret mutation isabelle (A), et canari (B)



Figure 15 : Gonflement (ballonnement) et inappétence chez un canari



Figure 16 : Ventre rouge et veine bleu chez un chardonneret



Figure 17 : Démangeaison et chute de plume au niveau de la tête et le cou chez les chardonnerets



Figure 18 : A- Des poux et leurs lentes collés sur les plumes d'une perruche ; B- Plume affectée et cassante



Figure 19: Diarrhée mucoïde et verdâtre

➤ Selon Cécile *et al.* (2009) et Lezzar (2017) et à partir des symptômes observés chez les oiseaux examinés (Fig. 13 à 19), certaines parasitoses sont indiquées et qui ont pu infecter ces oiseaux. Ces maladies parasitaires seront représentées dans le tableau 4.

Tableau 4 : Certaines parasitoses chez les oiseaux examinés

Symptômes	Types de parasitose	Parasitose	Espèces hôtes
- Inappétence - Distension intestinale (ballonnement) - Diarrhée mucoïde verdâtre - Amaigrissement - Léthargie	Parasitose digestive	Coccidiose digestive	Tous les oiseaux (Canari, Chardonneret et Perruche)
		Nématodoses (Capillariose ou Ascaridiose)	
- Etat d'énervement - Grattage - Anémie	Parasitose cutanée	Acariose dermanyssique	Tous les oiseaux (Canari, Chardonneret et perruche)
- Perte de plume au niveau de la tête et le cou		Calvitie	Chez les chardonnerets
- Chute de plumes - Démangeaison + des croûtes - Irritation de la peau		Phtiriose	Chez les perruches

III.1.3- Résultats des ectoparasites trouvés chez les oiseaux de cages

III.1.3.1.- Résultat d'identification des ectoparasites

Parmi les ectoparasites Nous avons identifié une seule espèce : *Dermanyssus gallinae* (Fig. 20). L'identification a été réalisé à l'aide des clés de détermination de Antonella *et al.*, (2012).



Figure 20 : Observation sous loupe binoculaire du Poux rouge *Dermanyssus gallinae*, vue dorsale au grossissement X 10 (Originale, 2022)

a.- Description morphologique de *Dermanyssus gallinae* (Fig. 21)

Cette espèce est distinguée par :

- Corps ovale.
- Il mesure entre 0,75 et 1 mm à l'âge adulte (Conrad, 2018).
- L'anus est situé à la partie postérieure de la plaque anale (Bertrand, 1998).
- La femelle est élargie vers l'arrière alors que le mâle est plutôt rétréci en pointe.
- Possède un céphalothorax (ou prosome) fusionné avec l'abdomen (ou opistosome) (Roy, 2009 ; Rossfelder, 2012).
- De couleur rouge après un repas sanguin.

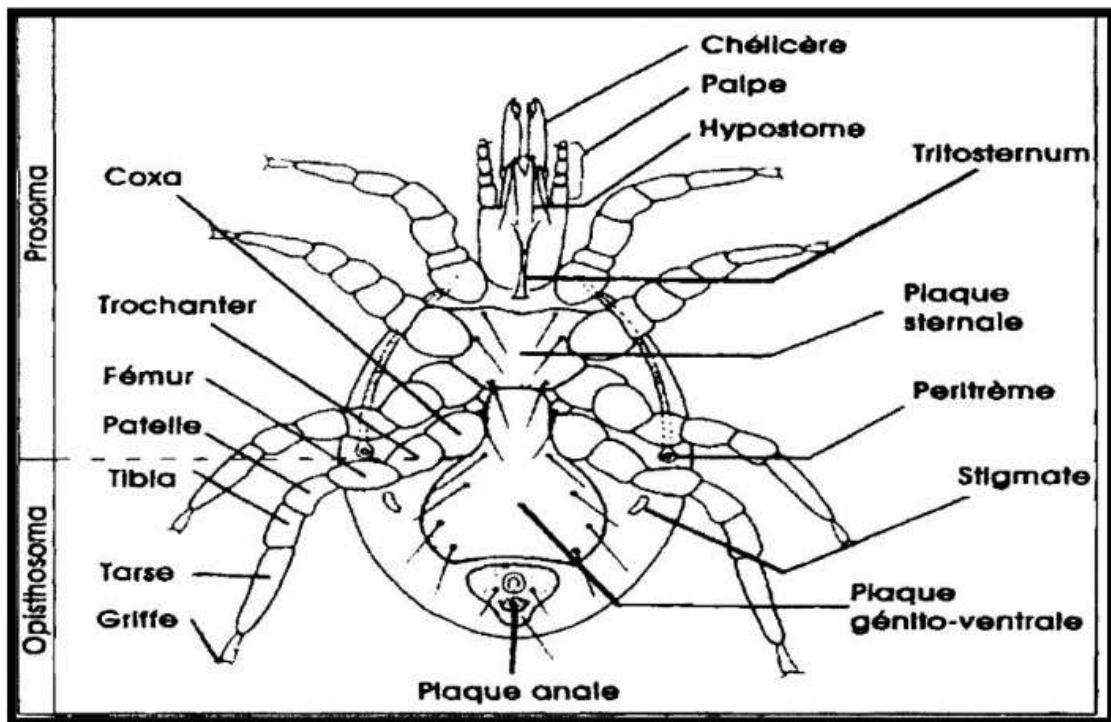


Figure 21: Aspect morphologique de l'acarien *Dermanyssus gallinae* (Haicheur et Morasli, 2017)

D'après d'autres clés mentionnées par Antonella *et al.* (2012) :

- Le stigmate est au niveau de la patte IV.
- La région antérieure du corps avec une forme allongée de deux articles chélicères, dépassant de loin le segment de base d'une longueur.
- Deuxième article chélicère en forme de stylet.
- L'aperçu de la face ventrale montre le genito-ventral (epigynal) bouclier largement arrondie en arrière (**Fig. 21**).

