



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية  
République Algérienne Démocratique et Populaire  
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي  
Ministère de l'Enseignement Supérieure et de la Recherche  
Scientifique  
جامعة زيان عاشور- الجلفة-  
Université Ziane Achour –Djelfa-  
كلية علوم الطبيعة والحياة  
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie  
قسم البيولوجيا  
Département de Biologie

## Projet de fin d'études

En vue de l'obtention du Diplôme de Master en Parasitologie  
Spécialité : Parasitologie

Thème

**Etude des parasites des oiseaux de cage**

Présenté par : M<sup>lle</sup> HALBAOUI Hibat Errahman

M<sup>lle</sup> MEKNAZ Ouassila

Devant la jury :

Président :	M <sup>me</sup> DEROUCHE H.	Maitre de conférences B, Univ. Djelfa
Promotrice :	M <sup>me</sup> BOUZEKRI M.A.	Maitre de conférences B, Univ. Djelfa
Examineurs :	M <sup>me</sup> SBA B.	Maitre de conférences B, Univ. Djelfa
	M <sup>me</sup> MENACHE A.	Maitre-assistant A, Univ. Djelfa

Année universitaire : 2018/2019

# *Remerciements*

*Au nom de Dieu Celui qui fait miséricorde, le Miséricordieux*

*D'abord et avant tout on remercie dieu tout puissant de nous avoir donné le privilège, la chance d'étudier et de nous avoir donné force, courage, et patience pour accomplir ce travail.*

*nous voudrions adresser toute nos gratitude à la directrice de ce mémoire **M<sup>me</sup> BOUZEKRI Madiha-Ahlam** Maitre de conférences « B » à la faculté des sciences de la Nature et de la Vie, université de Djelfa , pour sa patience, sa disponibilité et surtout ses judicieux conseils, qui ont contribué à alimenter ma réflexion.*

*Nous remercions en particulier **M<sup>me</sup> DEROUECHE H** Maitre de conférences « B » à la faculté des sciences de la Nature et de la Vie, université de Djelfa, qui nous à honorer de présider le jury.*

*Nous remercions ainsi nos examinateurs **M<sup>me</sup> SBA B** Maitre de conférences « B » à la faculté des sciences de la Nature et de la Vie, université de Djelfa. Et **M<sup>me</sup> MENACHE A** Maitre-assistant « A » à la faculté des sciences de la Nature et de la Vie, université de Djelfa, Qui ont bien accepté d'examiner et juger notre travail.*

*Nous remercions également les propréteurs des oiseaux de cage, ils nous à beaucoup aidé dans notre travail.*

*Aussi nous remercier nos professeurs qui nous a enseignés durant nos études, ainsi qui l'administration de la faculté des sciences de la Nature et de la Vie à université de Ziane Achour –Djelfa-.*

**M<sup>lle</sup> HALBAOUI Hibat Errahman et M<sup>lle</sup> MEKNAZ Ouassila**



## *Dédicace*

A mes chers parents, pour tous leurs sacrifices, leur amour, leur tendresse, leur soutien et leurs prières tout au long de mes études,

A mes chères sœurs Saada, Amina, Oum Elkhier et Batul, pour leurs encouragements permanents, et leur soutien moral,

A mes chers frères, Aziz, Wail, Ahmed et Mohamed, pour leur appui et leur encouragement,

A mes chers Anes et Bachir

Que ce travail soit l'accomplissement de vos vœux tant allégués, et le fruit de votre soutien infailible, Merci d'être toujours là pour moi.

A toute mes chères amies

Au meilleur professeur BOUZEKRI M.A, qui m'a accompagné dans mon cursus universitaire.

Merci pour tous les conseils, le soutien et les encouragements.

A mon amie et ma compagne dans ce voyage de recherches : Ouassila

Hibet Errahman ☺





## Dédicace

Je dédie ce modeste travail :

A ma promotrice **BOUZEKRI Madiha**

Pour ses conseils, sa patience et ses efforts précieux dans la réalisation de notre travail.

