

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

جامعة 8 ماي 1945 قالمة

Université 8 Mai 1945 Guelma

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Sciences de la Terre et de l'Univers



Mémoire En Vue de l'Obtention du Diplôme de Master

Domaine : Science de la Nature et de la Vie

Filière : Biologie

Spécialité/Option : Parasitologie

Département : Biologie

Thème :

**Contribution à l'étude des parasites des Psittacidés et Fringillidés de cage
dans la région de Guelma**

Présenté par :

- **BENNACER Manal**
- **LMOUACI Roumayssa**
- **FADEL Laila**

Devant le jury composé de :

Président	Mr. RAMDANI K.	M.C.B	Université de Guelma
Examineur	Mr. YOUNSI M.	M.C.B	Université de Guelma
Encadreur	Mme. ZERGUINE K.	M.C.A	Université de Guelma

2022/2021

Remerciements

Nous remercions tout d'abord Dieu tout puissant de nous avoir donné le courage, la force et la patience d'achever ce modeste travail.

Que soient remerciés, les membres de jury Dr Ramdani K. et Dr Younsi M. pour avoir accepté de juger notre travail

*Nous nous ferons un agréable devoir de remercier notre encadreur Madame **Zerguine Karima**, Maitre de conférence à la faculté des Sciences de la nature et de la vie (Université 8 mai 1945 de Guelma) pour avoir dirigé ce travail de recherche avec beaucoup d'efforts et de patience et nous avoir fait bénéficier de son expérience et de ses précieux conseils.*

Sincères reconnaissances à :

Mademoiselle Louiza, technicienne au laboratoire de l'université, qui nous a aidées avec ses précieux conseils et son expérience.

On remercie également toute l'équipe pédagogique de l'université 08 Mai 1945.

Enfin, un très grand MERCI à toutes nos familles qui nous ont gratifié de leur amour et fourni les motivations. On leur adresse toute notre gratitude du fond du cœur.

Dédicace

Allah dit : "N'adorez que Lui et (ayez) de la bienveillance envers vos deux parents"

Elhamdollilah et Avec une immense joie et fierté je dédie ce modeste travail à tous ceux qui me sont chères

A mon très cher père

J'écris ceci avec des larmes de joie et des larmes de votre fatigue et de tes efforts avec moi, Larmes de que je suis fier de toi d'être mon père.

Aucune dédicace n'est susceptible de t'exprimer profondeur de mon amour et de mon estime et l'infinie reconnaissance pour tous les sacrifices consentis avec dévouement pour mon éducation et mes longues années d'études.

Tu n'as pas cessé de me soutenir et de m'encourager, ton amour, générosité exemplaire et ta présence constante ont fait de moi ce que je suis aujourd'hui.

Tu as été et tu serais toujours mon exemple à suivre parfaite pour tes qualités humaines, ta persévérance et comme votre propriétaire à mes yeux.

A ma très chère maman

A la plus douce et la plus merveilleuse. A une personne qui m'a tout donné sans compter. Aucun hommage ne saurait transmettre à sa juste valeur ; l'amour, le dévouement et le respect que je porte pour toi. Sans toi, je ne suis rien.

Vous prières ont été pour moi un grand soutien tout au long de mes études. J'implore Dieu qu'il vous procure tous les deux la santé. Puisse Dieu tout puissant vous protéger du mal, vous procurer longue vie, santé et bonheur afin que je puisse vous rendre un minimum de ce que je dois et qu'il m'aide à vous compenser tous les malheurs passés.

A mes soeurs Zahra Iman et mon bras petit frère Walid, à mes nieces Assil, Norsine et Yasmine et leur père

Merci énormément pour vos soutiens plus que précieux, merci pour vos grands cœurs toutes vos qualités qui seraient trop longues à énumérer. J'ai trouvé en vous le refuge de mes chagrins et mes secrets. En souvenir des moments merveilleux que nous avons passés et aux liens solides qui nous unissent. Un grand merci pour votre soutien, vos encouragements, et votre aide.

Je vous dédie ce travail et je vous souhaite une vie pleine de santé et de bonheur. Je prie Dieu pour que notre fraternité soit éternelle.

*A mon fiancé **Walid***

*Malgré la courte durée de nos fiançailles et la récente rencontre, je te dis merci, pour te soutenir et pour la simple parole qui me réjouissait et me redonnait espoir. (Le don est un mot et un sourire du cœur avec lequel mon âme vit) **En** dépit de tes efforts et de ta fatigue au travail.*

Merci pour toutes tes paroles qui m'ont renforcé, et de me porter dans mon anxiété et mes moments difficiles et ma nervosité...

*Que Dieu nous bénisse. **A** ma deuxième famille. **Je** dédie mon travail à toi.*

***A** ma deuxième famille.*

*À l'âme de mon grand-père et de ma grand-mère, que **Dieu** vous pardonne.*

***A** mes chères tantes, mes oncles et mes cousines : toute la famille "**Bennacer**" et la famille "**Boudor**". **Je** vous dédie ce travail en témoignage des liens solides et intimes qui nous unissent. **Je** vous souhaite une vie pleine de succès et de bonheurs.*

A** ma chère cousine **Meryem

Tu es pour moi une sœur et une amie sur qui je peux compter.

A** ma chère **Bouchra

*"les sœurs ne sont pas toujours dans le sang. Parfois les sœurs sont dans le cœur." **Je** ne peux trouver les mots justes et sincères pour vous exprimer mon affection et mes pensées, vous êtes pour moi une sœur et une amie sur qui je peux compter. **En** témoignage de l'amitié qui nous unit et des souvenirs de tous les moments que nous avons passés ensemble.*

*Mes belles athlètes dans ma salle de sport l'esprit amusant "**Iman, Dounia, Soumia**" **Je** suis guidé par ce travail comme preuve des liens forts et intimes qui nous unissent. **Merci** beaucoup de votre appui et de vos encouragements à l'égard de ce travail.*

***A** mes binômes romayssa et laila merci à vos soutiens et la compréhension dans le délai de pratique et recherche de notre mémoire.*

A** tous mes collègues et amis de **Lisance Biochimie** et de **Master spécialité Parasitologie

Manal

Dédicace

Avec l'expression de ma reconnaissance, je dédie ce modeste travail à ceux qui, quels que soient les termes embrassés, je n'arriverais jamais à leur exprimer mon amour sincère.

*A L'homme, mon précieux offre du dieu, qui doit ma vie ma réussite et tout mon respect : mon cher père **Djamel**.*

*A la femme qui a souffert sans me laisser souffrir, qui n'a jamais dit non à mes exigences et qui n'a épargné aucun effort pour me rendre heureuse : mon adorable mère **Habiba**.*

*A mon mari **Haroun** qui m'a soutenu et qui s'est assuré de me soutenir et de me conseiller tout au long de mes études. **Que** dieu le protège et lui offre la chance et le bonheur.*

*A ma deuxième Famille ma mère **Razika** et mon père **Rabah** merci d'être dans ma vie et merci pour m'encourager. **Que** dieu vous protège en bonne santé, je vous souhaite le bonheur.*

*A mon adorable petite sœur **Kawthar** qui sait toujours comment procurer la joie et bonheur pour toute la famille.*

*A mes très chers frères **Saif Zakaria Haythem** et **Hani** qui m'avez toujours soutenu et encouragé durant ces années d'études.*

*A ma grand-père **Ammar**, mes oncles surtout **Mohammed** et mes tantes surtout **Saliha** et **Nasira**. **Que** dieu leur donne une longue et joyeuse vie.*

*A tous les cousins surtout **Chouaib, Charaf, Abd rahman, Lamia, Radia, Fadia, Hanan** et **wissal**.*

*A toutes les amis **Djohaina, Abir, Lobna, Djihan, Marwa, Khawla, Romaisa, Lina, Mariem, Wissam, Ines, Djomana, Hakima, Abir** et **Marwa** merci pour leurs amours et leurs encouragements.*

*A tous mes collègues et amis de **Lisance Biochimie** et de **Master spécialité Parasitologie**.*

*Sans oublier mes binômes **Manal** et **Laila** pour vos soutiens moraux, sa patience et sa compréhension tout en long de ce projet*

Romayssa

Dédicace

je dédie ce modeste travail aux deux honorables personnes qui méritent infiniment

*A mes très chers parents, pour leur affection et leur encouragement, pour leurs sacrifices et leurs patiences , en m'ouvrant leurs bras som aidantes' moralement pour aller de l'avant , vers un avenir meilleur , **Que dieu les garde en bonne santé** A mes adorables sœurs **Fifi , Wissal, Rayane, Hala , Takwa.***

*A mon frère **bilel** qui m'a aider à avoir courage et générosité .*

*A mes petits anges de la famille , **Anes , Aline.***

*A Mes chères amis **Roumayssa , Manel, khawla,** et camarades de loin ou de près pour tous les moments d'échange et ceux qui m'ont toujours aidé .*

Laila

TABLE DE MATIERE

I.	Liste des figures.....
II.	Liste des tableaux.....
III.	Résumé.....
IV.	Introduction

Première partie : PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

1	Les Passeriformes (Passéridés).....	03
1.1	Les Fringillidae.....	03
2.	Les Psittaciforme.....	03
2.1	Les Psittacidés (Psittacidés)	04
3	Origine géographique.....	04
4	Quelques espèces reproductrices fréquentes.....	04
4.1	Le Chardonneret élégant	04
4.2	Serin cini.....	05
4.3	Le Canari.....	05
4.4	Perruche à collier.....	06
4.5	Inséparable de Fischer.....	06
4.6	Gris de Gabon.....	07
4.7	Youyou du Sénégal	07
5	Nutrition	08
6	Biologie de reproduction.....	09
6.1	Les étapes de reproduction.....	10
7	Les maladies parasitaires chez les psittacidés	14
7.1	Les endoparasites	14
7.1.1	Les protozoaires.....	14
7.1.1	Coccidies	15
7.1.1	Microsporidie	15
7.1.1	Plasmodium.....	15
7.1.1	Giardia	16
7.1.2	Les Nématodes.....	16
7.2	Les Ectoparasites.....	17

7.2.1	Les insectes.....	18
7.2.1	Ordre des Diptères.....	18
7.2.1	Ordre des Phthiraptères (les poux)	18
7.2.1	Les Siphonaptères (Les puces)	19
7.2.2	Les Acariens	20
8	Les maladies Parasitaire Chez les fringillidés.....	20
8.1.	Les endoparasites.....	20
8.1.1	Atoxoplasma.....	20
8.1.2	Plasmodium	21
8.1.3	Trichomonas.....	21
8.1.4	Helminthes	21
8.1.2	Les ectoparasites.....	22
8.1.2.1	Acariens Knemidoptinae	22
8.1.2.2	Les poux	22
9	Clinique.....	22
10	Diagnostic	23
10.1	Les endoparasites.....	23
10.2	Les ectoparasites.....	23
11	Traitements	23
11.1	Traitement d'endoparasites.....	23
11.2	Traitement ectoparasites	24

Deuxième partie : PARTIE PRATIQUE

1	Matériel.....	25
1.1	Matériel biologique.....	25
1.2	Matériel de terrain.....	27
1.3	Matériel de laboratoire.....	27
2	Méthodes.....	27
2.1	Collecte et identification des ectoparasites.....	27
2.2	Diagnostic et identification des endoparasites.....	27
3	Résultats.....	30
3.1	Identification.....	30
3.1.1	Les ectoparasites	30

3.1.2 Les endoparasites	30
3.1.2.1 Prévalence des parasites digestifs Chez les Psittacidés et Fringillidés	32
3.1.2.1 Prévalence spécifique des parasites digestifs Chez la famille Des Fringillidés.....	32
3.1.2.1 Prévalence spécifique des parasites digestifs Chez la famille des Psittacidés	33
3.1.2.2 La prévalence selon le type d'alimentation	34
4 Discussion.....	36
4.1 Etude des ectoparasites.....	36
4.2 Etude des endoparasites.....	36
4.3 L'effet du type d'alimentation sur l'occurrence des endoparasite.....	38
Conclusion	39
En perspectives	40
Références bibliographiques.....	41

Liste des figures

Les figures de partie théorique

Figure 01. Chardonneret <i>Carduelis Carduelis</i>	05
Figure 02. Serin cini <i>Serinus serinus</i>	05
Figure 03. Canari <i>Serinus canari</i>	06
Figure04. Perruche à collier <i>Psittacula krameri</i>	06
Figure 05. Inséparable de Fischer <i>Agapornis fischeri</i>	07
Figure 06. Gris de Gabon <i>Psittacus eruthacus</i>	07
Figure 07. Youyou du Sénégal <i>Poicephalus senegalus</i>	08
Figure 08. Schéma représentant la composition théorique idéale d'une ration alimentaire de Psittaciforme	09
Figure 9. Le rencontre des parents.....	11
Figure 10. L'accouplement des femelles et males.....	12
Figure11. Le ponte /la couvaison.....	12
Figure12. L'éclosion.....	13
Figure13. Le nourrissage.....	14
Figure14. Coccidies.....	15

Figure 15. Plasmodium.....	16
Figure 16. <i>Giardia</i> (A : illustration schématique de la forme végétative et kystique ; B : observation sous microscope).....	16
Figure 17. Les œufs de <i>Capillaria</i>	16
Figure 18. Œuf de <i>Syngamus</i> trouve chez le Perroquet Gris d’Afrique.....	17
Figure 19. <i>Heteromenopon macrurum</i>	18
Figure 20. Poux des plumes chez une perruche ondulée (<i>Melopsittacus undulatus</i>)	19
Figure 21. Puce.....	19
Figure 22. <i>Dermanyssus gallinae</i>	20
Figure 23. les organes interne de canari atteints d’atoxoplasmose.....	21
Figure 24. Lésion des pattes par <i>K. jamaicensis</i>	22

Les figures de la partie pratique

Figure 25. Les types de grains donnés aux psittacidés et fringillidés.	27
Figure 26. Les étapes de la méthode de flottation.....	29
Figure 27. Les endoparasites trouvés dans les excréments des Fringillidés et Psittacidés dans la région de Guelma.....	32
Figure 28. Prévalence des parasites digestifs chez les psittacidés et les fringillidés dans la région de Guelma.....	32
Figure 29. La prévalence des espèces d’endoparasites chez la famille des Fringillidés	33
Figure 30. La prévalence des espèces d’endoparasites chez la famille des Psittacidés.....	34
Figure 31. La prévalence des endoparasites dans les deux familles d’oiseaux de cage élevés dans la wilaya de Guelma (psittacidés et fringillidés) selon le type d’alimentation.....	35

Liste des tableaux

Les tableaux de la partie théorique

Tableau 1. Données de reproduction de quelques espèces d'oiseaux de cage	13
Tableau 2. Principaux médicaments dans les affections parasitaires.....	24

Les tableaux de la partie pratique

Tableau 3. Les principales informations des échantillons	26
Tableau 4. Systématique des parasites digestifs trouvés chez les Fringillidés et Psittacidés dans la région de Guelma.....	30
Tableau 3. L'origine d'alimentation donnée aux oiseaux de cage élevés dans les points de vente dans la wilaya de Guelma	34

Résumé

L'objectif de notre travail est d'étudier les endoparasites et les ectoparasites chez deux familles d'oiseaux les psittacidés et fringillidés auxquelles appartiennent plusieurs espèces d'oiseaux de cage élevés dans la région de Guelma : Canaris, Perroquet jaco ou Gris de Gabon, Inséparable, Perroquet jardine, Perroquet Youyou du Sénégal et les Perruches ondulées.