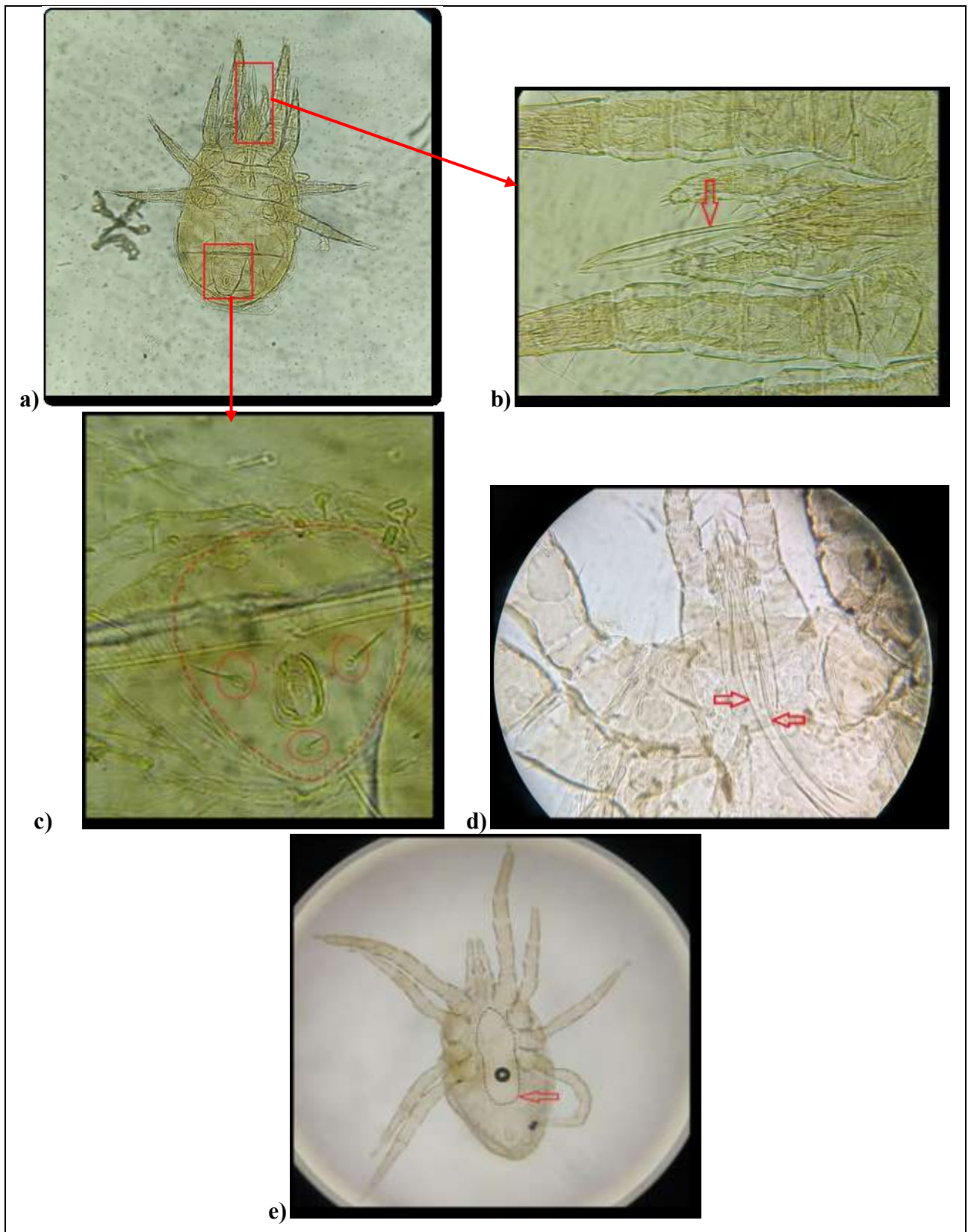


Figure 22 : *Dermanyssus gallinae* femelle stade adulte (Originale, 2022)

a) Vue ventrale d'une femelle (Gx40) ; **b)** Deuxième article chélicère en forme de stylet (Gx100) ; **c)** bouclier anal avec trois soies anales (Gx100) ; **d)** 2 articles chélicères en forme allongée (Gx100) ; **e)** plaque genito-ventrale bouclier largement arrondie en arrière (Gx40)

b.- Classification taxonomique

Le tableau 5 représente la classification taxonomique des poux rouges recueillis sur les oiseaux de cages et leurs cages.

Tableau 5 : Taxonomie de *Dermanyssus gallinae* citée par (De Geer, 1778)

Règne	Animalia
Embranchement	Arthropoda
Classe	Arachnida
Ordre	Mesostigmata
Famille	Dermanyssidae
Genre	<i>Dermanyssus</i>
Espèce	<i>Dermanyssus gallinae</i>

(Jourdan *et al.*, 2006)

c.- Localisation de *Dermanyssus gallinae* chez les oiseaux

La localisation des poux rouges *D. gallinae* par rapport aux différentes parties corporelles des oiseaux parasités est précisé dans le tableau 6.

Tableau 6 : Localisation de *Dermanyssus gallinae* chez les oiseaux examinés

Localisation de <i>Dermanyssus gallinae</i>	Canari	Chardonneret	Perruche
Tête	-	-	-
Queue	-	-	-
Ventre	+++	+++	+
Cou	++	++	+++
Dos	++	++	+
Les ailes	-	-	-

- : Absence ; +++ : Forte présence ; ++ : Présence moyenne ; + : Faible Présence.