A mes parents, **Ahmed et Zohra**

Pour votre amour, pour m'avoir mise au monde, m'avoir élevée et de prier pour moi, m'avoir soutenu pendant mes longues et interminables études et surtout pour votre confiance.

A mes frères, **Hicham, Mustafa, Samir et Youcef**

Pour tous les instants que nous avons partagés et que nous partagerons encore.

A mes copine, **Djihane et Imane** avec lesquelles j'ai partagé de beaux moments.

A mes enseignants **DJERAIBIE M, LAKHNECHE M, BENBELKHIR A** et **TALEB B** Pour leurs conseils, leur études de base.

A ma chère binôme **Hiba** d'avoir partagé ma joie et peine durant notre important travail.

**Ouassila**



## Sommaire

## Remerciements

## Dédicace

<b>Sommaire</b> .....	A
<b>Listes des abréviations</b> .....	E
<b>Listes des figures</b> .....	F
<b>Listes des tableaux</b> .....	H
<b>Introduction</b> .....	2
<b>Chapitre 1 : Généralités</b> .....	5
1.1. Les oiseaux de cage .....	5
1.1.1. Passeriformes (LINNAEUS, 1758).....	5
1.1.2. Psittaciformes (WAGLER, 1830).....	5
1.2. Logement des oiseaux .....	6
1.2.1. Nature .....	6
1.2.2. Types de Logements.....	6
1.2.2.1. Volières.....	6
1.2.2.2. Cages .....	6
1.2.3. Equipements.....	7
1.2.3.1. Mangeoires et abreuvoirs.....	7
1.2.3.2. Perchoirs .....	7
1.2.3.3. Bains et douches.....	7
1.3. Reproduction des oiseaux de cage .....	7
1.3.1. Considérations de reproduction .....	7
1.3.1.1. Considérations environnementales.....	7
1.3.1.2. Considérations de reproducteurs.....	8
1.3.1.3. Considérations saisonniers de reproduction .....	8
1.3.1.3.1. Photopériode .....	8
1.3.1.3.2. La température et l’humidité.....	8
1.3.2. Accouplement .....	9
1.3.3. Ponte.....	9
1.3.4. Incubation .....	9
1.3.4.1. Incubation naturelle.....	9

1.3.4.2.	Incubation artificielle .....	9
1.3.5.	Eclosion .....	10
1.4.	Les parasites des oiseaux de cage .....	10
1.4.1.	Protozoaires flagellés .....	10
1.4.1.1.	<i>Giardia spp</i> .....	10
1.4.1.2.	<i>Trichomonas gallinae</i> et espèces apparentées.....	10
1.4.2.	Protozoaires Apicomplexes ( Les Coccidia).....	11
1.4.2.1.	Eimeriidae ( <i>Isospora spp</i> et <i>Eimeria spp</i> ) .....	11
1.4.2.2.	Cryptosporidiidae ( <i>Cryptosporidium spp</i> ).....	12
1.4.2.3.	Sarcocystidae ( <i>Sarcocystis falcatula</i> ).....	12
1.4.2.4.	<i>Atoxoplasma spp</i> .....	12
1.4.2.5.	<i>Toxoplasma Gondii</i> .....	12
1.4.3.	Helminthes .....	12
1.4.3.1.	Trématodes .....	13
1.4.3.2.	Cestodes.....	13
1.4.3.3.	Nématodes .....	13
1.4.3.3.1.	Ascarids .....	13
1.4.3.3.2.	<i>Capillaria spp</i> .....	13
1.4.3.3.3.	<i>Syngamus Trachea</i> .....	14
1.4.4.	Arthropodes .....	14
1.4.5.	Parasites de sang (hémoparasites).....	14
<b>Chapitre 2 : Matériel et Méthodes</b> .....		<b>16</b>
2.1.	Présentation de zone d'étude .....	16
2.2.	Choix et description des stations d'étude .....	16
2.3.	Caractéristiques des stations d'étude.....	18
2.3.1.	Nutrition.....	19
2.3.2.	Conditions de l'ambiance .....	19
2.4.	Méthodes de collectes les échantillons .....	20
2.4.1.	Méthode de collecte des fientes .....	20
2.4.2.	Méthode de collecte les ectoparasites .....	21
2.4.3.	Méthode de prélèvement sanguin.....	22
2.5.	Méthodes d'analyses parasitologiques .....	24
2.5.1.	Méthodes d'analyses coprologiques.....	24