La recherche des endoparasites a été réalisée par la technique coprologique de flottation. Pour les ectoparasites on a procédé par la simple méthode de collecte par une pince ou le peignage à l'aide d'une brosse.

Nos résultats ont montré l'absence des ectoparasites et la présence des espèces endoparasites suivantes : *Giardia sp*, *Cooperia sp*, *Eimeria sp*, *Isoospora sp*, *Ascaridia sp*, *Entamoeba sp*, *Syngamus sp* et *Amidostomum sp*.

D'autre part, toutes les deux familles d'oiseaux de cage sont infestées par les protozoaires du genre *Eimeria* et *Isoospora* et les nématodes mais avec des prévalences variables, mais la famille la plus infestée est celle des Psittacidés. Pour l'influence du type d'alimentation, on a remarqué que les oiseaux consommant l'alimentation locale et fraîche (crudités) sont plus infestés que ceux qui consomment l'alimentation d'origine étrangère.

Mots clés : endoparasites, ectoparasites, oiseaux de cage, Guelma.

دراسة الطفيليات الداخلية والخارجية لعائلة *Psittacidés* و *Fringillidés* في ولاية قالمة

الملخص

الهدف من عملنا هو دراسة الطفيليات الداخلية والخارجية في عائلتين من الطيور "*Psittacidés*" و "*Fringillidés*" التي تنتمي إليها العديد من الطيور القفصية التي نشأت في ولاية قالمة: *Canaris*, *Gris de Gabon*, *Inséparable*, *Perruche Ondulée* و *Perroquets Youyou du Sénégal*, *Perroquet Jardine*

تم البحث عن الطفيليات الداخلية باستخدام تقنية "Flottation". في حالة الطفيليات الخارجية استعملنا الطريقة البسيطة عن طريق ننف أو مشط بفرشاة. أظهرت نتائجنا غياب الطفيليات الخارجية ووجود أنواع الطفيليات الداخلية التالية *Giardia : sp*, *Cooperia sp*, *Eimeria sp*, *Isospora sp*, *Ascaridia sp*, *Entamoeba sp*, *Syngamus* et *Amidostomum sp*

من ناحية أخرى، تنتشر كلتا عائلتي الطيور القفصية بواسطة أوليات من جنس *Nématodes* و *Isospora*, *Eimeria* ولكن مع انتشار مختلف، ولكن الفصيلة الأكثر انتشاراً هي في عائلة (*Psittacidés*). وفيما يتعلق بتأثير نوع الغذاء، لوحظ أن الطيور التي تستهلك الأغذية المحلية والطازجة (الخضروات النيئة) هي أكثر انتشاراً من تلك التي تستهلك الأغذية ذات المنشأ الأجنبي.

الكلمات الرئيسية: الطفيليات الخارجية، الطفيليات الداخلية، الطيور القفصية، قالمة.

Study of parasites of Psittacidae and Fringillidae in the region of Guelma

Abstract

The objective of our work is to study endoparasites and ectoparasites in two families of birds Psittacidae and Fringillidae to which belong several species of cage birds raised in the region of Guelma : Canaris, Parrot jaco or Grey of Gabon, Inseparable, Gardening Parrot, Senegal Youyou Parrot and Wavy Parakeets.

The search for endoparasites was carried out using the coprological flottation technique. In the case of ectoparasites, the simple method of collecting the ectoparasites by means of a clamp or combing with a brush.

Our results showed the absence of ectoparasites and the presence of the following endoparasitic species : *Giardia sp*, *Cooperia sp*, *Eimeria sp*, *Isospora sp*, *Ascaridia sp*, *Entamoeba sp*, *Syngamus sp* and *Amidostomum sp*.

On the other hand, both families of cage birds are infested by protozoa of the genus *Eimeria* and *Isospora* and nematodes but with varying prevalences, but the most infested family is that of the Psittacidae. For the influence of the type of food, it was noted that birds consuming local and fresh food (raw vegetables) are more infested than those consuming food of foreign origin.

Keywords : endoparasites, ectoparasites, cage birds, Guelma.

Introduction

Introduction

Aujourd'hui, l'oiseau est le quatrième animal de compagnie après le chien, le chat et le poisson (**Peng et al., 2021**). Ils sont plus de 11 millions en captivité aux Etats-Unis et près de 6 millions en France (**Gatskin et al., 2011**). Cependant, à l'inverse du chien et du chat, les perroquets ne sont pas des animaux domestiques. Une espèce domestique est définie par l'arrêté du 11 août 2006 comme : « une population animale sélectionnée constituée d'un ensemble d'animaux d'une même espèce présentant entre eux suffisamment de caractères héréditaires communs dont l'énumération et l'indication de leur intensité moyenne d'expression dans l'ensemble considéré définit le modèle » (**Legifrance, 2006**).

Lorsque l'on évoque les « oiseaux de compagnie » on pense en premier lieu à toutes les espèces domestiquées pour leurs plumages colorés ou leurs vocalises, appartenant pour la majorité aux ordres des Passeriformes et des Psittaciformes (**Cooper, 1983**), avec 27% des oiseaux de cage et volière qui appartiennent aux Psittacidés en France en 2013 (**Lacoste, 2013**).

La médecine aviaire est déjà une branche importante de la médecine des animaux de compagnie. Élevés dans des cages, ils doivent compter sur un soutien vétérinaire adéquat. En effet, dans la plupart des programmes d'enseignement universitaire, les cours de pathologie aviaire sont encore plus orientés vers le diagnostic, le traitement et la prévention des maladies des volailles plus que celles des oiseaux de compagnie. L'intérêt croissant du personnel clinique pour ces espèces a conduit à la recherche de cours et sources spécialisés dans la médecine des oiseaux de compagnie. Il faut aborder via une synthèse bibliographique l'aspect sanitaire de l'élevage des oiseaux en cages en détaillant quelques pathologies des plus importantes et plus fréquemment rencontrées pouvant affecter ces oiseaux et ceci selon leurs étiologies bactérienne, virale ou parasitaire (**Euzéby, 1997**).

Le parasitisme est omniprésent dans le monde vivant et c'est l'individu non parasité qu'est l'exception. Ainsi, le maintien d'individus exempts de pathogènes nécessite un effort considérable. Cette omniprésence des parasites justifie à elle seule l'étude de leurs effets sur les êtres vivants (**Barroca, 2005**).

Les parasitoses restent un enjeu notoire chez les oiseaux de parcs animaliers. En effet, ces maladies entraînent souvent des symptômes généraux (baisse d'appétit, diarrhée, toux...), ce qui affecte également l'aspect de l'animal (plume ébouriffées, prostration...). Or, les animaux de zoo doivent avoir un aspect extérieur irréprochable puisqu'ils reflètent l'image de

Introduction

la structure qui les accueille. D'autre part, certaines espèces appartiennent à des programmes de réhabilitation ou de sauvegarde (Collet, 2015).

L'objectif de notre étude est de rechercher et connaître les parasites gastro-intestinaux chez quelques oiseaux de cage élevés dans notre wilaya. Le travail vise principalement à présenter aux vendeurs des oiseaux de compagnie et à notre population, une base de données des principales maladies parasitaires pouvant affecter ces animaux si désirés par certains.

La structure de ce mémoire débutera par une introduction qui sera suivie du premier chapitre qui est une synthèse bibliographique sur les deux ordres d'oiseaux de cage étudiés et leurs parasites respectifs. La partie pratique débutera par la présentation du matériel et les méthodes utilisées. Enfin, les résultats de ce travail ainsi que leur discussion seront présentés au quatrième chapitre et nous terminerons par une conclusion où nous ferons le point sur nos connaissances des parasitoses intestinales et nous explorerons les perspectives d'avenir.

1. Les Passeriformes (Passéridés)

Ils représentent plus de la moitié de toutes les espèces d'oiseaux existantes. Leurs pattes sont adaptées pour s'asseoir, avec trois orteils à l'avant et un à l'arrière. Leur taille est très variable, allant de moins de 10 cm et quelques grammes pour certains moineaux à plus de 60 cm de longueur et 1,5 kg pour certains corbeaux (**Dehay, 2006**).

Il existe de nombreuses familles dans l'ordre des passeriformes, notamment : Alaudidae, Cinclidae, Tirdidae, Fringillidae ect (**Frédéric, 2012**).

1.1 Les Fringillidae

Les pinsons (Passeriformes, Fringillidae) représentent un groupe diversifié de passereaux granivores. Alors que la diversité générique la plus élevée se trouve dans les hautes terres d'Asie, certains genres sont plus répandus et représentés en Afrique et en Amérique du Nord et même du Sud. Ce groupe s'est récemment élargi avec deux genres d'oiseaux colorés précédemment référés à la famille néotrope des Thraupidae, Euphonia et Chlorophonia, qui sont maintenant reconnus comme représentant des branches profondes de la famille des Fringillidae (**Billy et al., 2009 ; Luna-Castrejóna et al., 2018**).

2. Les Psittaciformes

Les Psittaciformes se caractérisent par deux critères morphologiques principaux : Ils ont quatre doigts à chaque patte, deux dirigés vers l'avant et deux vers l'arrière (zygodactylie) et possèdent un bec fort, à la maxille crochue, ce qui leur vaut le surnom de becs crochus. L'utilisation de ce bec comme une « troisième main » permet à la plupart des espèces de Psittaciformes de grimper avec adresse. Leurs pattes, musclées, sont utilisées pour manipuler des fruits et des graines. Leur distribution géographique est plutôt tropicale, quelques espèces habitant des régions tempérées (**Dehay, 2006**).

Les psittaciformes sont un ordre phylogénétique constitué de quatre grandes familles, qui sont regroupées par des caractères communs. L'évolution et les avancées en séquençage génomique ont modelé ce groupe, avec une classification en perpétuel remaniement. A ce jour, The International Ornithologic Congress (IOC) définit les psittaciformes comme étant l'ensemble constitué de quatre familles (IOC, 2018) contenant 414 espèces :

-Les Strigopidae

-Les Cacatuidae

-Les Psittaculidae

-Les Psittacidae (Pujol, 2019).

2.1 Les Psittacés (Psittacés)

Les psittacés sont des oiseaux qui appartiennent à l'ordre des Psittaciformes et sont représentés par des aras, des perruches et des perroquets. Au Brésil, six espèces de vrais aras sont connues : Ara hyacinthe, Ara de Lear ou Ara cobalt, Ara glauque (éteint), Ara ararauna, Ara Macao et Ara chloroptère. Il existe également un grand nombre d'espèces gardées en captivité, non seulement comme animaux de compagnie, mais aussi dans des zoos et des sites de conservation (Gomes *et al.*, 2011).

3. Origine géographique

Les deux grands pôles de dispersion des Psittacés sont situés en Amazonie et en Australasie. Mais ces oiseaux ont colonisé les zones tropicales et subtropicales au Mexique et en Amérique méridionale, en Afrique, au sud du Sahara, en Inde, en Indonésie et en Australie. On retrouve différentes espèces dans des forêts tropicales, dans des zones désertiques, dans des zones subalpines et même à de très hautes altitudes (6000 m au Pérou ou au Tibet) (Quemin, 2003).

4. Quelques espèces reproductrices fréquentes

Le phénomène des oiseaux en cage s'est récemment largement répandu en Algérie et dans le monde. Ces oiseaux les plus communs et les plus intéressants comprennent :

4.1 Le Chardonneret élégant

Carduelis carduelis (Fringillidae) est un passereau caractérisé par une large distribution mondiale. Il est rencontré dans tout le Paléarctique occidental : Europe, Afrique du nord, centre et ouest de l'Asie (Lever 1987 ; Cramp et Perrins 1994). Il a aussi fait l'objet d'une introduction avec succès en Australie, au Bermudes et dans les Açores (Long 1981 ; Lever 1987 ; Birds Australia 2005).

La taille des populations du Chardonneret élégant est en déclin progressif depuis plusieurs années en Algérie, principalement dans les forêts de l'Est et surtout celles de Guelma (Bara et Houhamdi, 2015) (Figure 01).



Figure 01. Chardonneret *Carduelis carduelis* (Rahmani, 2019).

4.2 Serin cini

Serinus serinus est un petit fringille rayé avec une grosse tête surtout jaune. Croupion jaune vif très visible en vol. Femelle plus terne et rayée que le mâle. Le Serin cini est un proche parent du Serins canaries. Leur alimentation est constituée des petites graines et jeunes pousses et quelques invertébrés. Il se nourrit aussi au sol (Frédéric, 2012) (Figure 02).



Figure 02. Serin cini *Serinus serinus* [1].

4.3 Le Canari

Serinus canari est un petit passereau de la famille des Fringillidés. Il ne montre pas de dimorphisme sexuel et les individus des deux sexes mesurent environ 15 cm de haut, 25 cm d'envergure et pèse entre 18 et 28 g. Les canaris domestiques présentent une grande variabilité génétique et phénotypique. Seuls les canaris mâles chantent comme chez la plupart des oscines (oiseaux chanteurs) (Belguermi, 2011) (Figure 03).



Figure 03. Canari *Serinus canari* [2].

4.4 Perruche à collier

Psittacula Krameri : Espèce subsaharienne et du Sud de l'Asie, introduite ou échappée dans la région étudiée ; à présent, population férales dans plusieurs pays (Allemagne, Belgique, Egypte, Espagne, France ...). Presque toute vert vif, longue queue pointue et ailes étroites aux rémiges plus foncées. Logeur de 37-43 cm et la queue environ 18-23cm. Mandibule supérieure rouge corail. Male : bavette noire et étroite ligne noire aux cotés de la gorge devenant un fin collier rouge-rose autour du cou ; femelle : tête/cou vert uni œil pâle à cercle orbitaire rouge. Bruyante et remuante, se tenant haut dans les ramures des grands arbres des parcs (Lars, 2009) (Figure 04).



Figure04. Perruche à collier *Psittacula krameri* [3].

4.5 Inséparable de Fischer

Agapornis fischeri : très petit perroquet vert (15 cm) avec une tête jaune et rouge. Queue très courte, verte ou bleue. Bec rouge bordé d'un trait blanc, œil noir entouré d'un cercle de peau blanche. Face rouge, poitrine jaune et capuchon fumé à l'arrière des yeux jusqu'à la nuque. Presque toujours en couple, rassemblés en petites colonies. Bruyant, pousse des cris stridents et forts (Frédéric, 2012) (Figure 05).



Figure 05. Inséparable de Fischer *Agapornis fischeri* (Grintzinger, 2016).

4.6 Gris de Gabon

Psittacus erithacus a été nommé et décrit par Linné en 1758. Ces perroquets sont des oiseaux arboricoles qui occupent une grande partie de la forêt tropicale de l'Afrique de l'ouest, de l'Afrique centrale et de l'Afrique équatoriale. Les perroquets gris ont une espérance de vie d'une quarantaine à une soixantaine d'années. Ils atteignent leur maturité sexuelle entre 4 et 5 ans. Les perroquets gris sont réputés pour leur capacité d'imitation vocale de la parole humaine, ce qui explique sans doute l'engouement international de particuliers pour cette espèce (Emery et Clayton, 2004) (Figure 06).