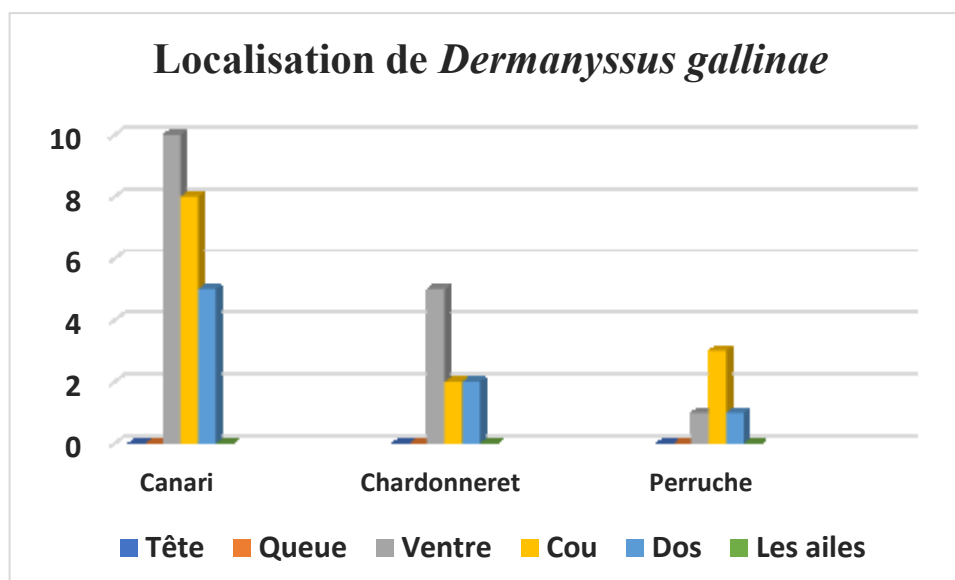


Figure 23 : Localisation de *Dermanyssus gallinae* sur les oiseaux examinés

On a trouvé la répartition des poux rouges sur plusieurs parties corporelles des individus examinés, mais en nombre variable, de sorte qu'une forte présence est indiquée au niveau de ventre chez les canaris et les chardonnerets ainsi qu'une forte présence au niveau du cou chez les perruches, vient par la suite une présence moyenne dans le cou et le dos des canaris et chardonnerets. Par contre une faible présence au niveau de ventre et de dos des perruches. Et finalement une absence totale de *Dermanyssus gallinae* au niveau des ailes, des queues et la tête des 3 hôtes aviaires.

III.1.3.2.- Calcul des indices parasitaires chez les hôtes-oiseaux examinés

Le résultat parasitologique chez les oiseaux de cages examinés sont traités par des indices parasitaires (Tab. 7 ; Fig. 24, 25 et 26).

Tableau 7 : Indices parasitaires chez les espèces hôtes examinés

L'hôte	Nb. d'hôtes examinés	Nb. d'hôtes parasités	Nb. d'hôtes non-parasités	P (%)	A	IM
Perruche	7	4	3	57%	0.7	1.25
Chardonneret	10	6	4	60%	0.9	1.5
Canari	24	20	4	83%	0.9	1.15

P : Prévalence ; A : Abondance parasitaire ; IM : Intensité moyenne ; Nb. : Nombre

a.- Prévalence

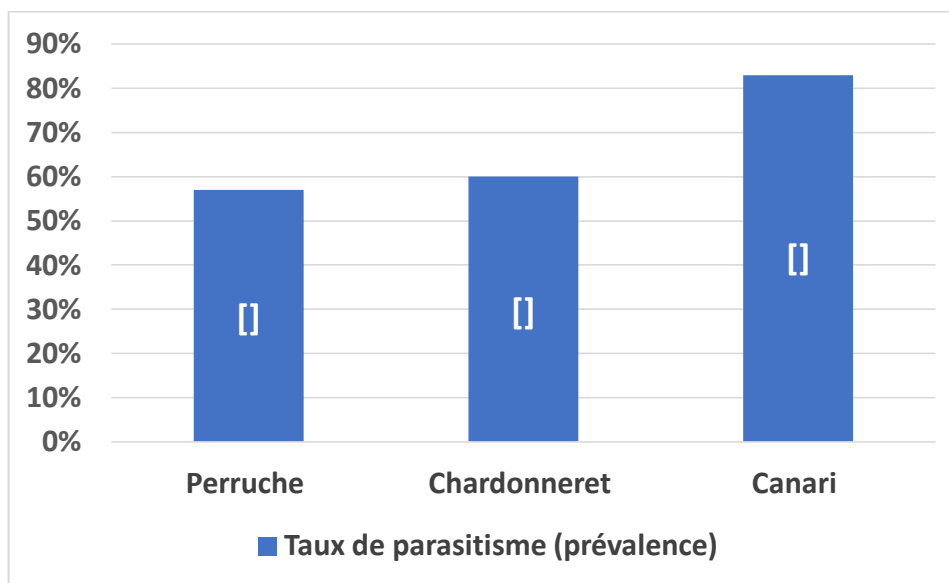


Figure 24 : Répartition des prévalences parasitaires chez les oiseaux de cages

L'analyse du tableau 7 et la figure 24 met en évidence que la plus forte prévalence est observée chez les canaris avec 83%. Cette prévalence est comprise entre 57 et 60 % respectivement chez les perruches et les chardonnerets. Il ressort aussi que *Dermanyssus gallinae* est une espèce parasite dominante chez les 3 types d'espèces aviennes.

b.- Abondance parasitaire

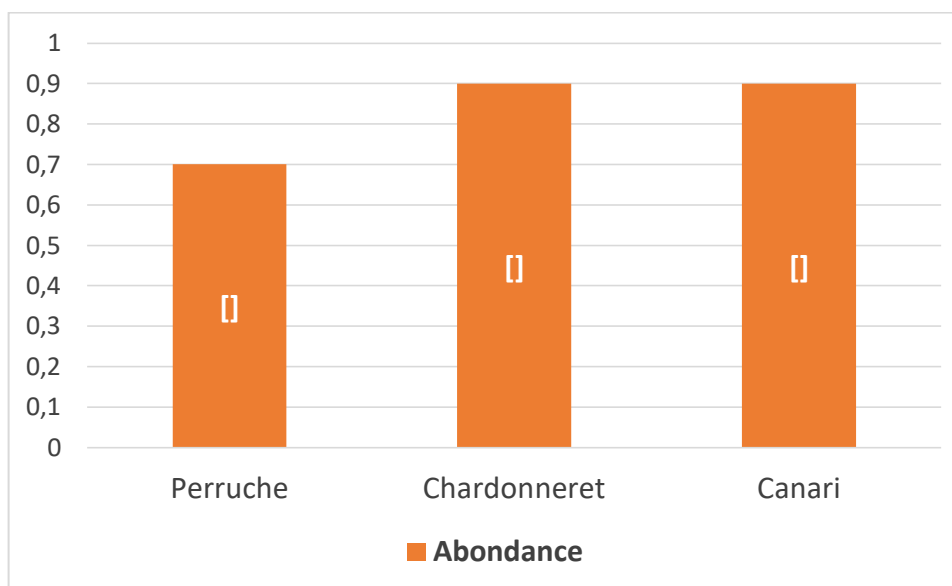


Figure 25 : Répartition des abondances parasitaires chez les oiseaux de cages examinés