2.5.1.1.	Méthode directe.....	24
2.5.1.2.	Méthode de flottaison.....	26
2.5.2.	Examen microscopique de sang (Giemsa).....	29
2.5.3.	Méthode d'identification des parasites des oiseaux de cage .....	30
2.6.	Exploitation des résultats par les indices écologiques.....	30
2.6.1.	Richesse totale (S).....	30
2.6.2.	Abondance relative des espèces ectoparasites .....	31
2.7.	Exploitation des résultats par les indices parasitaires .....	31
2.7.1.	Prévalence (P) .....	31
2.7.2.	Intensité Parasitaire Moyenne (I).....	31
<b>Chapitre 03 : Résultats</b>	.....	<b>34</b>
3.1.	Résultats des endoparasites des oiseaux de cage .....	34
3.1.1.	Richesse totale des endoparasites trouvés dans les fientes.....	34
3.1.2.	Prévalence totale de parasitisme des endoparasites des oiseaux de cage examinée.....	35
3.1.3.	Taux d'infestation globale chez les oiseaux de cage prélevés .....	36
3.1.4.	Taux d'infestation pour chaque parasite isolé .....	36
3.1.4.1.	Oocystes d' <i>Eimeria sp</i> .....	36
3.1.4.2.	Oocystes d' <i>Isospora sp</i> .....	37
3.1.4.3.	<i>Balantidium sp</i> .....	38
3.1.4.4.	<i>Enatmoeba sp</i> .....	39
3.1.4.5.	<i>Endolimax sp</i> .....	40
3.1.4.6.	<i>Strongyloides spp</i> .....	41
3.1.4.7.	<i>Trichostrongylus sp</i> .....	42
3.1.4.8.	<i>Moniezia spp</i> .....	43
3.1.5.	Taux d'infestation en fonction de sexe des oiseaux de cage .....	44
3.1.6.	Taux d'infestation en fonction de l'espèce hôte des oiseaux de cage .....	45
3.1.7.	La prévalence mensuelle durant la période d'étude .....	46
3.2.	Résultats des ectoparasites.....	46
3.2.1.	Richesse totale des ectoparasites.....	46
3.2.2.	Abondance relative des ectoparasites.....	46
3.3.	Résultats de l'examen microscopique de sang des oiseaux de cage examinés.....	48
<b>Chapitre 4 : Discussions</b>	.....	<b>50</b>
4.1.	Discussion sur les endoparasites recensés sur les oiseaux de cage .....	50

4.2. Discussion sur les ectoparasites des oiseaux de cage.....	51
4.3. Discussion sur les résultats l'examen microscopique de sang des oiseaux de cage ..	51
<b>Conclusion et perspectives</b> .....	54
<b>Références bibliographiques</b> .....	57
<b>Annexe</b> .....	65