Figure 06. Gris de Gabon *Psittacus erithacus* [4].

4.7 Youyou du Sénégal

Poicephalus senegalus est de la même famille que la Perruche à collier, ce petit perroquet (20-28 cm) africain aux couleurs vives a une biologie bien différente de cette dernière. Il a une tête grise, le corps vert, les ailes et la queue plus ternes et la couleur du ventre est variable selon la sous-espèce. La sous-espèce la plus vendue est *Poicephalus senegalus senegalus* au

ventre jaune. Elle est originaire du Sud de la Mauritanie, du Sud du Mali à la Guinée et jusqu'aux îles de Lors. (Wolff et Touratier, 2010) (Figure 07).



Figure 07. Youyou du Sénégal *Poicephalus senegalus* (Grentzinger, 2016).

5. Nutrition

Les besoins nutritionnels d'un oiseau dépendent de plusieurs paramètres ; espèce, régime alimentaire, milieu d'origine, âge et la reproduction. En effet, les jeunes ont des organes digestifs immatures, en plus l'activité enzymatique est limitée et doivent être nourris avec une alimentation facilement digestible (Brière *et al.*, 2011 ; Furst, 2011).

Trois états physiologiques doivent être distingués : la croissance, le maintien et la reproduction. L'alimentation en aviculture a une grande importance dans la régulation de la croissance et de la reproduction. Elle valorise la sélection génétique intensive dans les espèces. En effet, les relations complexes entre la nutrition et la fertilité dans les deux sexes tant au niveau de l'organisme que sur les mécanismes cellulaires et moléculaires pouvant être impliqués (Brière *et al.*, 2011).

Les perroquets sont avant tout des mangeurs de graines. Ainsi, à l'exception des aras, de quelques cacatoès et du Psittichas de Pesquet, la majorité des perroquets délaissent la partie charnue des fruits au profit de l'amande à haute qualité nutritionnelle située dans le noyau. Certains aras ne se contentent pas de se nourrir de fruits : ils mangent également des fleurs ou des feuillages (Figure 08) se nourrissent de nectar et de pollen (Furst, 2011).

La recherche en nutrition sur les besoins des espèces d'oiseaux de cage et de volière est limitée à quelques espèces et quelques études. Ainsi les nutriments indispensables sont : les carbohydrates, les protéines, certains acides aminés indispensables (la méthionine et la lysine), les minéraux (calcium, phosphore, sodium, potassium), les oligo-éléments (sélénium), les vitamines (A, D, E, K, thiamine, riboflavine, niacine, B6, acide pantothénique, acide folique, choline et B12) (Dehay, 2006).

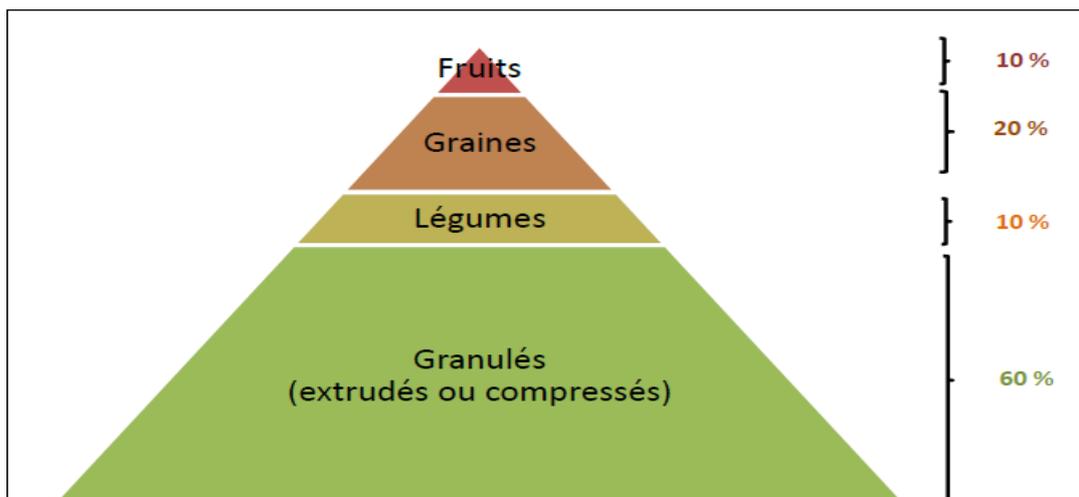


Figure 08. Schéma représentant la composition théorique idéale d'une ration alimentaire de Psittaciforme (Grentzinger, 2016).

6. Biologie de reproduction

Pour un processus de reproduction réussi pour les oiseaux de cage, certaines étapes doivent être prises en compte et certains besoins sont fournis pour que les oiseaux se reproduisent à l'aise les uns avec les autres (Dehay, 2006).

- **Choix des reproducteurs** : La formation d'un couple nécessite de mettre ensemble un mâle et une femelle de la même espèce. Cela peut paraître simple, mais de nombreuses espèces d'oiseaux sont monomorphiques : il est alors nécessaire de mettre en œuvre une des techniques de sexage (Styles, 2002). Il est à noter que le comportement n'est pas un critère fiable pour le sexage dans de nombreuses espèces, deux individus du même sexe pouvant se comporter comme un couple (Schmid, 2004).
- **La santé** : Il est nécessaire de s'assurer de l'état de santé des oiseaux avant de les mettre en reproduction (Styles, 2002).
- **L'âge de maturité sexuelle** : En général, plus une espèce est grande, plus tard ils arrivent à maturité sexuelle. Par exemple, les perruches arrivent en général à maturité à l'âge d'un an, tandis que les perroquets sont matures entre 3 et 7 ans. La vie en captivité permet un allongement de l'espérance de vie, ce qui a pour conséquence une diminution voire un arrêt de la reproduction chez des sujets âgés. Chez des petits becs

droits, la reproduction commence à un peu moins d'un an et les résultats sont en général bons jusqu'à 3 ou 4 ans, âge où l'infertilité augmente (Styles, 1997).

- **Alimentation** : L'alimentation est un point très important. Elle doit être revue en période de reproduction et adaptée à chaque espèce (Styles, 2002). Une nutrition appropriée et une gestion raisonnée de l'alimentation sont vitales à la réussite d'un élevage. L'alimentation fournie aux oiseaux en captivité doit être complète et équilibrée pour permettre un état sanitaire et une reproduction optimum. L'établissement d'une espèce en captivité nécessite la compréhension de ses habitudes alimentaires à l'état sauvage, de ses préférences et de ses besoins pour satisfaire ses exigences nutritionnelles et fournir des stimuli psychologiques nécessaires pour la reproduction de l'espèce (Schubot *et al.*, 1992).
- **Les cages** : doivent être robustes et construites de façons à ne pas blesser leur occupant. Trop souvent les constructeurs de cages ne tiennent pas assez compte des oiseaux qui vont l'habiter. Une cage assez confortable facilite les accouplements (Alderton, 1996 ; Alderton, 2002).
- **Les nichoirs** : font partie du cycle de vie des perroquets et présentent des variabilités de fréquentation selon l'âge et la période de l'année (Seixas *et al.*, 2018). La forme et la taille des nids varient selon les espèces (Styles, 1997).
- **Allumière** : il faut choisir une lampe à spectre large, sans clignotement visible pour les oiseaux (Korbel, 2005).

6.1 Les étapes de reproduction

➤ La rencontre des parents

Il est impératif de surveiller le couple dans les premiers instants pour prévenir toute agression. Les amazones décident immédiatement si elles acceptent ou non le nouveau venu. Dans le deuxième cas de figure, ils attaquent dans les dix minutes. Les aras se comportent de façon similaire, même si la période de surveillance doit être prolongée. Parfois l'un des deux empêche l'autre de se nourrir si une seule mangeoire est présente dans la cage ou la volière. Ils se tolèrent, mais ne se reproduisent pas s'ils ne s'apprécient pas (Styles, 1997).

En cas d'échec de reproduction d'un couple formé arbitrairement, persistant malgré des changements d'alimentation, de logement ou de nid, un problème d'entente entre les deux partenaires peut être suspecté. Cette entente est un pré-requis à la reproduction dans les espèces fortement monogames comme les amazones (**Millam, 1994**) (**Figure 9**).



Figure 9. Le rencontre des partenaires [5].

➤ L'accouplement

Les conditions nécessaires sont remplies, le mâle va s'accoupler avec la femelle, cet accouplement est aussi appelé couchage. Dans la plupart des cas, le mâle monte sur le dos de la femelle et les deux oiseaux positionnent leurs croupions pour mettre en contact leurs cloaques (**Figure 10**). Dans certaines espèces sud-américaines, on peut observer une position différente : le mâle et la femelle se mettent côte à côte et accolent leurs cloaques. Afin que l'accouplement se passe dans les meilleures conditions possibles, le couple doit disposer de perchoirs solides et stables. Certains éleveurs de canaris leur taillent les plumes autour du cloaque afin de faciliter l'accouplement (**Alderton, 2002**). L'observation des accouplements est de bon pronostic pour la reproduction future, mais certains couples ne s'accouplent que dans leur nid (**Samour, 2004**).



Figure 10. L'accouplement des femelles et males [5].

➤ Le ponte /la couvaision

Le développement de l'embryon commence avant la ponte, si bien que lorsque l'œuf est déposé l'embryon en est au stade « blastoderme ». Il a l'aspect d'un petit disque plat de cellules à la surface du jaune. À ce stade, il peut rester quelques jours sans mourir en l'absence d'incubation (Cuisin, 2004) (Figure 11).



Figure11. Le ponte /la couvaision [5].

Cette caractéristique permet à de nombreux éleveurs de synchroniser les éclosions en remplaçant les œufs pondus au fur et à mesure par des œufs factices. Lorsque le dernier œuf est pondu tous les œufs sont remis en place et les jeunes écloreont en même temps. Les œufs sont pondus à l'intervalle régulier, d'un à plusieurs jours. La ponte n'a généralement lieu qu'à un moment déterminé de la journée. Le nombre d'œufs pondus est à peu près constant dans la même espèce (Cuisin, 2004). La durée d'incubation et le nombre des œufs pondus par les femelles des oiseaux de cage diffèrent selon les espèces (Tableau 1).

Tableau1. Données de reproduction de quelques espèces d’oiseaux de cage [6].

Espèces	Incubation en jours	Nombre des pontes	Sevrage en jours
Canari	13 à 14	2 à 6	28 à 30
Perruche ondulée	18	4 à 8	23 à 27
Amazone	24 à 26	2 à 4	45 à 60
Gris du Gabon	26 à 28	2 à 4	50 à 65
Ara	25 à 28	2 à 4	70 à 80

➤ **L’éclosion**

A l’éclosion les jeunes nidicoles sont nus, aveugles, incapables de se nourrir eux même et d’assurer une thermorégulation efficace. Le rôle de l’éleveur est de les nourrir et de les placer dans les meilleures conditions jusqu’à leur sevrage (**Clubb et al., 1992**) (**Figure 12**).



Figure12. L’éclosion [5].

➤ **Le nourrissage**

Chez les Psittacidés, il n’est pas nécessaire de laisser l’oisillon jeûner les premières 24 heures pour permettre l’absorption du vitellus (**Clubb et al., 1992**).

La fréquence des repas et la quantité à donner varient en fonction de l’espèce, de l’âge de l’oisillon et de son poids. L’idéal est de remplir le jabot à chaque repas, et de redonner un nouveau repas quand le jabot s’est vidé. En général, la quantité d’aliment à donner par repas en ml correspond à 10 % du poids à jeun le matin (**Clubb et al., 1992**) (**Figure 13**).

Un oisillon venant d'éclore doit être nourri toutes les 1 ou 2 heures sur une journée de 18 heures. A la fin de la première semaine, l'intervalle entre les repas peut être amené à 3 heures. Quelques jours plus tard, l'intervalle peut être encore étendu jusqu'à 4 heures. Lorsque les plumes sortent, les nourrissages peuvent être répartis en quatre fois toutes les six heures. La fréquence est réduite à trois fois par jour quand l'oisillon est complètement plumé et se perche, puis à deux fois par jour lorsqu'il commence à goûter de la nourriture solide (Gelis, 2000).



Figure 13. Le nourrissage [5].

7. Les maladies parasitaires chez les psittacidés

Les plus importants parasites vivant sur ou dans le corps sont les protozoaires, les helminthes (Nématodes, Cestodes et Trematodes) et les arthropodes (les acariens, tiques et les poux) (Donald *et al.*, 2012). Certaines infections parasitaires peuvent affecter la peau, voies respiratoires, tractus gastro-intestinal, reins, muscles et sang et dans certains cas elles peuvent entraîner la mort.

7.1. Les endoparasites

Les parasites internes autrement dit les endoparasites peuvent être responsables de trouble digestifs, d'une baisse d'appétit, d'une perte de poids, de troubles respiratoires (Busserias et Chermette, 1991).

7.1.1. Les protozoaires

Les protozoaires sont des microorganismes unicellulaires eucaryotes, à développement hétérotrophe. Les psittacidés sont les hôtes de plusieurs protozoaires :

➤ Coccidies

Les coccidies *Eimeria sp* et *Isospora* de la famille des Eimeriidés sont des protozoaires non mobiles très spécifiques à l'hôte. Ce sont des agents de coccidiose, par exemple *E. dunsingi* infecte la perruche ondulée (*Melopsittacus undulatus*) (Collet, 2015).

Les coccidies sont trouvées dans la muqueuse intestinale de la plupart des espèces de perroquets dans le monde (Robert et Doneley, 2009) (Figure 14).

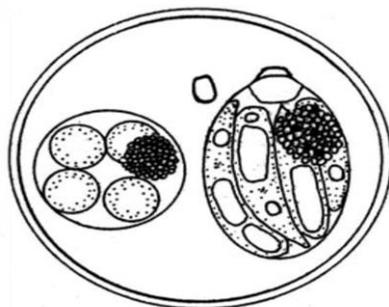


Figure14. Coccidies (Bruno *et al.*, 2011).

➤ Microsporidie

Protozoaires parasites intracellulaires obligatoires. L'espèce d'*Encephalitozoon Hellem* est un parasite obligatoire qui peut infecter plusieurs tissus (Robert et Doneley, 2009).

Elle est associée à des entérites, des hépatites, des néphrites, des kératoconjunctivites, des sinusites et des infections des voies respiratoires (Black *et al.*, 1997). Chez les inséparables, les lésions les plus sévères se trouvent dans le foie, le rein et l'intestin grêle (Deverriere, 2003).

➤ Plasmodium

Le paludisme aviaire est une maladie transmise par des insectes, elle est provoquée par un nombre de parasites sanguins protozoaires des genres *Plasmodium* et *Haemoproteus* (hematozoaire) qui est rarement pathogène chez les perroquets. Ils montrent des signes cliniques avec morts, altération de l'état général et diminution d'activité et d'apport alimentaire avant le mort, léthargie (Olias *et al.*, 2011) (Figure 15).

Les infections à *Haemoproteus* peuvent provoquer des maladies mortelles chez les perroquets (Psittaciformes) (Rahol *et al.*, 2011 ; Gediminas *et al.*, 2017).