L'analyse de tableau 7 et la figure 25 met en évidence que l'abondances de *Dermanyssus gallinae* est élevée chez les canaris et les chardonnerets (A= 0,9) ainsi que chez les perruches (A= 0,7).

c.- Intensité moyenne

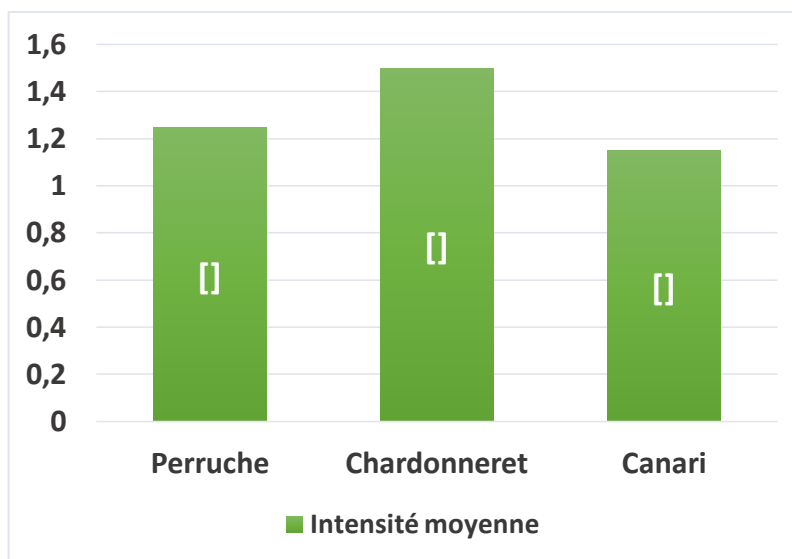


Figure 26 : Intensité moyenne chez les oiseaux de cages examinés

D'après le tableau 7 et la figure 26 nous remarquons que l'intensité moyenne enregistrée chez les 3 types d'hôtes (perruche, canari et chardonneret) est très faible. Elle égale à 1.5 pour les chardonnerets vient par la suite 1.25 pour les perruches et 1.15 pour les canaris.

III.1.3.3.- Comparaison des indices parasitaires chez les adultes et les juvéniles

Dans le tableau suivant, la comparaison des indices parasitaires chez les oiseaux examinés (adulte et juvéniles).

Tableau 8 : Les indices parasitaires chez les adultes et les jeunes oiseaux élevés en cage

Hôtes	Espèce	Prévalence (%)		Abondance		Intensité moyenne	
		Juveniles	Adultes	Juveniles	Adultes	Juveniles	Adultes
Canari	<i>Dermanyssus gallinae</i>	100%	73%	2.5	1.5	2.5	2
Chardonneret		100%	67%	2.25	1	2.5	2.25
Perruches		100%	40%	2.5	1	2.5	2.5

Selon la catégorisation des oiseaux échantillonnés selon les différentes classes d'âge (adultes et juvéniles) nous tenons que :

- Les juvéniles sont les plus infestés que les adultes dans les 3 types d'hôtes, et que l'abondance parasitaire ainsi que la charge parasitaire (Intensité moyenne) sont plus élevées chez les jeunes oiseaux que chez les adultes les plus âgés. Ceci reflète qu'avec l'âge, les différences physiologiques et immunologiques ou bien le comportement sont observés selon Marshall (1981) et Duckworth *et al.* (2001).

III.1.3.4.- Comparaison des indices parasitaires calculés par rapport aux oiseaux examinés et par rapport aux cages d'élevages.

Tableau 9 : Les indices parasitaires chez les oiseaux et les cages

	Nb. Examinés	Nb. Parasités	Espèce	Indices parasitaire		
				P (%)	A	IM
Les cages	3	3	<i>Dermanyssus gallinae</i>	100%	34.4	34.4
Les oiseaux	41	30		73.2	0.90	1.2

P : Prévalence ; **A** : Abondance parasitaire ; **IM** : Intensité moyenne

Nous remarquons d'après le tableau 9 que :

- Les cages d'élevages sont les plus infestées par les parasites avec une prévalence totale (100 %).
- Le taux des ectoparasites est plus élevé dans les cages d'élevage d'oiseaux, car le parasite *Dermanyssus gallinae* est considéré comme une espèce nocturne qui passe la majeure partie de son temps éloignée de son hôte. Mais malgré cela, nous avons trouvé des cas d'attaque diurne avec une abondance parasitaire de 0.90 sur les corps d'oiseaux (Tab. 9). Cela veut dire que les parasites affamés peuvent s'attaquer à leurs hôtes même durant la journée et en présence de la lumière.
- Le niveau d'infestation en termes de charge parasitaire a également montré une variation. Dans les cages était le plus haut niveau par rapport à celui observé chez les oiseaux examinés.

III.1.4.- Résultats d'identification des endoparasites chez les oiseaux de cages

A partir de analyses coprologiques effectués au laboratoire, nous avons constaté l'absence totale des endoparasites tout au long de la période expérimentale. Le résultat est donc révélé négatif. Et cela est dû grâce au professionnalisme de l'éleveur qui suit un programme d'hygiène très stricte avec son élevage qui se résumé comme suit :

- ❖ **Prophylaxie sanitaire** : qui est basée surtout sur la maîtrise de l'hygiène de l'élevage (la désinfection, le nettoyage du matériel, le bain, le soleil, l'aération, limiter le contact entre les oiseaux et leurs matières fécales.

❖ **Prophylaxie médicale (traitement prophylactique)** : Se fait par l'utilisation des traitements anticoccidiens périodiques (ex : Toltrazuril = Baycox) tous les 3 semaines en respectant la posologie (**Fig. 26**). Ou par l'utilisation des additifs alimentaires dans l'aliment tel que Digest. Ce dernier est un mélange de 4 acides organiques (Acide formique, Acide propionique, Acide acétique, Acide lactique). Il empêche beaucoup de contaminations en contribuant à la pureté de l'eau de boisson. Il contient de l'acide lactique, qui contrairement aux autres acides travaille à l'intérieur du système digestif, à un pH beaucoup plus élevé. Les fientes seront toujours parfaites. Digest peut se donner 2 à 3 fois par semaine tout au long de l'année (10ml/litre d'eau).