## Listes des abréviations

- : espèce absente

% : pourcentage

+ : espèces présente

°C : Degré Celsius

A.N.D.I : Agence Nationale de Développement de l'Investissement

A.R. : Abondance relative

cm : centimètre

d : densité

Fig. : figure

g : gramme

H : nombre d'oiseaux examinés

H1 : hôte examiné

H2 : hôte infesté

I : Intensité parasitaire moyenne

mg : milligramme

mn : minute

ml : millilitre

N : nombre d'hôtes infestés

n : nombre total d'individus d'une espèce parasite

NaCl : chlorure de sodium

S : Richesse totale

sp. : Espèce

Tab : tableau

## Listes des figures

<b>Fig. 1-</b> La forme de pied zygodactyle (a) et le bec (b). .....	6
<b>Fig. 2-</b> Cycle biologique d'une coccidie. ....	11
<b>Fig. 3-</b> Situation géographique de la région de Djelfa. ....	16
<b>Fig. 4-</b> Station d'étude " aviculture 1"(originale). ....	17
<b>Fig. 5-</b> Station d'étude 2" aviculture2" (originale). ....	17
<b>Fig. 6-</b> station d'étude 3" aviculture 3"(originale). ....	18
<b>Fig. 7-</b> Station d'étude 4 "commerçant"(originale). ....	18
<b>Fig. 8-</b> Les grains utilisé dans l'alimentation des oiseaux de cage (originale). ....	19
<b>Fig. 9-</b> Les types de cage utilisée chez les station d'études (1, 2) (originale). ....	19
<b>Fig. 10-</b> Les matériels utilisé pour collecte les fientes (originale). ....	20
<b>Fig. 11-</b> Contrôler les cages et ses accessoires (originale). ....	22
<b>Fig. 12-</b> La prélèvement de sang d'un perruche (originale). ....	23
<b>Fig. 13-</b> Les étapes de préparation des lames de sang sur le terrain (1, 2, 3, 4) (originale). ....	23
<b>Fig. 14-</b> Matériels utilisé pour la méthode direct ( originale). ....	24
<b>Fig. 15-</b> Les étapes de la méthode direct (originale). ....	25
<b>Fig. 16-</b> Matériel utilisé pour la méthode de flottaison (originale). ....	27
<b>Fig. 17-</b> Les étapes de la méthode de flottaison ( originale). ....	28
<b>Fig. 18-</b> Matériels utilisé au examen microscopique de sang (originale). ....	29
<b>Fig. 19-</b> Les étapes de l'examen microscopique de sang ( Giemsa) (originale). ....	30
<b>Fig. 20-</b> Fréquence d'isolement des endoparasites chez les oiseaux de cage examinés .....	36
<b>Fig. 21-</b> Oocystes d' <i>Eimeria sp</i> non sporulé observé par la méthode direct chez un chardonneret élégant (grossissement x40)(originale). ....	37
<b>Fig. 22-</b> Taux d'infestation par <i>Eimeria sp</i> . ....	37
<b>Fig. 23-</b> Oocyste d' <i>Isospora sp</i> observé par la méthode direct cher un chardonneret élégant (grossissement x40) (originale). ....	38
<b>Fig. 24-</b> Taux d'infestation par <i>Isospora sp</i> . ....	38
<b>Fig. 25-</b> <i>Balantidium sp</i> cyst observé par la méthode direct chez un diamant mandarin (grossissement x40) (originale). ....	39
<b>Fig. 26-</b> Taux d'infestation par <i>Balantidium sp</i> . ....	39
<b>Fig. 27-</b> <i>Entamoeba sp</i> observé par la technique de flottaison(grossissement x100) (originale). ....	40
<b>Fig. 28-</b> Taux d'infestation par <i>Entamoeba sp</i> . ....	40
<b>Fig. 29-</b> <i>Endolimax sp</i> observé par la méthode directe (grossissement x100) (originale). ....	41

<b>Fig. 30-</b> Taux d'infestation d' <i>Endolimax sp.</i> .....	41
<b>Fig. 31-</b> Œufs de <i>Strongyloides sp</i> observée par la technique de flottaison (grossissement x100) (originale).....	42
<b>Fig. 32-</b> Taux d'infestation par des oeufs de <i>Strongyloides spp</i> .....	42
<b>Fig. 33-</b> Œufs de <i>Trichostrongylus sp</i> observé par la technique de flottaison (grossissement x40) (originale).....	43
<b>Fig. 34-</b> Taux d'infestation par <i>Trichostrongylus sp.</i> .....	43
<b>Fig. 35-</b> Œuf de <i>Moniezia sp</i> observé par la technique de flottaison (grossissement x100) (originale).....	44
<b>Fig. 36-</b> Taux d'infestation par <i>Moniezia spp.</i> .....	44
<b>Fig. 37-</b> Taux d'infestation en fonction de sexe. ....	45
<b>Fig. 38-</b> Taux d'infestation en fonction d'espèce hôte des oiseaux de cage.....	45
<b>Fig. 39-</b> La prévalence mensuelle durant la période d'étude. ....	46
<b>Fig. 40-</b> <i>Dermanyssus sp</i> sous la loupe (grossissement x4) (originale). ....	47
<b>Fig. 41-</b> <i>Dermanyssus gallinae</i> sous la loupe (grossissement x4) (originale). ....	47
<b>Fig. 42-</b> Frottis sanguin de canari (Giemsa) (Grossissement x40) (original). ....	48