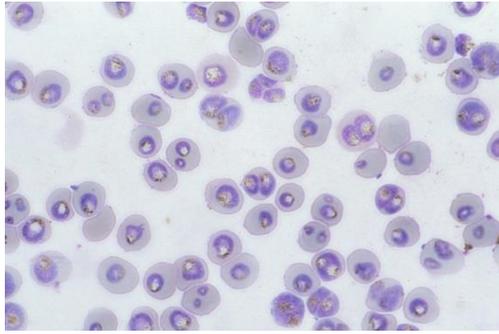


Figure 15. *Plasmodium* (différents stades erythrocytaires) (Sadones, 2001).

➤ **Giardia**

Un parasite microscopique qui vit dans l'intestin des oiseaux. Les infections à protozoaires sont courantes chez les petits perroquets tels que les perruches, les tourteraux et les callopsittes (Hillary, 2022) (Figure 16).

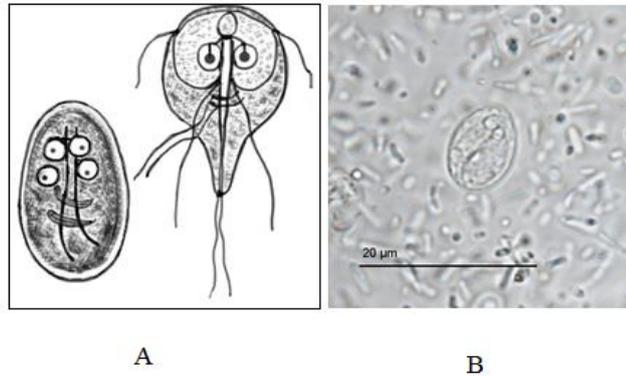


Figure 16. *Giardia* (A : illustration schématique de la forme végétative et kystique ; B : observation sous microscope) (Thompson et Monis, 2004).

7.1.2. Les Nématodes

Les nématodes parasites les plus fréquemment trouvés chez les psittacidés sont *Capillaria* (Morrisey 1999 ; Collet, 2015) les Ascarididae sont les ténias et *Syngamus sp* (Globokar *et al.*, 2017) (Figures 17, 18).



Figure 17. Œuf de *Capillaria* (Collet, 2015).



Figure 18. Œuf de *Syngamus* trouvé chez le Perroquet Gris d’Afrique

(Glabacar *et al.*, 2017).

Les perruches ondulées peuvent être infectées par les vers ascarides. Chez les perroquets, sept espèces de nématodes du genre *Ascaridae* ont été trouvées à ce jour, aussi bien chez les oiseaux sauvages que chez les oiseaux en captivité (Kajerova *et al.*, 2004).

Les *Heterakidae* sont détectés chez les perruches *Melopittacus undulatus*, Calopsittes (*Nymphicus hollandicus*), perroquets gri (*Psittacus erithacus*) et les perroquettes du Sénégal (*Poicephalus senegalus*) (Balicka-Ramisz *et al.*, 2007).

Ascaris galli et *Cotugnia digonopora* sont des parasites présents chez le perroquet, paon et callopsitte (Patel *et al.*, 2000).

Les signes cliniques d’une infection acaridienne peuvent inclure : une perte de poids, une anorexie, une diarrhée et la mort. Des lésions chez les oiseaux individuels comprennent de manière variable une obstruction intestinale. Une nématodiase hépatique est due à la présence des nématodes adultes dans les voies pancréatiques et biliaires (Heather Wilson *et al.*, 1999).

Les cestodes sont des vers plats très répandus dans le monde. Ils ont un corps très long, ou strobile, formé de nombreux anneaux qui contiennent des organes mâles et femelles. De nombreuses espèces de ténias infectent les perroquets, mais les plus courantes des espèces comprennent *Railliettaenia*, *Choanataenia*, *Gastronemia*, *Idiogenes* et *Amoebataenia* (Doneley, 2009 ; Bouréab *et al.*, 2012).

7.2. Les Ectoparasites

Les ectoparasitoses sont des infections dues à des parasites externes qui évoluent à la surface de la peau. La gale et les infestations par les poux sont fréquentes (Francès et Paredes, 2020).

7.2.1. Les insectes

Les principaux insectes parasitant les psittacidés appartiennent aux ordres suivants :

➤ **Ordre des Diptères**

Les Diptères sont des insectes ptérygotes, 02 ailes, holométaboles, pièces buccales de type piqueur ou lécheur. Le genre *Hippobosca* est hématophage, cette mouche est plus fréquente chez les perroquets, elle a un rôle important en tant que vecteur d'hémoprotéus (Doneley, 2009).

➤ **Ordre des Phtiraptères (les poux)**

Les poux sont des insectes ptérygotes, hétérométaboles paurométaboles piqueurs qui vivent sur la peau. Ils peuvent posséder des pièces buccales de type piqueur ou broyeur. Les poux des oiseaux appartiennent au sous ordre des Mallophages qui sont des poux broyeurs se nourrissant des squames de la peau ou sous les plumes.

Les Mallophages sont caractérisés par des antennes à 3, 4 ou 5 articles et tête aussi large ou plus large que longue. Les poux des oiseaux appartiennent aux familles des Philoptéridés et les Ménoponidés (Busserias et Chermette, 1995).

Le genre *Heteromenopon* contient 13 espèces qui trouvent exclusivement sur les psittacidés néotropicaux. L'espèce *Heteromenopon macrurum* infecte les perroquets à l'âge de 21-39 jours (Mey et al., 2002) (Figure 19).

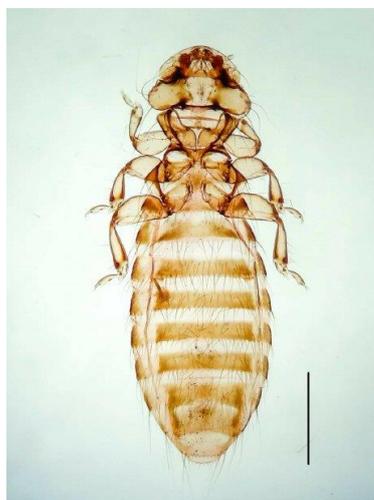


Figure 19. *Heteromenopon macrurum* (Mey et al., 2002).

Les Ischnocères sont une grande superfamille de poux, *Phthiraptera ischnocera* est un parasite des perroquets (**Berkunsky et al., 2005**).

Les poux (*Neopsittaconirms sp*, *Psittaconirmus sp*, *Eomenopon sp* et *Pacifimenopon sp*) sont courants chez les Psittacidés, les poux adultes se nourrissent d'écailles de peau et de débris de plumes entraînant un prurit et une mauvaise qualité des plumes (**Robert et Doneley., 2009**) (**figure 20**).



Figure 20. Poux des plumes chez une perruche ondulée (*Melopsittacus undulâtes*) (**Doneley, 2009**).

➤ Les Siphonaptères (Les puces)

La puce est un insecte sans ailes, elle pique pour prélever le sang ce qui lui permet de se reproduire. La famille de psittacidés est l'un des groupes d'oiseaux parasités par les familles de Siphonaptères suivants : *Ischnopsyllidés*, *Malacopsyllidés* et *Rhopalopsyllidés* (**Beaucournu et al., 2005**).

L'espèce *Hectopsyllus psittaci* de la sous-famille des Hectopsyllinés (famille de Pulicidae) est trouvée principalement chez des oiseaux des familles des Psittacidés (**Mauricio et al., 2001**) (**figure 21**).



Figure 21 : puce (**Tolba, 2014**).

7.2.2. Les Acariens

Des croutes peuvent également recouvrir tout le bec et les pattes lors d'infection par certains acariens (Cnemidocoptes) [7].

- ✓ *Dermanyssus gallinae* (acariens rouges) ils suceurs de sang et provoquent des irritations cutanées et de l'anémie (Doneley, 2009).
- ✓ *Cnemidocoptes pilae* : les acariens qui s'enfouissent dans la peau sans plumes, parasitent principalement les perroquets et les perruches ondulées (*Melopsittacus undulatus*) (Abou-Alsoud *et al.*, 2017) (figure 22).



Figure 22 : *Dermanyssus gallinae* (Tolba, 2014).

8. Les maladies parasitaires chez les Fringillidés

8.1. Les endoparasites

Les fringillidés sont les hôtes de plusieurs protozoaires : *Plasmodium*, *Trichomonas*, les coccidies des genres *Atoxoplasma* (Pennycott *et al.*, 1998), *Isospora bioccai* (Apicomplexa, (Cringoli et Quesada, 1991).

8.1.1 Atoxoplasma

L'atoxoplasmose est une maladie parasitaire des canaris et autres passereaux causée par le parasite *Atoxoplasma*, il se propage par le sang aux organes internes (foie, rate et intestins) et provoque des maladies plus grave. Les signes cliniques sont non spécifiques et comprennent la diarrhée et des signes généraux (perte de poids, manque d'appétit...) (Flammer *et al.*, 1989) (Figure 23).

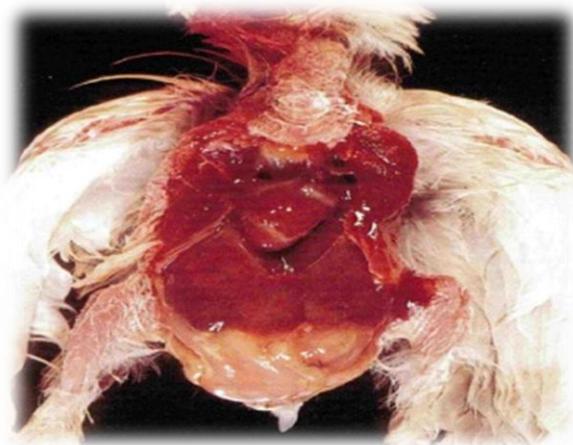


Figure 23. Les organes internes de canari atteints d'atxoplasmosse

(Flammer *et al.*, 1989).

8.1.1 Plasmodium

Les oiseaux infectés par le paludisme présentent des signes cliniques : apparence plucheuse ou ébouriffée, une perte de poids et léthargie. La principale pathologie de cette maladie implique le système circulatoire avec l'un ou l'ensemble des éléments suivants contribuant à la mort : Anémie sévère, déshydratation, hémolyse, dégradation des cellules de la rate et/ou du foie et anaxémie (Berson, 1964).

L'*Haemoproteus fringillae* est un parasite de Fringillidae, les Carduelinae sont infectés par les quatre espèces : *H. globulosus*, *H. macropigmenta*, *H. serini* et *H. tartakovskyi*. L'*Haemoproteus quisqualis* est un parasite d'*Emberizidae* (Jennifer et Gordon, 1992).

Le *Serinus canaria* est une espèce de Fringillidés qui peut être infectée par *Haemoproteus zuenyoni*.

8.1.2 Trichomonas

La Trichomonose aviaire est une maladie parasitaire causée par le protozoaire *Trichomonas gallinae* (Lawson *et al.*, 2011), cette maladie est devenue émergente au sein des populations de fringillidés (Chavette *et al.*, 2019). La trichomonose des pinsons entraîne une mortalité chez les espèces de *Fringilla coelebs*, *Carduelis chloris* (Lawson *et al.*, 2011).

8.1.3 Les helminthes

Les helminthes de la famille des *Capillariidae* sont des parasites de Fringillidés. *Capillaria contorta* se trouve dans l'œsophage et la bouche, *C. caudinflata* arrive dans l'intestin grêle et *C. annulata* installe dans l'œsophage et le jabot (Grenn et Lindo, 1968).

Ascaridia galli et *Ascaridia columbae* sont très rarement rencontrés chez les canaris avec des symptômes d'amaigrissement et diarrhées (Robert, 2009).

8.2. Les ectoparasites

8.2.1 Acariens Knemidoptinae

Ils sont des ectoparasites qui pénètrent la surface du corps et provoquent des lésions cutanées, ils sont localisés dans les follicules plumeux et la couche cornée du visage, le tissu sous les écailles sur pieds et patte, les bases de plumes sur le corps, *Knemidoptes jamaicensis* est l'acarien des pattes (Dabert *et al.*, 2013) (Figure 24).



Figure 24. Lésion des pattes par *K. jamaicensis* (Dabert *et al.*, 2013).

8.2.2. Les poux

C'est un insecte de la famille des *Dermansyssidae*. Il est très fréquemment rencontré chez le canari (Soler *et al.*, 2005).

9. Clinique

Les symptômes diffèrent selon les parasites, mais dans les cas les plus graves, ils manifestent une importante altération de la santé de l'oiseau, avec coma et convulsions précédant la mort. Les parasites externes provoquent souvent de simples irritations cutanées et des picages fréquents (l'oiseau se gratte et s'arrache les plumes avec le bec). Si les animaux ont tendance à quitter leur nid tout en augmentant la fréquence de leur toilette, une pédiculose est une raison possible. Une invasion massive de poux rouges diminue la vitalité et la fertilité des oiseaux, et les mêmes symptômes correspondant à des parasitoses internes peuvent se déclarer, comme une anémie et un amaigrissement massif. Les troubles respiratoires sont

souvent combinés à des problèmes digestifs (diarrhées, vomissements, fientes à l'aspect changeant) dans les infestations les plus graves [8].

10. Diagnostique

Le Diagnostic des parasitoses varie selon le type du parasite et la maladie qu'il provoque.

10.1. Les endoparasites

Le diagnostic des endoparasites se base sur la détection d'oocystes ou les œufs dans les excréments et la présence de signes cliniques.

Les endoparasites sont recherchés par la technique de flottation et la technique de **Willis** qui permet de mettre en évidence la présence des œufs des parasites dans les viscères. Son principe repose sur l'usage d'un liquide très dense (NaCl) qui engendre la flottation des œufs à la surface (**Rousset, 1993**).

10.2. Les ectoparasites

Le diagnostic est basé sur l'observation des nymphes et des adultes du parasite dans la cage (**Keymer, 1982**). Le plumage et les différentes parties du corps des oiseaux doivent être minutieusement fouillés (**Slifou et al., 2008**). Toutes les parties du corps de l'oiseau doivent être examinées visuellement, en particulier les nasaux, les plumes du corps et les ailes (**Amoura, 2014**).

11. Traitement

Il existe différents médicaments spécifiques aux traitements des oiseaux, selon la localisation du parasite (**Tableau 2**) :

11.1. Traitement des endoparasites

- Sulfachlorpyridazine 300 mg dans un litre d'eau pendant 5 jours, puis poursuivre pendant 4 cycles de traitement.
- ✓ Toltrazuril : 75 mg/l d'eau pendant 2 jours chaque semaine pendant 4 cycles de traitement.
- ✓ Dimétridazole, métronidazole, le ronidazole sont les traitements de Trichomonose.

11.2. Traitement des ectoparasites

La gale se rencontre chez les perruches et les canaris, le traitement repose sur l'utilisation de l'ivermectine (Ivomec ND) 200 ug/ kg PO un IM 2 fois à 15 jours d'intervalle ou « en spoton » (Boussarie, 2000).

Tableau 2. Principaux médicaments utilisés dans les affections parasitaires (Boussarie, 2000).