Figure 27 : a- Traitement anticoccidien Baycox ; b- Acide organique (Digest)

DISCUSSION

III.2.- Discussion

Dans ce travail, nous avons réalisé une identification des ectoparasites recensés sur les oiseaux d'élevage à savoir les canaris (*Serinus canaria*), les perruches (*Melopsittacus undulatus*) et les chardonnerets élégants (*Carduelis carduelis*), ainsi que sur leurs cages d'élevages. Les résultats d'examen parasitologique de ces oiseaux et leurs cages examinés, montrent qu'ils sont infestés par des acariens hématophages. En effet, l'identification de ces ectoparasites révèle qu'ils sont tous de la même espèce dont il s'agit du Poux rouge *Dermanyssus gallinae*. Nous avons indiqué que cette espèce est dominante chez les 3 types d'espèces hôtes, cela est dû à l'association avec de nombreux hôtes qui est une caractéristique de ce genre, notamment *Dermanyssus gallinae*. Cet ectoparasite présent a un spectre d'hôtes large ; il parasite environ 50 espèces d'oiseaux domestiques et sauvages selon Roy et Chauve (2007). C'est pareil pour l'étude de Hoglund *et al.* (1995) en Suède, qui ont trouvé que les acariens d'espèce *Dermanyssus gallinae* étaient parmi les seuls acariens hématophages trouvés chez les oiseaux. Dans trois populations différentes, le pourcentage des acariens était de 4, 21 et 19 % respectivement. Tandis qu'une autre étude menée par Djella *et al.*, (2019) sur le parasitisme du moineau hybride, ont montré que les individus examinés sont parasités par deux groupes importants d'ectoparasites acariens (*Dermanyssus gallinae*) et les poux (*Columbicola columbae*), avec une dominance des acariens avec 72% contre 28% pour les poux. Dans une autre étude faite par Baziz *et al.*, (2015) dans cinq régions du nord de l'Algérie sur l'évaluation des ectoparasites des oiseaux (Goéland leucophaée, Chardonneret, Merle noir, Pigeon biset, Rossignol philomèle, Perdrix choukar, Gobemouche gris, Mésange bleue, Pigeon ramier, Rousserolle effarvatte, Poule-d'eau et Fuligule nyroca). Ces auteurs ont identifié 8 différentes espèces d'ectoparasites (*Carios capensis* ; *Hyalomma marginatum marginatum* ; *Oeciacus hirundinis* ; *Columbicola columbae* ; *Dasypsyllus gallinulae* ; *Dermanyssus gallinae* ; *Dermanyssus sp.* et *Menacanthus stramineus*) après le tri des nids et l'examen des individus capturés. La valeur d'infestation la plus élevée revient aux acariens hématophages *Dermanyssus gallinae* et *Dermanyssus sp.* avec 71%.

Dans la présente étude, les acariens récoltés sur les oiseaux de cages se trouvaient surtout au niveau du ventre et du cou. Quant aux résultats de Chiheb (2017), qui révèle que l'acarien *Dermanyssus gallinae* a été reporté sur la face ventrale ainsi que la face dorsale. Les acariens appartenant aux ectoparasites sont le groupe le plus abondant des parasites sur les plumes des oiseaux comparé à d'autres ectoparasites, et cela est dû à leur préférence pour certains microhabitats. Ainsi que les parasites sont affectés par leur mode de nutrition et leur cycle de vie. Les plumes d'oiseaux sont considérées comme un milieu de vie le plus approprié pour les ectoparasites

en termes de nourriture et de biotope du parasite (Mesbahi-Salhi, 2014), ce qui explique la répartition sur le ventre et le cou chez la population d'étude.

Selon nos résultats traités par des indices parasitaire, on note un taux de parasitisme total (100%) avec une abondance parasitaire élevée chez les juvéniles contre une prévalence et abondance moins faible chez les adultes dans les 3 types d'hôtes. Cependant les résultats obtenus par Douifi (2019) à propos d'épidémiologie de *Dermanyssus gallinae* dans les élevages de poule pondeuse en Algérie, ils ont montré que plus les bandes de poules avancent en âge plus le taux d'infestation devient grand avec des taux d'atteinte significativement différents entre les bandes âgées de moins de 10 semaines ($P = 3.93\%$), entre 10 et 20 semaines ($P = 13.8\%$), et plus de 40 semaines ($P = 25.9\%$).

D'après nos résultats, on remarque que les cages sont infestées à 100% et que l'abondance parasitaire de *Dermanyssus gallinae* est plus élevée dans les cages à 34.4 par rapport à l'abondance sur les corps des oiseaux hôtes qui est à 0.90. Alors que dans l'étude de Baziz *et al.*, (2015) qui ont montré que l'abondance est $4,07 \pm 8,12$ dans les nids de 9 espèces de oiseaux. Cette valeur est moins faible à celle de l'abondance sur les individus examinés $55,8 \pm 87,56$ selon les mêmes auteurs.

Tout au long de notre période d'étude, nous n'avons constaté aucun endoparasite à partir des matières fécales. Cela veut dire que les symptômes apparents sur les oiseaux peuvent être à cause des pathologies nutritionnelles ou des carences alimentaires selon André (2005). Des travaux de nombreux auteurs ont constaté la présence de divers endoparasites. Dans une étude faite par Noor *et al.* (2021), au Pakistan sur la prévalence des parasites chez certaines espèces d'oiseaux captifs (la Perdrix chukar, le Faisan albinos, le Faisan argenté, la Perruche à collier et la Dinde), ils ont trouvé 14 endoparasites provenant d'échantillons fécaux ; dont 6 espèces de nématodes à savoir *Allopdia suctoria* (2%), *Syngamus trachea* (60%), *Capillaria annulata* (37,5%), *Ascaridia galli* (24%), *Capillaria anatis* (40%) et *Heterakis gallinarum* (28,3%). De même, deux espèces de trématodes à savoir, *Prosthogonimus ovatus* ayant une prévalence parasitaire de 50 % et *Prosthogonimus macrorchis* avec 21 % ont également été documentés à partir d'échantillons fécaux d'oiseaux. Une seule espèce de cestode *Raillietina echinobothrida* ayant une prévalence parasitaire de 72 % et 3 espèces de protozoaires, à savoir *Eimeria maxima* (21%), *Giardia lamblia* (41%) et *Histomonas meleagridis* (18%), ont été documentées lors de l'analyse coprologique. Ainsi qu'une autre étude menée par BENDJOURI *et al.* (2018), en Algérie à propos des endoparasites chez les columbidés,

qu'ils ont indiqué la présence de deux espèces de parasites : des coccidies (*Eimeria* sp.) et des cestodes (*Taenia* sp.).