## Listes des tableaux

<b>Tab. 1-</b> Calendrier de collecte des fientes et nombre des échantillons. ....	21
<b>Tab. 2-</b> Calendrier de collecte des ectoparasites et nombre des échantillons. ....	21
<b>Tab. 3-</b> Calendrier des sorties ( station 03) et des prélèvements sanguin. ....	23
<b>Tab. 4-</b> Liste des espèces endoparasites des oiseaux de cage trouvés par le technique de flottaison et la méthode directe. ....	34
<b>Tab. 5-</b> Taxonomie des endoparasites retrouvés dans les fientes des oiseaux de cage.....	35
<b>Tab. 6-</b> Prévalence des espèces endoparasites recensées dans les fientes des oiseaux de cage examinée. ....	35
<b>Tab. 7-</b> Taxonomie des ectoparasites des oiseaux de cage examiné. ....	46
<b>Tab. 8-</b> L 'abondance relative des ectoparasites des oiseaux de cage. ....	47
<b>Tab. 9-</b> Résultats de l'examen microscopique de sang des oiseaux de cage. ....	48

# INTRODUCTION





## Introduction

Les oiseaux font partie intégrante de presque tous les écosystèmes et il n'est donc pas surprenant qu'ils se retrouvent couramment dans les foyers et les zoos du monde entier (PAPINI *et al.*, 2012).

Les espèces aviaires sont généralement maintenues en captivité pour le plus grand plaisir des propriétaires. L'oiseau de compagnie est généralement classé comme un animal interactif qui reconnaît le propriétaire et un lien humain-animal se développe (TULLY, 2009). Selon BOSERET *et al.*, (2013) ; ZAHOOR *et al.*, (2018), le terme «oiseau de compagnie» désigne les oiseaux hébergés et élevés pour un usage exclusivement ornemental. Cette catégorie comprend principalement les passeriformes (canaris, pinsons), également appelés oiseaux chanteurs, et les psittaciformes (perroquets, perruches, amoureux).

Les oiseaux captifs sont des oiseaux en cage vivant dans des conditions artificielles (NIJILA *et al.*, 2018). Certains de ces oiseaux sont importants pour l'homme sur le plan économique et pour d'autres animaux et plantes, car ils servent de source de nourriture, de pollinisateurs et sont de bons indicateurs de certains événements se produisant dans l'environnement (RUPPERT *et al.*, 2004)

Les infections parasitaires chez les oiseaux sont omniprésentes, même lorsqu'elles sont présentes en faible quantité, peuvent provoquer des maladies infra-cliniques (BADPARVA *et al.*, 2014). Les maladies parasitaires jouent un rôle important dans la morbidité et la mortalité des oiseaux de compagnie et sont considérées comme une source de pathogènes pour le public (SIVAJOTHI *et SUDHAKARA-REDDY*, 2018)

Presque toutes les espèces d'oiseaux captifs souffrent d'infestation par les ectoparasites (LOYE *et CARROL*, 1998 ; NJILA *et al.*, 2018). Les effets néfastes des ectoparasites exercent une pression de sélection sur l'hôte aviaire (MOLLER *et LOPE*, 1990 ; NJILA *et al.*, 2018) en réduisant la survie et la croissance des oisillons, en influençant l'évolution de la coloration des oiseaux et le coût croissant de l'ornement sexuel, en réduisant le succès de reproduction à l'avenir et en réduisant la survie à long terme.