Antiparasitaire	Posologie
Ivermectine (Ivomec ND)	200 ug/kg PO, IM 2 fois à 15 jours d'intervalle « spot-on » 0,2 pour mille dans du propylène glycol (ou de l'eau). Soit 1 ml Ivomec + 4ml propylène glycol et 0,1 ml du mélange/kg 2fois à 15 jours d'intervalle. Sur le cou ou la membrane alaire de l'oiseau
Dimetridazole	50 mg/kg/j pendant 7 jours 0,03% dans l'eau de boisson
Metronidazole	10-30 mg/kg PO 2fois par jour pendant 10 jours
Ronidazole	10 mg/kg par jour PO pendant 5 jours
Miconazole	30 mg/kg par jour PO pendant 2 mois

Partie
PRATIQUE

CHAPITRE II PARTIE PRATIQUE

Notre travail vise à connaître et répertorier les parasites digestifs des psittacidés et les fringillidés de cage collectés à partir de plusieurs points de vente dans la wilaya de Guelma sur une période d'un mois (Avril de l'année 2022). Il se trace comme principal objectif de connaître les maladies parasitaires qui touchent les oiseaux de cage afin de minimiser le risque de zoonoses et transmission à l'Homme.

1. Matériel

1.1 Matériel biologique

16 Oiseaux de cage appartenant à 6 espèces ont été collectés à partir de 6 points de vente localisés dans la wilaya de Guelma.

Les principales informations sur les oiseaux de cage échantillonnés sont récapitulées dans le **tableau 3**.

La source des parasites digestifs provient essentiellement de l'alimentation donnée par les vendeurs ou les propriétaires des oiseaux en captivité. Il nous a paru utile de faire la relation entre ces parasites et le type d'alimentation.

D'après ce tableau on remarque que l'alimentation de ces oiseaux est constituée de graines et de crudités (salades, fruits).

Les grains de magombo, manitoba, primus, Kindo et kiki constituent l'alimentation donnée aux Perroquet, ce sont des grains à base des fruits et noisettes très riches en vitamines.

Les grains de kiki sont importés en Algérie de l'Espagne, les grains de magombo de l'Afrique, les grains de manitoba d'Italie, les graines de primus de Belgique, et les graines de Kindo sont locales (**figure 25**).

PARTIE PRATIQUE

Tableau 3. Les principales informations des oiseaux échantillonnés.

Les espèces d'oiseaux de cage	Nombre	Sexe	Age	Provenance de l'oiseau	Type d'alimentation
Perroquet jaco ou Gris de Gabon (<i>Psittacus erithacus</i>)	4	Inconnu	3,5 ans 1 an 5ans	Afrique centrale	-Grains de magombo d'origine locale ou d'Afrique -Grains de manitoba d'origine locale ou d'Italie -Les légumes -Les noisettes
Perruche ondulée (<i>Melopsittacus undulatus</i>)	3	Couples	2ans 3 mois	Australie	-Graines de primus d'origine locale ou de Belgique -Graines de Kiki d'origine locale ou d'Espagne
Inséparable (<i>Agapornis sp</i>)	2	Couples	3mois	Afrique tropicale	-Graines de mogambo d'origine locale ou d'Afrique -Graines de Kiki d'origine locale ou d'Espagne
Perroquet jardine (<i>Poicephalus gulielmi</i>)	1	Inconnu	1ans	Afrique	Graines de mogambo d'origine locale ou d'Afrique -les légumes -les fruits
Canari (<i>Serinus canarius</i>)	5	4 femelles 1 mal	1ans 6 mois	Italie	-graines de Kindo d'origine locale -graines de Manitoba d'Italie -Les légumes
Perroquet Youyou du Sénégal (<i>Poicephalus senegalus</i>)	1	Inconnu	2ans	Sénégal	-Graines de Manitoba d'Italie



Figure 25. Les types de grains donnés aux psittacidés et fringillidés.

1. 2 Matériel de terrain

Le matériel utilisé sur terrain est constitué de : tubes à essai, boîtes, pince, brosse et des gants.

1. 3 Matériel de laboratoire

Le matériel utilisé au laboratoire est constitué de : Becher (100ml), spatule, passoire, tubes, lames et les lamelles, tamis, éprouvette, lugol, bâtonnets, un microscope optique (Leica DM300).

2. Méthodes

2.1 Collecte et identification des ectoparasites

Pour collecter les ectoparasites nous commençons par examiner visuellement toutes les parties du corps de l'oiseau (le cou, les plumes, les ailes) ou rechercher aux bords de la cage. On cherche également aux emplacements des accessoires de la cage s'ils sont présents : la mangeoire, le bâton et le nid.

Une autre méthode consiste à peigner les plumes du corps de l'individu à l'aide d'une brosse sur papier pour prélever les ectoparasites.

2.2 Diagnostique et identification des endoparasites

Nous avons examiné la matière fécale collectée sur différents types d'oiseaux en cage par l'examen macroscopique.

➤ Coloration au lugol

Nous avons fait un examen microscopique en solution de Lugol.

- **Principe** : La coloration au Lugol permet de mettre en évidence les kystes de protozoaires, spécialement d'amibes.

PARTIE PRATIQUE

- **Mode opératoire**

La technique de coloration au lugol consiste à suivre les étapes suivantes :

- Déposer la matière fécale sur une lame.
- Ajouter une goutte du Lugol double puis mélanger à l'aide d'un bâtonnet applicateur.
- Recouvrir d'une lamelle, en évitant la formation des bulles d'air.
- Examiner au microscope optique.

- **Flottation**

On a également réalisé la technique de flottation sans centrifugation.

- **Principe** : La flottation est une technique d'enrichissement la plus utilisée en médecine vétérinaire. Elle a pour objet de concentrer les éléments parasitaires à partir d'une très petite quantité de déjections. Elle repose sur l'utilisation de solution dont la densité est supérieure à celle de la plupart des œufs de parasites. Le but est de faire remonter les éléments parasitaires tout en laissant sédimenter les débris fécaux.

- **Mode opératoire**

La technique de flottation consiste à suivre les étapes suivantes (**Figure 26**) :

- Collecter les matières fécales de différents types d'oiseaux (**Figure a**).
- Peser 5 g de matières fécales (**Figure b**).
- Ajouter 100 ml de l'eau physiologique (**Figure c**).
- Mettre en suspension par agitation de matières fécales et 100 ml de l'eau physiologique (**Figure d**).
- Filtrer le mélange par tamis (**Figure e**).
- Remplissage du filtrat dans un tube à essai jusqu'à obtention d'un ménisque convexe, en évitant la formation de bulles d'air (**Figure f**).
- Recouvrir le ménisque d'une lamelle sans emprisonner de bulles d'air (**Figure j**).
- Laisser reposer pendant 5 à 10 minutes la remontée des œufs par ascension.
- Retirer la lamelle à la face inférieure de laquelle se sont accumulés les œufs.
- Poser la face inférieure de cette lamelle sur une lame porte objet (**Figure h**).
- Observer au microscope (**Figure i**).

PARTIE PRATIQUE



Figure a



Figure b



Figure c



Figure d



Figure e

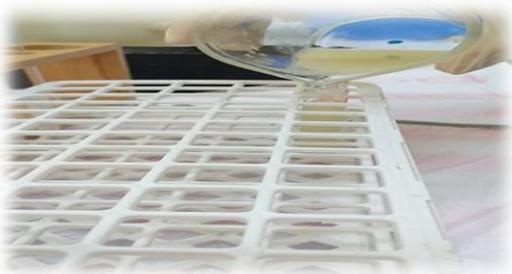


Figure f



Figure j



Figure h

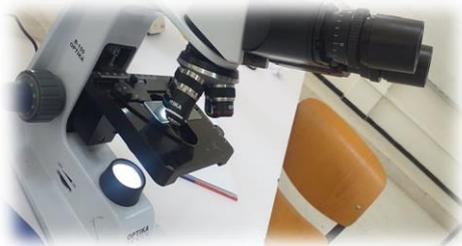


Figure i

Figure 26. Les étapes de la méthode de flottation.

RESULTATS

1. Résultats

3.1. Identification

Après le montage de la matière fécale entre lame et lamelle, on procède directement à l'identification des espèces parasitaires sous microscope sur la base de leurs caractères morphologiques. Celle-ci se fait soigneusement à partir de guide et d'articles scientifiques (Globokar *et al.*, 2017 ; Carrera *et al.*, 2018).

3.1.1. Les ectoparasites

Malgré nos visites systématiques dans les points de vente et le suivi de la bonne méthode de recherche (raclage, brossage des plumes) nous n'avons trouvé aucun ectoparasite et ceci chez tous les oiseaux examinés.

3.1.2. Les endoparasites

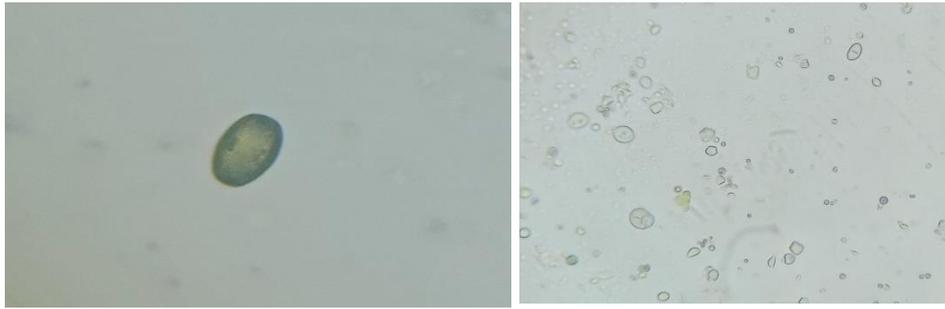
L'identification des parasites était basée sur les critères morphologiques des œufs des différentes espèces parasitaires présentes dans la matière fécale des oiseaux de cage, révélés par la technique de flottation et observés sous microscope.

L'examen coprologique des oiseaux de cage collectés à partir de plusieurs points de vente à Guelma a révélé 7 espèces d'endoparasites appartenant à 2 embranchements (**Tableau 4**).

Tableau 4. Systématique des parasites digestifs trouvés chez les Fringillidés et Psittacidés dans la région de Guelma.

Embranchement	Classe	Ordre	Famille	Espèce
Protozoaires	Retrotamonadia	Diplomonadida	Giardiidae	<i>Giardia sp</i>
	Coccidea	Eimeriida	Eimeriidae	<i>Isospora sp</i>
				<i>Eimeria sp</i>
Lobosea	Amoebida	Entamoebidae	<i>Entamoeba sp</i>	
Nématelminthes	Secernentea	Strongylida	Amidostomatidae	<i>Amidostomum sp</i>
			Trichostrongylidae	<i>Cooperia sp</i>
		Rhabditida	Syngamidae	<i>Syngamus sp</i>
		Ascaridida	Ascarididae	<i>Ascaridia sp</i>

RESULTATS



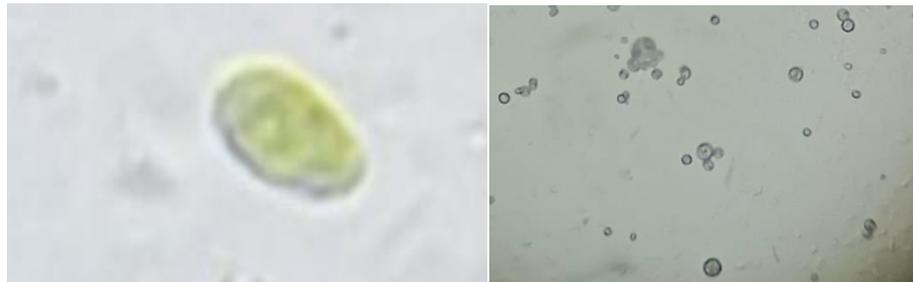
A. *Ascaridia*

B. *Oocystes Eimeria*



C. *Amidostomum*

D. *Syngamus*



E. *Kyste Giardia*

F. *Isospora*



G. *Entamoeba*

H. *Cooperia*

Figure 27. Les endoparasites trouvés dans les excréments des Fringillidés et Psittacidés dans la région de Guelma.

D'après le **tableau 4** les endoparasites identifiés appartiennent aux embranchements des protozoaires représentés par les coccidés (*Eimeria* et *Isospora*) et les Flagellés (*Giardia*) et les amibes (*Entamoeba*).

RESULTATS

Les heminthes parasitant les oiseaux de cage dans la wilaya de Guelma sont les nématodes appartenant aux genres suivants : *Amidostomum* sp, *Cooperia* sp et *Syngamus* sp. et *Ascarida* sp (**Figure 27**).

3.1.2.1. Prévalence des parasites digestifs Chez les Psittacidés et Fringillidés

L'infection par les parasites digestifs la plus élevée a été observée chez les oiseaux de la famille des Psittacidés (59%) ; ensuite la famille des Fringillidés (41%) (**Figure 28**).

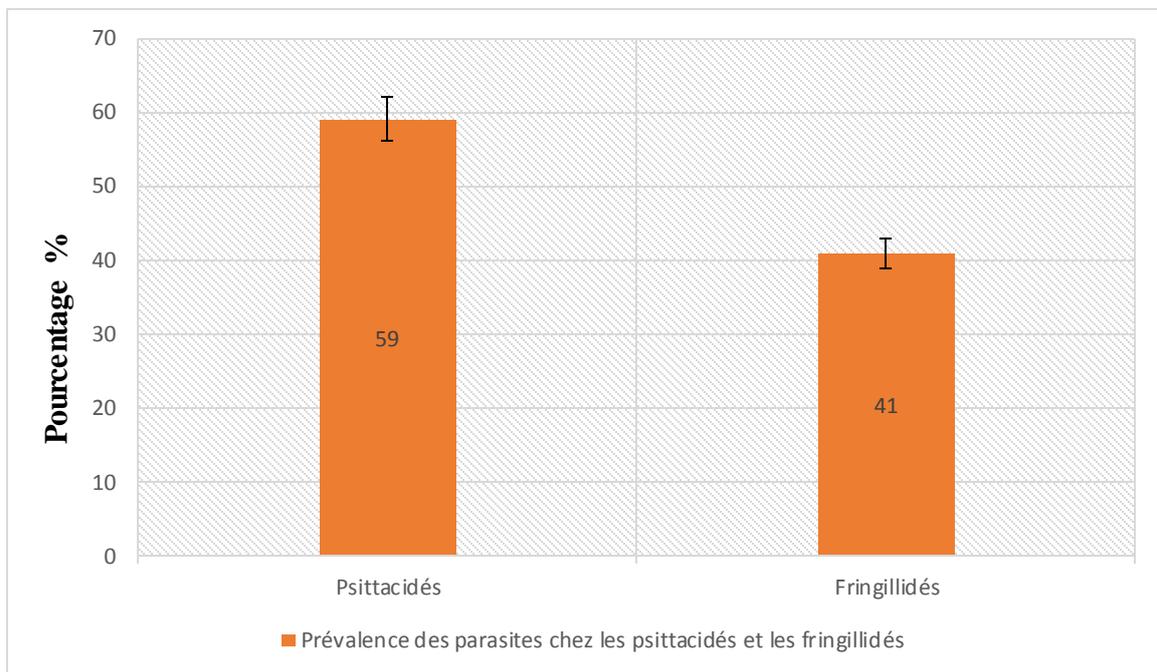


Figure 28. Prévalence des parasites digestifs chez les psittacidés et les fringillidés dans la région de Guelma.