CONCLUSION

ET

PERSPECTIVE

Conclusion

Ce travail a porté sur l'étude des maladies parasitaires des oiseaux de cages et de volières (Canari, Chardonneret élégant et Perruche) élevés dans une chambre d'élevage à Bou Ismail (Tipaza). L'échantillonnage a été réalisé suivant deux axes : collecte des fientes et prélèvement des ectoparasites sur le terrain puis traitement et identification au laboratoire de zoologie de l'ENSV. Durant ce travail on a pu identifier une seule espèce d'ectoparasites collectés, et une absence totale d'endoparasites. Les ectoparasites récoltés sur le corps des individus infestés ainsi que sur dans les cages d'élevages appartiennent à une seule classe d'Arachnida. L'espèce recensée est le Poux rouge *Dermanyssus gallinae* (acarien hématophage). D'après les prévalences, nous constatons que cette dernière est une espèce parasite dominante chez les trois types d'hôtes, dont la répartition de ces acariens hématophages est réparti sur le cou et le ventre des espèces aviennes parasités. Les résultats enregistrés ont révélé que les juvéniles sont les plus infestés avec un taux de parasitisme total (P= 100%) par rapport aux adultes. Tandis que la plus forte présence des ectoparasites se trouve au niveau des cages (AR= 34.4) par rapport au corps des individus infectés (AR= 0.90).

Alors que les résultats des analyses coprologiques ont révélé l'absence totale des endoparasites donc les échantillons étaient indemnes, et cela dû grâce à la bonne maîtrise de l'hygiène de l'élevage ainsi que l'application des traitements prophylactiques par l'éleveur.

En perspective, il serait intéressant d'étaler l'étude sur la recherche des endoparasites et des ectoparasites durant toutes les saisons pour mieux connaître leurs activités saisonnières. Il est également indispensable d'augmenter le nombre d'hôte à examiner et examiner d'autres espèces d'oiseaux d'élevage tels que les Perroquets, les Callopsittes, les Inséparables, ainsi que d'autres espèces de la famille des Fringillidés. Il faut penser également à utiliser les méthodes moléculaires afin de mieux identifier les différentes espèces d'endoparasites et la recherche d'éventuels agents pathogènes hébergés par ces ectoparasites.

D'habitude, les éleveurs négligent les mesures sanitaires, et les critères de bonne conduite des élevages qui sont l'une des causes majeures de dispersion des maladies, de la détérioration de l'état sanitaire et de la perte économique, d'où on s'impose les recommandations suivantes :

- Bonnes conditions d'hygiènes nécessaires pour diminuer le taux d'infestation dans les élevages ;
- Utilisation des additifs alimentaires ;
- Un protocole de quarantaine doit être adapté aux individus nouvellement acquis dans l'élevage ;
- Nettoyage soigneux et complet des cages et des volières.
- Surveillance régulière des ectoparasites capables de transmettre des virus et des bactéries à l'homme.

REFERENCES

BIBLIOGRAPHIQUES

Références bibliographiques

- ALTMAN R.B., CLUBB S.L., DORRESTEIN G.M., QUESENBERY K., (1997) - *Avian Medicine and Surgery*, Philadelphia: W.B. Saunders, 1070 p.
- ANDRE J. P., (1999) - Thérapeutique chez les oiseaux, *Point Vét.*, 30, 144-148.
- ANDRE J.P., (2005) - *Guide pratique des maladies des oiseaux de cage et de volière*, Éd. Méd'com, 256 p.
- ANOFEL., (2014) - *Association française des enseignants de parasitologie et mycologie*. 2014.
- 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.
- BAUD'HUIN B., (2003) - *Les parasites de la caille des blés (Coturnix coturnix)*. Thèse/Toulouse, France. 122 p.
- BAZIZ-NEFFAH F., BITAM I., KERNIF T., BENELDJOUZI A., BOUTELLIS A., BERENGER J M., ZENIA S., DOUMANDI S., (2015) - Contribution à la connaissance des ectoparasites d'oiseaux en Algérie. Article in Bulletin de la Société Zoologique de France. Bull. Soc. Zool. Fr., 2015, 140 (2) : pp 81-98.
- BEAUCOURNU J.C., GOMEZ-LOPEZ M.S., (2015) - *CLASS INSECTA. Ordre Siphonaptera* Revista IDE@ - SEA, n° 61B (30-06-2015): 1–10. ISSN 2386-7183
- BENDJOUDI D., MARNICHE F., MESSAOUDI Z., (2018) - Premières données sur les parasites chez deux espèces de columbides, la tourterelle turque streptopelia decaocto et le pigeon biset columba livia. *Revue Agrobiologia*, 8 (1) pp: 809-816.
- BERENGER J. M., DELAUNAY P., PAGES F., (2008) - Les punaises du lit (Heteroptera, Cimicidae) : une actualité « envahissante ». *Médecine Tropicale*, 68: 563-567.
- BERTRAND M., (1998) - Note d'information sur une espèce particulièrement agressive d'Acarien '*Dermanyssus gallinae* (De Geer, 1778) : 21-23.
- BILONG-BILONG C.F., NJINE T., (1998) - Dynamique de populations de trois monogènes parasites d'*Hemichromis fasciatus* (Peters) dans le lac municipal de Yaoundé et intérêt possible en pisciculture intensive. *Sci. Nat. et Vie*, 34: 295-303.
- BOURDEAU P., (1997) - *Parasites externes et dermatomycoses des oiseaux de cage et de volière*, In: *Comptes rendus de la C.N.V.S.P.A.*, Paris, vol 1, 53-56.
- BOX E.D., (1975) - Exogenous stages of *Isospora serini* (Aragao) and *Isospora canaria* sp. in the canary (*Serinus canarius*), *J. Protozool.*, 22(2), 165-169.
- BROOK M., BRIKHED T., (1991) - *Ornithology the royal society for the protection of birds (RSPB)* The Cambridge encyclopedia, Cambridge university press, 362: 153-155.