3.1.2.1. Prévalence spécifique des parasites digestifs Chez la famille des Fringillidés

Les espèces de parasites intestinaux sont signalées chez la famille des fringillidés (canaris) chez lesquels on a trouvé les parasites : *Eimeria* sp, les kystes de *Giardia* sp et les oocystes d'*Isospora* sp.

D'après les données de la **figure 29** nous pouvons remarquer qu'au sein de cette famille les prévalences les plus élevées ont été observées chez les canaris et ceci par les parasites suivants : *Isospora* sp, *Eimeria* sp, *Giardia* et *Cooperia* sp (respectivement : 80%, 60% ,20% et 10%).

RESULTATS

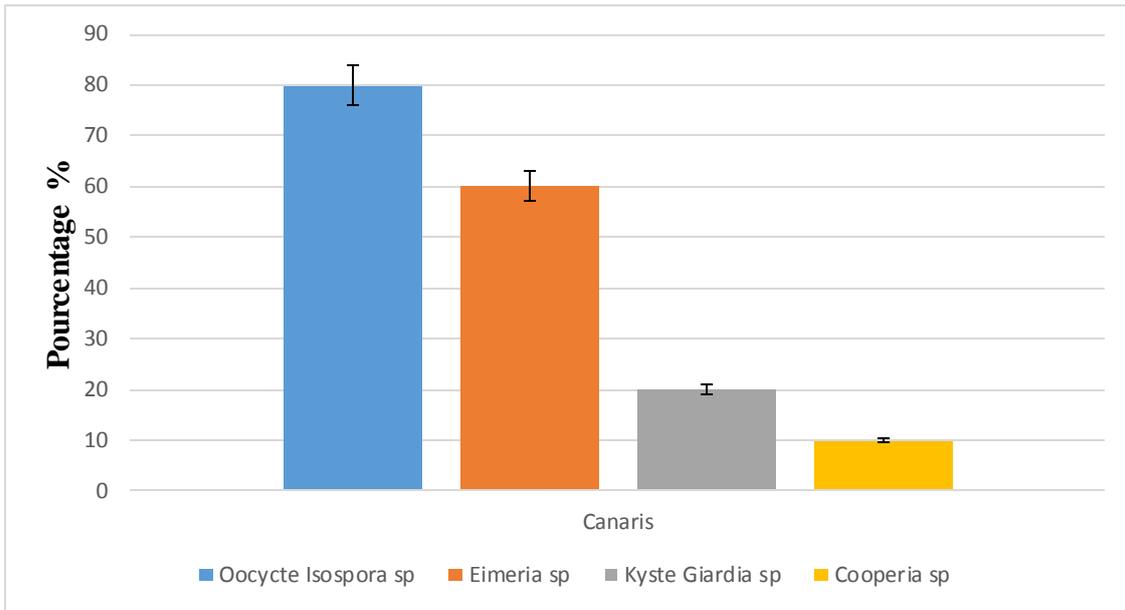


Figure 29. La prévalence des espèces d'endoparasites chez la famille des Fringillidés

3.1.2.1. Prévalence spécifique des parasites digestifs chez la famille des Psittacidés

La famille des Psittacidés élevés dans les cages dans la wilaya de Guelma est représentée par les espèces d'oiseaux suivants : le perroquet (Gris de Gabon) et la perruche ondulée, Youyou de Sénégal, Gardinier, Inséparable.

Nous avons essayé de savoir les prévalences respectives des parasites chez les différentes espèces d'oiseaux. On remarque que toutes les espèces de parasites sont présentes chez les psittacidés. De même, la prévalence la plus élevée a été observée chez les Perruches ondulées et le gris de Gabon et ceci par les oocystes d'*Eimeria* qui représentent presque (50%) du parasitisme digestif (**Figure 30**).

RESULTATS

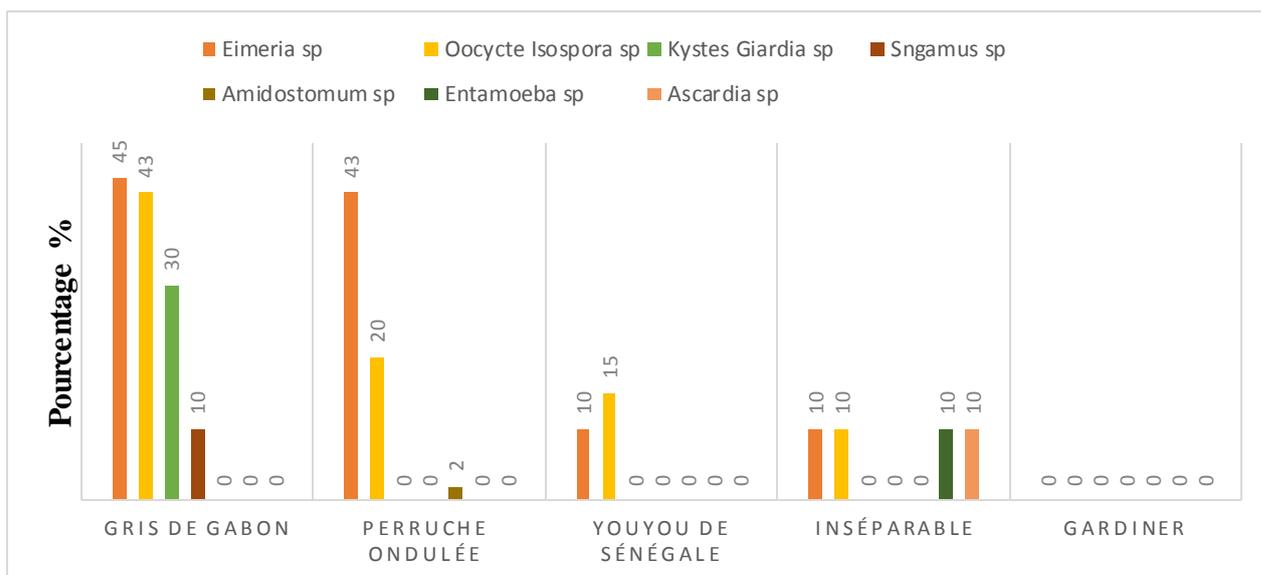


Figure 30. La prévalence des espèces d'endoparasites chez la famille des Psittacidés.

3.1.2.2 La prévalence selon le type d'alimentation

Les grains de Magombo, Manitoba, Primus, Kindo et Kiki forment l'alimentation donnée aux perroquets et les canaris, elle est constituée de grain à base de fruits et noisettes très riches en vitamines, leur origine est résumée dans le **Tableau 5**.

Tableau 5. L'origine d'alimentation donnée aux oiseaux de cage élevés dans les points de vente dans la wilaya de Guelma

Alimentation	Kiki	Magombo	Manitoba	Primus	Kindo
Origine	Algérie et l'Espagne	L'Afrique	Italie	Belgique	Algérie

La **figure 31** montre la variation du parasitisme selon le type d'alimentation consommée par les deux familles (psittacidés et fringillidés). En effet, on remarque que toutes les espèces de parasites ont été retrouvées chez tous les individus qui consomment le type d'alimentation crue (découvertes dans la matière excrémentielle de ces espèces). Dans ce cas les espèces de parasites suites ont été identifiées : *Eimeria* sp, *Isospora* sp, les kystes de *Giardia* sp, et les œufs d'*Amidostomum* sp.

Les oiseaux nourris par les graines de Manitoba et Magombo présentent des prévalences presque égales. De même, les espèces parasitaires les plus représentées sont : *Eimeria* sp, *Isospora* sp et *Giardia* sp. Avec les prévalences respectives suivantes :

RESULTATS

Par contre les oiseaux nourris avec les types d'alimentation : Kiki, Kindo algérienne, Primus) abritent un nombre réduit de parasites par rapport aux autres types d'alimentation.

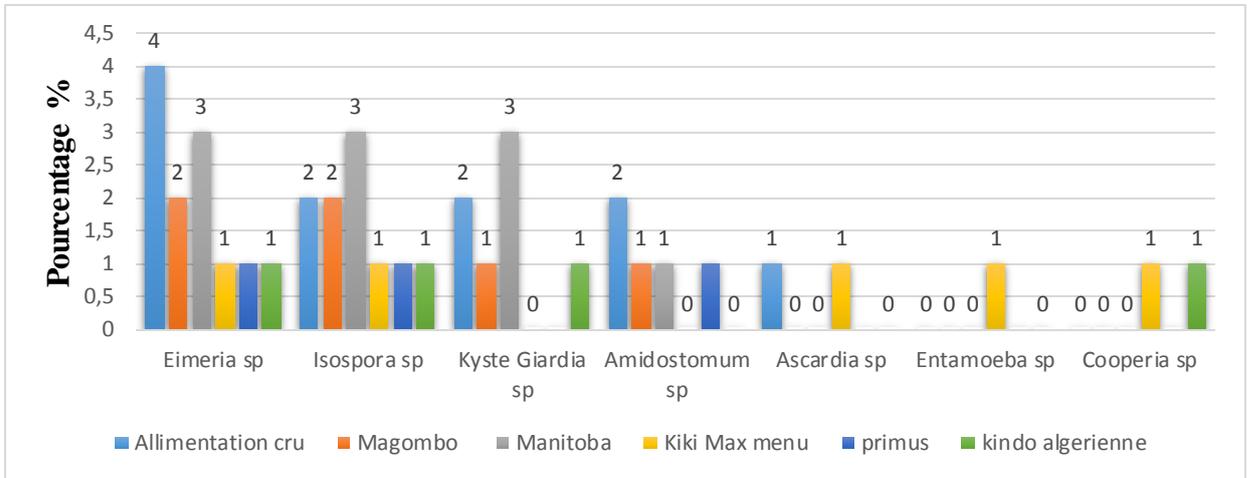


Figure 31. La prévalence des endoparasites dans les deux familles d'oiseaux de cage élevés dans la wilaya de Guelma (psittacidés et fringillidés) selon le type d'alimentation.

DISCUSSION

Discussion

DISCUSSION

1. Discussion

Notre étude a été réalisée sur les parasites des psittacidés et les fringillidés commercialisés dans la région de Guelma dont les résultats optés sont discutés avec d'autres travaux réalisés en Algérie et dans le monde.

Dans ce cadre, nous avons réalisé un inventaire systématique des endoparasites recensés sur cinq espèces de psittacidés (2 Inséparables, 4 Gris de Gabon, 3 Perruches ondulées, un Youyou de Sénégal et un Gardiner) et une seule espèce de fringillidés (4 canaris).

1.1. Etude des ectoparasites

Après les méthodes de recherche (raclage, brossage et plume) nous n'avons trouvé aucun ectoparasite et ceci chez tous les oiseaux examinés. Nous n'avons trouvé aucun parasite externe. Les vendeurs de dénonciateurs nous ont assuré que nos résultats étaient corrects et qu'ils sont apparus à l'automne lorsque l'humidité était élevée tout au long du semestre et ne coïncidaient pas avec notre période d'étude au printemps.

1.2. Etude des endoparasites

Nos résultats montrent que les psittacidés et les fringillidés élevés dans les cages au sein de notre wilaya sont contaminés majoritairement par les protozoaires qui sont représentés par les coccidies : *Eimeria* et *Isospora*, les flagellés du genre *Giardia* sp, et les amoebozoa : *Entamoeba* sp. Les helminthes sont représentés par les vers nématodes : *Amidostomum* sp, *Cooperia* sp et *Syngamus* sp, et ascarides : *Ascaridia* sp.

De même, ces espèces parasitaires sont présentes chez les deux familles étudiées mais avec des prévalences variables. En fait, le genre de parasites le plus distingué est *Eimeria* sp qui a été notable chez tous les psittacidés (7 individus : 3 Gabons, 2 perruches ondulées, un inséparable et un youyou de Sénégal) et chez les fringillidés (3 canaris) observés avec un rapport de 67%. Le même pourcentage a été remarqué avec *Isospora* sp, suivi par *Giardia* (18%). Les espèces de nématodes sont présentes avec les pourcentages respectifs : (16%), (13%), (6%), (6%) (1%). Des résultats similaires ont été mentionnés dans l'étude de **Parsani et al. (2007)**. En effet, ils ont trouvé que sur 132 oiseaux en captivité (57,32 %) ont été déclarés positifs pour l'infection parasitaire. Les œufs d'*Ascaridia* sp et de *Capillaria* sp. Ont été observés dans 56 (51,85 %) et 35 (32,40 %) échantillons de matières fécales regroupés,

DISCUSSION

respectivement, tandis que les cocystes d'*Eimeria* sp. Ont été observés dans 92 échantillons (69,17 %).

Il a été noté au cours de notre étude que les protozoaires sont les plus représentatifs. En plus, tous les protozoaires sont sous leur forme kystique ou coccidienne. Hors cette forme est la forme de résistance et de dissémination pouvant échapper aux conditions défavorables.

D'après les données de notre étude on a également remarqué qu'il y a une poly-infestation et plusieurs associations entre les protozoaires et les helminthes ont été enregistrées au sein du même individu. En effet, la coccidiose est associée souvent à la giardiase, et d'autres nématodoses. Toutes ces remarques ont été faites dans plusieurs travaux tels que ceux réalisés par **Titilincu et ses collaborateurs (2009)** et **Gurler et ses collaborateurs (2010)**.

Les helminthes observés au cours de l'étude de **Doumandji et ses collaborateurs (2012)** étaient associés avec *Eimeria* sp. En effet, les associations (*Eimeria* + *Capillaria*) et (*Eimeria* + *Strongyloïdes*) ont enregistré une prévalence parasitaire de 12 % pour la gabra et respectivement 7,4 % et 3,7 % pour la choukar et les perdreaux. Les autres associations obtenues, *Eimeria* + *Amidostomum* et *Eimeria* + *Ascaridia* spp. Ont été retrouvées avec des prévalences respectives de 3,7 % et 7,4 % chez les perdreaux choukar, et de 4,0 % et 8,0 % chez les perdreaux gabra. Une autre situation de poly-infestation plus complexe, *Eimeria* + *Capillaria* + *Ascaridia* spp, a été observée uniquement chez les perdrix gabra avec une prévalence de 4%.

Les oiseaux ont été très peu étudiés jusqu'ici au point parasitaire, à l'exception toutefois des petits oiseaux, tous infectés par *Isospora* (**Yakimoff et Gousseff, 1936**). Les espèces de nématodes du genre *Ascaridia* ont été trouvées à ce jour, aussi bien chez les oiseaux sauvages que chez les oiseaux en captivité (**Kajerova et al., 2004**).

Par la méthode par flottation, les protozoaires du genre *Eimeria* sp ont été mis en évidence dans 22 échantillons obtenus chez certain genres d'oiseaux (prévalence de 88,0 %) et dans 25 échantillons obtenus chez les perdrix choukar (prévalence de 92,6 %). En revanche, les fréquences d'infestation par les helminthes digestifs sont apparues beaucoup plus modérées : 12,0 % des perdreaux gabra étaient infestés par *Capillaria* sp., *Strongyloides* sp ou *Ascaridia* sp., 4,0 % par *Amidostomun anseris* et chez les perdreaux choukar, *Capillaria* sp ou *Ascaridia* sp. Ont été identifiés dans 2 prélèvements (7,4 %) et *Strongyloides* sp. Ou *Amidostomum anseris* dans un seul prélèvement (3,7 %) (**Saadi et al., 2012**).

DISCUSSION

L'identification des parasites s'est faite sur des critères morphologiques des œufs/oocystes, observés au microscope. Par malheur, Cette façon ne nous a pas permis de reconnaître tous les oocystes. En effet, en raison des modalités de prélèvement et de transport suboptimales au laboratoire, certaines entités observées lors de coproscopies avaient une morphologie semblable à des œufs de parasites et présentaient des détériorations. Ces dernières ne nous ont pas permis de rattacher les structures observées à une espèce donnée avec certitude. Ces structures n'ont pas été comptabilisées lors de l'explication des résultats.

1.3.L'effet du type d'alimentation sur l'occurrence des endoparasites

Les aliments fournis aux oiseaux de cage élevés dans la wilaya de Guelma, que ce soit dans des points de vente ou dans les maisons sont de deux origines, soit d'origine locale ou d'importation. Ces aliments se composent de graines ordinaires et de graines sèches. En outre, les vendeurs d'oiseaux en cages enrichissent ce régime avec des feuilles de laitue et des fruits tels que la fraise et la pomme.

Notre objectif était d'étudier la relation entre la nourriture consommée disponible et l'apparition de parasites digestifs. Nos données ont montré que tous les parasites étaient plus présents dans le système brut et variaient dans les aliments provenant de sources locales et étrangères dans la proportion d'apparence des parasites.

En plus de l'apparition d'un grand nombre de parasites tels que les protozoaires (*Eimeria* et *Isospora*) de la nourriture crue (graines ou fruits) et l'eau consommée par l'oiseau dans la cage. Bien que les propriétaires ou les vendeurs comptent sur certains médicaments (anti-helminthiques, antibiotiques, anti-parasitaires...) les coccidies *Eimeria* et *Isospora* n'ont pas été affectés en raison de leur de résistance aux conditions défavorables. Dans ce sens, les vendeurs d'oiseaux de cage donnent une attention particulière aux perroquets par le nettoyage systématique et le traitement, pour leur valeur dans la vente et l'achat.

Dans notre région, les traitements utilisés sont soit naturels tels que l'ail et l'oignon pour la prévention contre les vers nématodes et les parasites. Ce traitement consiste à mettre une petite quantité d'ail et d'oignon et huit gouttes de vinaigre de cidre dans l'eau que les oiseaux boivent à chaque mois. De même, Il nous a été informé par les vendeurs du Gris de Gabon qu'ils utilisent le **Dafuramycine** qui est une combinaison très forte de trois antibiotiques spécialement conçus pour la prévention et le traitement des parasites.

Conclusion

Conclusion

Ce travail nous a permis de connaître une grande variété de parasites chez les perroquets et les canaris dans la wilaya de Guelma. La majorité de ces parasites sont des parasites à cycle direct. En fait, ces parasites peuvent envahir plus facilement leur hôte même s'ils ne sont pas dans leur environnement naturel, car ils n'ont pas besoin d'hôtes intermédiaires. Par conséquent, leur prévalence demeure élevée.

Nos résultats montrent que les oiseaux de cage sont indemnes d'ectoparasites malgré les efforts de recherche fournis sur terrain ceci a été expliqué par le fait que les propriétaires de ces prennent soin de ces espèces d'oiseaux en raison du coût de leur prix. Les vendeurs utilisent un type de pesticide qui est considéré comme des traitements contre les acariens, poux, punaises de lit... D'autre part, notre étude a été réalisée au printemps et le stade adulte des ectoparasites apparaît généralement en automne.

Les infestations par les coccidies des genres *Eimeria* et *Isospora*, *Giardia* et par les vers et sont plus fréquemment retrouvées chez les deux types d'oiseaux étudiés. En effet, chez la famille des Psittacidés nous avons enregistré la prévalence la plus élevée des espèces de parasites (61%). Ensuite la famille de Fringillidés qui sont moins infestés par les endoparasites avec un pourcentage de parasitisme de 49%.

L'infestation des psittacidés et les fringillidés par les parasites digestifs est causée principalement par les aliments qu'ils consomment. Dans notre wilaya, les aliments fournis aux oiseaux sont à base de graines (type local et importé) ou les crudités sous forme de salades et de fruits. Nos résultats ont montré que toutes les espèces parasitaires étaient présentes chez les deux familles d'oiseaux consommant les aliments crus, les 4 espèces de parasites ont été enregistrées, à savoir *Eimeria*, *Isospora*, *Giardia* et *Amidostomum*.

La transmission entre les individus vivant dans le même compartiment avec d'autres animaux de compagnie tels que les oiseaux, les chats, les chiens, les moutons, les chèvres..., peuvent avoir un rôle dans l'augmentation de la charge parasitaire et contribuer en tant qu'hôte aux cycles de vie des parasites. En effet, les parasites échantillonnés dans ce travail peuvent être transmis à l'Homme et causer des zoonoses.

Puisque, le marché est en plein essor dans les nouveaux animaux de compagnie, les Psittacidés occupant une place importante dans ce marché après les canaris. Leur attachement, leur curiosité naturelle et leur communication sociale en ont fait une distraction et un plaisir

CONCLUSION

pour de nombreux acheteurs. Cela a rendu Psittacidés très populaire comme animaux de compagnie, Par conséquent, nous devons les protéger et leur accorder une attention particulière en termes de prévention et de traitement.

En perspectives

Afin de compléter nos connaissances sur les Psittacidés et Fringillidés il serait utile de penser dans les travaux à venir à élargir la période et l'aire de recherche pour avoir une information complète et sûre.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIE

Références bibliographie

A

Abou-Asoud M. E & Karrouf GI., 2017. Diagnosis and Managment of Knemidocoptes Pilae in Budgerigars (Melopsittacus Undulates): Case Reports in Egypt. M J Vetr. 2(1): 007.

Alderton D., 2002. Grand Guide Encyclopédique des Oiseaux de Cage et de Volière Artémis éditions, Chamalières, 256 p.

Alderton D., 1996. Guide du propriétaire oiseaux compagnie édition, vigote 117p.

Amoura w., 2014. **ecologie** et santé des Laridés dans le Nord –est Algérien. Thèse de Doctorat, Fac. Sci. natu. Vie, Univ. Badji Mokhtar, Annaba, 160 P.

Anonyme., 2019. Les parasites des oiseaux. Page Web. Wwww.wanimo.com.

B

Bailet L., 2021. Bases Ethologique et Problème Comportementaux de deux psittacidés en captivité (Amanzona SPP.et Psittacus SPP.) ; Thèse Doctorat. Université Paul-Sabatier de Toulouse.187p.

Balicka-Ramisz A., Tomza-Marciniak A., Pilarczyk B., Wieczorek-Dabrowska M & Bakowska M., 2007. Intestinal parasites of parrots. Wiad Parazytol 53(2):129-32.

Bara M., & Houhamdi M., 2015. Première preuve de nidification du chardonneret élégant *Carduelis carduelis* (Fringillidae) dans la Mahouna (Guelma, Nord-Est de l'Algérie). Bull Inst Sci Rabat Sec Sci Vie, 37, 73-76.

Barroca M., 2005. Hétérogénéité des relations parasites-oiseaux : importance écologique et rôle évolutif. Ecologie, Environnement. Université de Bourgogne. Français. 173p.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIE

Beaucournu J.C., Degelh B., Guiguen C., 2005. Les puces (INSECTA: SIPHONAPTERA) PARASITES D'OISEAUX DIVERSITE TAXONOMIQUE ET DISPERSION BIBLIOGRAPHIQUE. Parasite, 12 : 111-121.

Belguermi A., 2011. Comment profiter au mieux de l'information ? Étude chez le canari domestique, *Serinus canaria* et le pigeon biset *Columba livia*. Thèse Doctorat Université Paris Ouest- Nanterre la défense. 299p.

Berkunsky I., Formoso A & Aramburu R., 2005. ECTOPARASITIC LOAD OF BLUE-FRONTED PARROT (AMAZONA AESTIVA, PSITTACIDAE) NESTLINGS. ORNITOLOGI NEOTROPICAL. 16: 573-578.

Berson., 1964. Les protozoaires parasites des hématies et du système histiocytaire des oiseaux. Rev. Elev. Med. Vel. Pays trop. 17 (43-96).

Black S S., Steinohrt L A Bertucci DC., 1997. Encephalitozoon hellem in Budgerigars.

Billy Nguembock a,b,*, Jon Fjeldså c , Arnaud Couloux d , Eric Pasquet a,b,2009. Molecular phylogeny of Carduelinae (Aves, Passeriformes, Fringillidae) proves polyphyletic origin of the genera Serinus and Carduelis and suggests redefined generic limits. France ;Paris. Disponible [en ligne] : journal homepage: www.elsevier.com/locate/ympev. (melopsittacus undulatus). Vet pathol., 34: 98-189.

Bouréeab P., Dahaneac N., Resended P ., Bisaroae P & Ensafa A., 2012. Les cestodes et leur diagnostic au laboratoire. Revue Francophone des Laboratoires. 440, 67- 73.

Boussariee D., 2000. Les affections de la cire les oiseaux Clinique et traitement. Bull. Acad.Vét. De France. 73, 83-90.

Brière S., Brillard J. P., Panheleux M., & Froment P., 2011. Alimentation, fertilité et bien-être des oiseaux reproducteurs domestiques : des liens complexes.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIE

Brugère Picoux J., Miles A., Davison S., Nguyen N., Shivaprasad H. L & Vaillncourt., 2011. LES HERPESVIRUS DES OISEAUX. Bull. Acad. Vét. 10 :10. 341-351.

Bruno P. Berto., Walter Flausino., Douglas McIntosh., Walter L. Teixeira-Filho & Carlos W. G. Lopes., 2011. Coccidia of New World passerine birds (aves : Passeriformes) : a review of Eimeria Schneider, 1875 and Isospora Schneider, 1881(Apicomplexa : Eimeriidae). Syst Parasitol. 80 :159-204.

Bussieras J. & Chermette R ,1991. Abrégé de parasitologie vétérinaire : fascicule 1 parasitologie générale. France : service de parasitologie école nationale vétérinaire. 75p.

C

Campbell G. R., Levine D & Norman D., 1971. A Check6list of the Species of the Genus *Haemoproteus* (Apicomlexa, Plasmodiidae). The Journal of Protozoology. 3(18) p. 475-484.

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.

Chadflied M.S., Christensen H & Bisgaard., 2004. Characterization of streptococci and enterococci associated with septicaemia in broiler parents with a high prevalence of endocarditis. Avian pathology. 33(6), 610-617.

Chavatte J.M., Giraud P., Esperet D., Place G., Cavalier F., Landau I. 2019. An outbreak of trichomonosis in European greenfinches *Chloris chloris* and European goldfinches *Carduelis carduelis* wintering in Northern France. Parasite, 26, 21.

Clubb S.L., Clubb K.J., Skidmore D., Wolf S., Phillips A F., 1992. Psittacine Neonatal Care and Hand-feeding In : Schubot RM, Psittacine Aviculture : Perspectives, Techniques and Research, Aviculture Breeding and Research Center, Loxahatchee (FL), 12-1 - 12-13.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIE

Collet A., 2015. Enquête coproscopique sur les oiseaux de neuf parcs zoologiques français ; Thèse doctorat vétérinaire. Université Paul-Sabatier de Toulouse.83p.

Cooper., John E., 1983. A practical approach to cagebirds. In : *In Practice*. 1 janvier 1983. Vol. 5, n° 1, p. 29-33. DOI 10.1136/inpract.5.1.29.

Cork S. C., Collins-Emerson J.M., Alley M.R. & Frenwick., 1999. Visceral lesions caused by *Yersinia pseudotuberculosis*, serotype II, in different species of bird. *Avian Pathology*. 28, 393-399.

Cramp S & Perrins C. M., 1994. Handbook of the birds of Europe, the middle east and North of Africa, Volume VIII : Crows to Finches, Oxford, Oxford university press,736 p.

Craves A J., 2008. Current Statue of European Goldfinch in the western great lakes region. *North American Birds*, 62, 3, 498-501.

Cringoli G & Quesada A., 1991. *Isospora msquistioni* and *Isospora biccai* (Apicomplexa, Eimeriidae): Two new coccidian parasites from *Carduelis sinica* (Passeriformes, Fringillidae). *The Journal of protozoology* 38 (6), 577-580, 1991.

Cuisin M., 2004. Oiseaux In : DVD Encyclopaedia Universalis Version 10.1.

D

Dabert J., Dabert M., Gal F.A., Miclus V., Mihalca D. A & Sandor D. A., 2013. Multidisciplinary analysis of *Knemidocoptes jamaicensis* parasitising the common Chaffinch, *Fringilla coelebs*: proofs for a multispecies complex. *Parasitol Res*, 112: 2373-2380.

Dehay S., 2006. Elaboration d'un protocole de visite d'élevage pour les oiseaux en cage. Thèse de vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. France.255p.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIE

Dehay Sabrina., 2006. Elaboration d'un Protocole de Visite d'Elevage des Oiseaux de Cage et de Volière ; l'université Claude Bernard - Lyon i (Médecine - Pharmacie) ; Thèse Docteur vétérinaire .255p.

Deverriere M., 2003. Microsporidies Communes A L'homme et aux Animaux : Etude Bibliographique. Thè Doc Vet. France. 260p.

Dom P., Ducalette G., Charluer G & De Groot.,1993. Papillomavirus-like infections in canariier (*Serinus canaria*). Avain pathol, 22 : 437-445.

Donald S., Farner., James R. King., Kenneth C., Parkes., 2012.Avian biology. Academic Press.

Doneley & Robert J T., 2009.Bacterial and Parasitic Diseases of parrots. Vet clin Exot Anim 12: 417-432.

Doneley Bob., 2009. Bacterial and Parasitic Diseases of Parrots. Veterinary Clinics of North America Exotic Animal Practice 12(3) : 417-32, Table of Contents.

Dorrsstein G M. Chapitre8 : Passerines. HANDBOOK OF AVIAN MEDICINE.

E

Emery N.J., Clayton D.H., 2004. Comparing the Complex Cognition of Birds and Primates. In : Rogers L. J. and Kaplan G. (Eds) Comparative Vertebrate Cognition : Are primates superior to non-primates ? Kluwer Academic/Plenum Publishers, New York, pp. 3-55.

Euzéby J. P., 1997 List of Bacterial Names with Standing in Nomenclature : a folder available on the Internet. International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology, 47(2), 590-592.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIE

F

Flammer K., D.V.M., Sue Ann Butterworth Hurlbert & Debbie ann Whitt., 1989. Atoxoplasmosis in Canaries. Bird World Magazine.180p.

Francès P., Paredes Millan M., Jardot M & Vidal D., 2020. Les ectoparasites, un réel fléau dans les pays développés. L'Aide-Soignante. 34. Pp. 26-28.

Frédéric J., 2012. 100 oiseaux des parcs et des jardins.edition : Delachaux et Niestlé.France.191 p.

Frédéric J., 2012. À la découverte des oiseaux ; Collection : L'amateur de Nature. Edition : Dunod. France ; Paris.191p.