- CALNEK B.W., BARNES H.J., BEARD C.W., MC DOUGALD L.R., SAIF Y.M., (1997) – *Diseases of poultry*. 10th edition. Iowa State University Press, International Publishers limited. 1080p.
- CALNEK B.W., BARNES H.J., BEARD C.W., REID W.M., YODER H.W., (1991) - *The Iowa State University Press Ames, IA., USA*. In KAUFMANN J. (1996) Parasitic infections of domestic animals: A diagnostic Manual. Basel; Boston; Berlin; Birkhauser Verlag. p389-390.
- CECILE S., ROBER M., (2009) - *Contribution ç l'étude du canari en tant qu'animal de compagnie*. Thèse de Doc. Vét. Ecole nationale vétérinaire d'Alfort. 179p.
- CHIEB K., (2017) - *Ecologie du Moineau Espagnol (Passer hispaniolensis, Temminck 1820) dans le Nord-Est Algérien*. Thèse de Doc. Biodiversité, évolution et écologie de la sante. Université Badji Mokhtar –Annaba. ANNABA. 105p.
- CLUBB SL., FLAMMER F., (1994) - *Chapitre 2 The Avian Flock In : Ritchie BW, Harrison GJ, Harrison LR, Avian Medicine: Principles and Applications*. Wingers publishing, Lake Worth, 45-62
- CLUSEL F., (1998) - *Les affections respiratoires des oiseaux de cage et de volière*, Thèse Méd. Vét.: Alfort: 1998-ALF 29, 95p.
- CLYDE V., PATTON S., (1996) - Diagnosis, treatment and control of common parasites in companion and aviary birds, Sem. *Avian Exot.Pet Med.*, 5(2) 75-84.
- CONRAD A., (2018) - *Dermanyssus gallinae ou pou rouge des volailles : la crise de l'ete 2017 et l'état des lieux sur la lutte contre ce parasite*. Thèse d'Etat de Doctorat Vétérinaire : Lyon, 101p.
- DE WAILLY P., CHERMETTE R., (1986) - Principales affections des oiseaux de cage et de volière, *Rec. Méd. Vét*, 162(3), N° hors série, 291-318.
- DEHAY S., (2006) – *Elaboration d'un protocole de visite d'élevage des oiseaux de cage et de volière*. Thèse de Doc. Vét, Lyon : Université Claude-Bernard, 255p.
- DELAUNAY P., BERENGER J.M, IZERI A., CHOSIDOW O., (2010) - *Les punaises de lits Cimex lectularius et Cimex hemipterus: Biologie, lutte et santé publique*. Extrait de Riviera Scientifique. Nice : Association des Naturalistes de Nice et des Alpes-Maritimes
- DESCHAMPS M T., (2008) - *Dermatologie des psittacidés*. Thèse pour Doctorat vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort,. 124p.
- DJELLA R., DJEFFAL C., (2019) - *Contribution à l'étude du parasitisme du Moineau hybride*

- (*Passer domesticus* x *P. hispaniolensis*) dans la région de Biskra. 97p
- DORRESTEIN G.M., (2000) - Passerines and soft bills therapeutics, In: *Vet.Clin.North.Am. Exotic Am. Pract.*, 3(1), 35-37.
- DOUIFI M., (2019) – *Epidemiologie de Dermanyssus gallinae (pou rouge) dans les elevages de poule pondeuse en Algérie*. Thèse de doc. Institut des sciences vétérinaires. univ de blida -1. 150p.
- DUCKWORTH R.A., MENDONCA M.T., HILL G.E., (2001) - A condition-dependent link between testosterone and disease resistance in the house finch. *Proc. Roy. Soc. Lond. Ser. B268*, 2467–2472.
- FORBES N, FISHER M, MONKS D (2003) - Bird tick survey *Vet. Rec.* 152 : 480
- FORBES N., (1997) - Vaccination of cage and aviary birds against Newcastle disease *Vet. Rec.* 140: 103
- GELLY G., (1999) - Dominantes pathologiques, le canari, *Point Vét.*, 30, (N° Spécial NAC), 131-132
- GREINER EC., (1997) - *Parasitology* In : Altman RB, Clubb SL, Dorresteine GM, and Quesenberry K, *Avian Medicine and Surgery*. WB Saunders, Philadelphia, 332-349
- HAICHEUR I., MORASLI A., (2017) - Les ectoparasites chez la poule pondeuse au niveau de la wilaya de bouira. Thèse de doc. Institut des sciences vétérinaires. Univ Saad Dahlab- Blida - 1. Blida. 49p.
- HOGLUND J., NORDENFORS H., UGGLA A., (1995) - Prevalence of the Poultry Red Mite, *Dermanyssus gallinae*, in Different Types of Production Systems for Egg Layers in Sweden Department of Parasitology, National Veterinary Institute and Swedish University of Agricultural Sciences, Box 7073, S-750 07 Uppsala, Swe. 1795-1798p.
- JOSEPH V., (2003) - Infectious and parasitic diseases of captive passerines, *Sem. Av. Exot.Pet Med.*, vol 12, 21-28.
- JOURDAN H., MILLE C., (2006) - *Les invertébrés introduits dans l'archipel néo-calédonien : espèces envahissantes et potentiellement envahissantes*. Première évaluation et recommandations pour leur gestion. IRD, Espèces envahissantes dans l'archipel néo-calédonien, 163-214.
- KAUFMANN J., (1996) - Parasitic infections of domestic animals: A diagnostic Manual. *Basel, Boston, Berlin; Birkhauser Verlag*. P11; 398-423.
- LEGER J.S., SHIVAPRASAD H.L., (1998) - *Passerine protozoal sinusitis: an infection you should know about*, *Proc. Assoc. Avian Vet.*, Houston, Texas, USA, 157-160.
- LEZZAR N., (2018) – *Manuel d'autopsie de pathologie aviaires*. Polycopié pédagogique. Institut