Furst A., 2011. Déterminisme Génétique de la couleur chez les ésoeces de perruches et de perroquets élevés en captivité ; Thèse Doctorat. Ecole National d'Alfort. La faculté de médecine de créteil.267p.

G

Gaskins., Lori A & Bergman Laurie., 2011. Surveys of Avian Practitioners and Pet Owners Regarding Common Behavior Problems in Psittacine Birds. In : Journal of Avian Medicine and Surgery. Juin 2021. Vol. 25, n° 2, pp. 111-118.

Gediminas V., Pendl H & Olias P., 2017. New Haemoproteus parasite of parrots, with remarks on the virulence of haemoproteids in naive avian hosts. Acta trop. 176:256-262.

Gelis S., 2000. Avian reproduction and Reproductive Disorders In : KVF Jubb Refrecher Course for Veterinarians, Birds 2000, Proceedings 334, Melbourne, 21-25 août, 187-208.

Ginette.Duchesne S., 2004. Carnet de clinique de psittacidés ; Thèse Doctorat. Ecole National vétérinaire d'Alfort.269p.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIE

Globokar, M., Fischer, D., & Pantchev, N., 2017. Occurrence of endoparasites in captive birds between 2005 to 2011 as determined by faecal flotation and review of literature. *Berliner und Münchener tierärztliche Wochenschrift*, 130(11/12), 461-473.

Gomes D.M., Silva M. N., Silva R. M. M., Dorea R. D., Bastos B. L., & Ayres M. C. C., 2011. Hemogram and clinical blood biochemistry of Macaws (*Ara* sp.) in ecological farms maintained by the state of Bahia, Brazil. *Ciência Animal Brasileira*, 699-711p.

Grenn H.H & Lindo A., 1968. Capillaria in canary. *CAN. VET. JOUR.*, vol. 74-75.

Grentzinger P., 2016. Elaboration d'un guide pratique à la consultation des Psittacidés et présentations des examens complémentaires disponible chez cette famille ; Thèse doctorat (Vétérinaire). Université Claude-Bernard - Lyon I.312p.

Grosset C & Péron F., 2010. Viroses des Psittacidés, actualités diagnostiques et thérapeutiques. Synthèses.

Gurler A.T., Beyhan Y.E., Acici M., Bolukbas C.S., Umur S., 2010. Helminths of mammals and birds at the Samsun Zoological Garden, Turkey. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 41.218–223p. DOI : 10.1638/2009-0070R1.1.

H

Hayworth A. M., Riper C. V & Weathers W. W., 1987. Effects of *Plasmodium relictum* on the Metabolic Rate and Body Temperature in Canaries (*Serinus canaries*). *J. Parasit.* 73(4). Pp. 850-853.

Heather W G., Cheryl B Greenacre DVM., Elizabeth W., Howerth DVM., Dana L., Ambrose MS & Fontenot D., 1999. Ascariidiosis in a Group of Psittasine Birds. *Journal of Avian and Surgery*. 13(1): 32-39.

Hillary S., 2022. Giardia and other Intestinal Protozoal Infections in pet Birds. *FOR THE BIRDS*. San Jose, California.165p.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIE

I

Idouhar-Saadi H., Smai A., Aissi M., Zenia S & Doumandji S., 2012. Eimeria spp. And nematodes infestations in young breeding partridges (*Alectoris barbara* and *Alectoris chukur*) in Algeria. REVUE DE MEDECINE VETERINAIRE, 163(4), 187-193.

J

Jennifer R., Burry-Caines & Gordon F. B., 1992. The Haemoproteidae (Apicomplexa : Haemosporina) of the avian families Fringillidae and Emberizidae. Canadian Journal of Zoologie.

K

Kajerova V., Barus V., Literak I., 2004. Nematodes form the genus ascaridia parasitizing psittaciform birds: a review and determination key. Veterinàrni medicina 49 (6). 217.

Keymer I.F., 1982. Chapter 25 Parasitic diseases. In : Petrak M.L. Diseases of cage and aviary birds, 2nd edition, Philadelphia: Lea et Febiger. 568-593p.

Kobel R., Sturm K., 2005. Review on light sources for bird housing under artificial light circumstances In : 8th European AAV Conference and 6th Scientific ECAMS Meeting Proceedings, Arles, 24-30 avril, 7-8.

L

L.P., Luna-Castrejóna L., Ravines-Carrascob C., Salgado-Mirandaa E., Soriano-Vargasa., 2018. IJP : Parasites and Wildlife ; The canary *Serinus canaria* (Passeriformes : Fringillidae) as à new host for *Isospora bioccai* in Mexico. Mexico. Disponible [en ligne] : journal homepage: www.elsevier.com/locate/ijppaw .

Lacoste., Marie-Pierre., 2013. Les psittacidés domestiqués. In : La semaine vétérinaire. 22 février 2013. N° 1528, p. 12-15.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIE

Lagneau P.E & Houtain J.Y., 2001. Aspergillose invasive chez des psittacidés. Ann. Méd. Vét, 145 : 307-310.

Lars S., 2009. Livre : le guide ornitho : le guide le plus complet des oiseaux d'Europe, d'Afrique du Nord et du Moyen-Orient :900 espèces. Edition : Albert,B.Stockholm.Suède. Italie.446.

Lawson B., Cunningham A. A., Chantrey J., Hughes A. L., John K. S., Bunbury N., Bell J. D., Tyle M. K., 2011. A clonal strain of *Trichomonas gallinae* is the aetiologic agent of an emerging avian epidemic disease. Infect Genet Evol. 11(7): 1638-1645.

Lawson B., Robinson A. R., Neimanis A., Handeland K., Isomursu M., Agren O. E., Hammes S. I., Tyler M. K., Chantrey J., Hughes A. L., Pennycott W. T., Simpson R. V., John K. S., Peck M. K., Toms P. M., Bennett M., Kirkwood K. J & Cunningham A. A., 2011. Evidence of spread of the emerging infectious disease, finch trichomonosis, by migrating birds. Ecohealth. 8(2): 143-153.

Legifrance., 2006. Arrêté du 11 août 2006 fixant la liste des espèces, races ou variétés d'animaux domestiques. [Consulté le 27 août 2021].

M

Mandeel Q., Nardoni S & Mancianti F., 2009. Keratinophilic fungi on feathers of common clinically healthy birds in Bahrain. Blackwell Verlag GmbH. Mycoses 54:71-77.

Marruchella G., Todisco G., D'Arezzo S., Guardo D. G & Pagilia M. G., 2011. Granulomatous myocarditis caused by *Candida albicans* in a canary (*Serinus canaria*).

Mauricio E., Alarcon E & Munoz E., 2001. *Hectopsylla psittaci* (Siphonaptera : Tungidae) en chile. Revoista de Biologia tropical.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIE

Mey E., Masello J & Quillfeldt P., 2002. Chewing lice (Insecta, Phthiraptera) of the burrowing Parrot *Cyanoliseus p. patagonus* (Vieillot) from Argentina. *Rudolstadter nat; hist. Schr. Suppl.* 4: 99-112.

Milam J R., 1994. U.C. Davis Amazon Breeding Project In : Association of Avian Veterinarian Annual Conference Proceedings, Reno NV, 28- 30 septembre 1994, 37-42.

Mitchell G., Esnuf D., Prithard.,1986. Mucromycosis (*Serinus canarius*) Fed Damp Germinated Seed. *Vet. Pathol.* 23: 625-627.

O

Olias P., Wegelin M., Wolfgang Z., Freter S., Achim D., Gruber & Klopfleisch., 2011. Avian malaria Deaths in parrots, Europe. *Emerg infect Dic.*, 17(5): 950-952. *Parasitologie générale. France : service de parasitologie école nationale vétérinaire.* 75p.

P

Parsani H.R., Momin R.R., Singh V., 2007. Prevalence of parasitic infections in captive zoo birds in Gujarat. *Veterinary Parasitology.* College of Veterinary Science and animal Husbandry, S.D. Agricultural University, Sardarkrushinagar, India. Print ISSN : 0971-6157. 129-131p.

Patel P. V., Patel A. L., Sahu R. K & Raju Vyas., 2000. Prevalence of gastro-intestinal parasites in captive birds of Gujarat zoos. *ZOOS' PRINT JOURNAL* 15(7): 295-296.

Pengv Shawn J.L., Hessey Jack., Tsay Timothy & Fei Andrew C Y., 2014. Assessment and treatment of feather plucking in sulphur-crested cockatoos *Cacatua galerita*. In : *Journal of Animal and Veterinary Advances.* Vol 13, n°1, pp.51-61.

Pennycott T W et al., 1998. Les infections par les bactéries *Salmonella typhimurium* et *Escherichia coli*. Les coccidies des genres *Atoxoplasma* ou *Isospora*. 110p.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIE

Pennycott W. T., Ross H. M., McLaren M. I., Park A., Hopkins F. G & Foster G., 1998. Causes of death of wild birds of the family Fringillidae in Britain Vet Rec. 143(155-158).

Pujol J., 2019. Les agents pathogènes responsables d'affections digestives chez les psittacidés. Thèse Docteur Vétérinaire. Université Claude –Bernard –Lyon I. France.152p.

Q

Quemin I., 2003. Le comportement des psittacidés et ses troubles ; Thèse Doctorat Vétérinaire. Faculté de Médecine de Creteil.139p

R

R.C.A. Thompson & P T. Monis ., 2004. Variation in Giardia : Implications for Taxonomy and Epidemiology.ADVANCTES IN PARASITOLOGY VOL 38 ISSN. 0063-308X.

Rahmani D. 2019. Le silence du chardonneret : Les associations des éleveurs des oiseaux d'ornement se mobilisent pour les sauver. Journal El watan 25 Juillet 2019. Algérie.

Rahol N., Goodman SM & Robert V., 2011.The Hippoboscidae (Insecta : Diptera) from Madagascar, with new records from the ^Parc National de Midongy Befotoka^.Parasite : journal de la Société Française de Parasitologie 18 (2), 127.

Robert M. S. C., 2009. Contribution à l'étude Canari en tant qu'animale de compagnie. The Doc Vet.

Rousset J., 1993. Corpo-parasitologie pratique : intérêt et méthodologie, notions sur les parasites du tube digestif. Ed. ESTEM, Paris.158 p.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIE

S

Sadnes H L., 2001. Contribution à la réalisation d'une phylogénie des palasmodies et autres hématozoaires aviaires endémiques de Madagascar Possibilité d'un transfert horizontal de Plasmodium aviaire à l'homme. Mémoire de stage Doc Vét. Toulouse, France.

Saidenberg B. A., Guedes M. N., Seixas F., Allgayer C., Assis P. E., Silveira F. L., Melville P. A & Benites R. N., 2012. A Survey for Escherichia coli Virulence Factors in Asymptomatic Free-Ranging Parrots.

Salifou S., Natta Y.A, Odji A M & Pangui L.J, 2008. Arthropodes ectoparasites du dindon (*Meleagris gallopavo*) dans le nord – ouest du Bénin. Elev. Méd. VÉT. Pays Trop., 61 (3-4) : 185 -189.

Samour J H., 2004. Semen Collection, Spermatozoa Cryopreservation, and Artificial Insemination in Nondomestic Birds J. Avian Med. Surg. 18 : 219-223.

Schmid R., 2004. The influence of the breeding method on the behaviour of adult African grey parrots Thèse de doctorat vétérinaire, Université de Bern, 133p.

Schubot R M., Del Otero T, Clubb K J., Clubb S L., 1992. Analysis Of Psittacine Diets Fed at ABRC In : Schubot RM, Psittacine Aviculture : Perspectives, Techniques and Research, Aviculture Breeding and Research Center, Loxahatchee (FL), 5-1 - 5-9.

Seixas., Gláucia Helena Fernandes, MOURÃO & Guilherme, 2018. Communal roosts of the Blue-fronted Amazons (*Amazona aestiva*) in a large tropical wetland: Are they of different types? In : *PLOS ONE*. 17 octobre 2018. Vol. 13, n° 10, pp. e0204824.

Soler Cruza M. D., Vega Roblesa M. C., Jespersenb J. B., Kilpinenb O., Birkettc M., Dewhirstc S & Pickettc J., 2005. Scanning electron microscopy of foreleg tarsal sense organs of the poultry red mite, *Dermanyssus galinae* (DeGeer) (Acari :Dermanyssidae). *Micron* 36 ;415- 421.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIE

Styles DK., 1997.Reproduction in the Aviary In : Association of Avian Veterinarian Annual Conference Proceedings, Reno NV, 10- 12 septembre 1997, 327-333.

Styles DK., 2002. Reproductive management of captive psittacine collections. Vet. Clin. North Am. Exot. Anim. Pract. 5 : 475-487.

T

Titilincu A., Mircean V., Bejan A., Iovu A., Ungureanu R & Cozma V., 2009. Prevalence of endoparasites in peacocks (*Pavo cristatus*). Scientia Parasitologica, 10. 101–105p.

Tolba M., 2014. Inventaire des parasites chez les oiseaux aquatiques dans la région d'Oum El Bouaghi. Mémoire de magister, Univ Oum El Bouaghi, Algérie, p70.

Touati L., 2014. Les parasites des oiseaux d'eau : inventaire et écologie ; Thèse de doc.Sciences Biologiques. Université 08 mai 1945. Guelma. 199p.

Truchado D., Moens M M ., Callejas S., Pirez-tris J & Benítez L., 2018. Genomic characterization of the first oral avian papillomavirus in colony of breeding (*Serinus canaria*). Veterinary Research communications.

W

Wolff T & Touratier G., 2010. Recensement et étude des espèces dites “invasives” et “envahissantes” en Essonne.

Y

Yakimoff W. L & Gousseff W. F., 1936. A propos des coccidies des oiseaux sauvages. Annales de Parasitologie Humaine et Comparée, 14(5), 449-456.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIE

Site web

- [1] <https://ebird.org/.fr>. Consultée le 05 Mai 2022.
- [2] <https://www.zooplus.fr/magazine/oiseau/races-doiseau/canari>. Consultée le 10 Mai 2022.
- [3] <https://www.oisillon.net/content/78-les-perruches-vertes-a-collier-menace-pour-les-oiseaux-de-nos-villes->. Consultée le 24 Mai 2022.
- [4] https://fr.wikipedia.org/wiki/Perroquet_jaco. Consultée le 20 mai 2022.
- [5] https://www.google.com/url?sa=t&source=web&rct=j&url=http://www.ac-grenoble.fr/ecole/74/elementaire.marnaz/IMG/pdf/etapes_de_la_reproduction_oiseaux_corrig_e.pdf&ved=2ahUKEwjf2u2bkuX3AhUESPEDHT5IBBIQ6sMDegQIHhAC&usg=AOvVaw1ehuKmY3KowBq4G0byC5IS. Consultee le 10 Mai 2022.
- [6] <https://fr.virbac.com/home/tout-sante-bien-etre/reproduction-des-oiseaux.html#:~:text=La%20copulation%20chez%20l'oiseau,8%20jours%20chez%20les%20perroquets>. Consultee le 10 Mai 2022.
- [7] <https://www.perroquet.biz/aspergillosis-disease-respiratory/>. Consultee le 01 Avril 2022.
- [8] <https://www.doctissimo.fr/animaux/oiseaux/maladies-des-oiseaux/parasites>. Consultee le 13 Mai 2022.