- des sciences vétérinaires. 149 p.
- LIGHTFOOT N. F., (2002) - *Analyses microbiologiques des aliments et de l'eau*. London, pp. 59-126.
- MARGOLIS L., ESCH G.W., HOLMES J.C., KURIS A.M., SCHAD G.A., (1982) - The use of ecological terms in parasitology (report of an ad hoc committee of the American society of parasitologists, *J. Parasitol.* 1 (68) 131–133.
- MARSHALL A.G., (1981) - *The ecology of ectoparasitic insects*. London: Academic Press.
- MESBAHI-SALHI - A., (2014) - *Impact d'un Oiseau Nicheur Urbain le Pigeon Biset (Columba livia domestica) sur la Pollution Microbiologique de l'Environnement*. Thèse de doc. Biologie Animale. Université Badji Mohktar - Annaba. 165p.
- MONKS D, FORBES N, FISCHER M., (2005) - *Ixodes frontalis as a cause of avian disease in the United Kingdom In : 8th European AAV Conference and 6th Scientific ECAMS Meeting Proceedings*, Arles, 24-30 avril, 5 15-517.
- NOOR R., JAVID A., HUSSAIN A., BUKHARI S.M., HUSSAIN I., SULEMAN S., MALIK S., AMIN F., AZAM S.M., ALI K., MUSTAFA G., HUSSAIN M., AHMAD A., ALIW. (2021) - Prevalence of parasites in selected captive bird species. *Brazilian journal of biology = Revista brasleira de biologia*, 84, e254251.
- OLSEN G.H., OROSZ S E., (2000) - *Manual of Avian Medicine*, Mosby, Inc., St. Louis, Miss, USA.
- ORGANISATION MONDIALE DE LA SANTE ANIMALE., (2008) *Manuel des tests de diagnostic et des vaccins pour les animaux terrestres (mammifères, oiseaux et abeilles)*. 6^{ème} Ed. Vol. 1.
- POLLOCK C., CARPENTER JW., ANTINOFF N., (2005) - *Birds In: Carpenter JW: Exotic Animal Formulary*, Third Edition. Elsevier Saunders, Saint Louis, 135-346
- PRITCHARD M.H., KRUSE G.O.W., (1982) - *The collection and preservation of animal parasites*. University of Nebraska Press, Lincoln, Nebraska.
- REJSEK F., (2002) - *Analyse des eaux, Aspects réglementaires et techniques*. Scérén TEC & DOC. CRDP Aquitaine, 358 p.
- RITCHIE BW., (1995) - *Diagnosing Viral Infections In : Ritchie BW, Avian Viruses. Function and Control*, Wingers Publishing, Lake Worth (FL), 83-103
- RITCHIE BW., (1995) - *Preventing Viral Infections In : Ritchie BW, Avian Viruses. Function and Control*, Wingers Publishing, Lake Worth (FL), 105-126
- RODIER J., BERNARD L., NICOLE M., et coll. (2009) - *L'analyse de l'eau. Eaux naturelles*.

- Résiduaire. Eau de mer. 9ème édition.* Dunod. Paris, 1383 p.
- ROOSKOPF W.J., (2003) - Common conditions and syndromes of canaries, finches, lorries and lorikeets, love birds and macaws, *Sem. Avian Exot. Pet Med*, 12, 131-143.
- ROSSFELDER A., (2012) - *Comportement et lumière chez le Dermanyssus gallinae*. Thèse d'Etat de Doctorat Vétérinaire : LYON. 82p.
- ROY L., (2009) - *Ecologie évolutive d'un genre d'acarien hématophage : approche phylogénétique des délimitations interspécifiques et caractérisation comparative des populations de cinq espèces du genre Dermanyssus (acari : mesostigmata)* Thèse de doctorat. L'Institut des Sciences et Industries du Vivant et de l'Environnement (Agro Paris Tech. Paris. 296p.
- Roy L., Chauve C.M., (2007) - Historical review of the genus *Dermanyssus* Duges, 1834 (Acari: Mesostigmata: Dermanyssidae). *Parasite* 14, 87–100.
- SCOTT J.R., (1996) - *Passerine aviary diseases: diagnosis and treatment*, In: Proc. Conf. Assoc. Avian Vet, Tampa, Florida, USA, 39-48.
- SERGENT F., (1981) - *Principales maladies infectieuses et parasitaires du canari*. Thèse: Méd. Vét.: Maisons-Alfort: 1981-MA 79, 205 p.
- SPEER BL., (1991) - Avicultural Medical Management An Introduction to Basic Principles of Flock Medicine and the Closed Aviary Concept. *Vet. Clin. North Am. Small Anim. Pract.* 21: 1393-1404.
- SPEER BL., (1999) - *The Closed Aviary Concept*. In: *Abramson J, The Large Macaws, Their Care, Breeding and Conservation*, Raintree Publications, Fort Bragg, 266-271
- TAMSSAR M., (2006) - *Parasitisme helminthique gastro-intestinale des moutons abattus aux abattoirs de Dakar*. Université Cheikh Anta Diop de Dakar. Ecole Inter-états des Sciences et Médecine Vétérinaires (E.I.S.M.V). Faculté de Médecine, de Pharmacie et d'odontostomatologie de Dakar. 97p.
- TAYLOR M., (2000) - *Disorders of the Avian Respiratory System In : KVF Jubba Refresher Course for Veterinarians, Birds 2000*, Proceedings 334, Melbourne, 21-25 août, 99-106
- 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.
- TRICOT C., PAGNIEZ F., (2003) - *Les principales parasitoses humaines d'origine canine ou féline*. [s.n.].
- VALTONEN E.T., HOLMES J.C., KOSKIVAARA M., (1997) - Eutrophication, pollution and Fragmentation : effects on parasite communities of roach (*Rutilus rutilus*) and perch (*Perca fluviatilis*) in four lakes in central Finland. *Can J Fish Aquat Sci*, 54:572–585.

- VENISSE R., (2001) - *Ectoparasites et dermatoses parasitaires chez les oiseaux de cage et de volière*. Thèse: Méd.Vét: Nantes: NAN 101, 309 p.
- WANGRAWA G.J., (2010) - *Effets des ectoparasites sur la productivité de la volaille en élevage traditionnel*. Diplôme d'ingénieur du développement rural. Université, polytechnique de bobo-dioulasso. BURKINA FASO. p24.
- WOLFF PL., (1996) - Husbandry practices employed by private aviculturists, bird markets and zoo collections, wich may be conductive to fostering infectious diseases *Rev. sci. tech. Off. int. Epizoot.* 15: 55-71

Sites Web :

Le site de Nos Volières : www.nosvolieres.com
www.eleveur-de-carduelines.com