L'endoparasitisme est l'un des problèmes de santé majeurs chez les oiseaux de compagnie et figure en tête de la liste des problèmes cliniques pris en compte pour le diagnostic différentiel, en particulier chez les oiseaux nouvellement acquis et dans les grandes collections de volières



(PRATHIPA et *al.*, 2013). PAPINI et *al.*, (2012), BERNARDI et *al.*, (2013) et BADPARVA et *al.*, (2014), ont signalé que chez les oiseaux en cage, les parasites gastro-intestinal était le plus fréquent et le plus important.

En Algérie, selon HADJELOUM (2016), les oiseaux ornementaux occupent la première place des animaux de compagnie, au sommet de cette liste est le chardonneret. Cependant et malgré l'importance des oiseaux d'ornement, les études sur les parasites des oiseaux de cage sont très rares (MARNICHE et *al.*, 2017).

Comme il est important d'identifier et de contrôler les espèces de parasites susceptibles de provoquer des maladies chez les oiseaux en captivité, des études parasitologiques sur les espèces aviaires s'imposent (PAPINI et *al.*, 2012). Cette étude a donc pour but de recenser les endoparasites et les ectoparasites que l'on peut trouver chez les oiseaux de cage.

Le présent document est structuré en 4 chapitres :

- Le premier présente les oiseaux de cage et les parasites qui les affectent.
- Le deuxième décrit les matériels et méthodes d'étude adoptés au terrain et au laboratoire et les indices écologiques et parasitologiques utilisés pour l'exploitation des résultats.
- Le troisième expose les résultats, qui sont discutés dans le quatrième chapitre.

Enfin, le document s'achève avec une conclusion récapitulative et une proposition de perspectives.

# CHAPITRE 1







## Chapitre 1 : Généralités

Dans ce chapitre, les oiseaux de cage, l'élevage, la reproduction et les parasites des oiseaux de cage.

### 1.1. Les oiseaux de cage

Les oiseaux captifs sont des oiseaux en cage vivant dans des conditions artificielles (PADIAN et CHIAPPE., 1998). Le succès des oiseaux comme animaux de compagnie est probablement dû à la fois au lien émotionnel fort qui les lie à leurs propriétaires et à la grande valeur économique de certaines espèces (VELADIANO et *al.*, 2016).

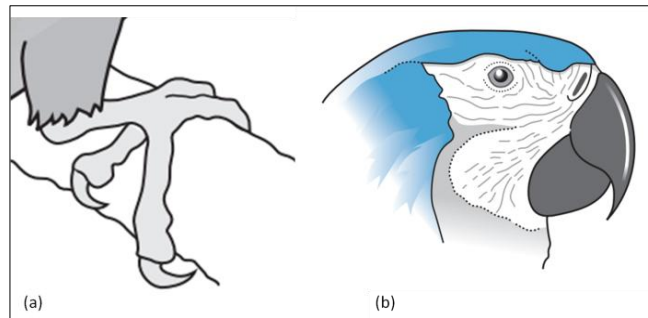
Parmi les oiseaux susceptibles d'être les plus exploités, en particulier les oiseaux chanteurs et les oiseaux d'ornement (ROLDAN-CLARA et *al.*, 2014). Ces oiseaux comprennent au L'ordre des Passeriformes et L'ordre des Psittaciformes.

#### 1.1.1. Passeriformes (LINNAEUS., 1758)

L'ordre des Passeriformes contient entre 5000 et 5700 espèces différentes (SIBLEY et AHLQUIST, 1990; GILL, 2007), avec des poids variant de 4,8 à 1350 g. Les passereaux (oiseaux percheurs ou chanteurs) constituent plus de la moitié des espèces d'oiseaux du monde. Ils représentent un ordre monophylétique diversifié et riche en espèces, composé principalement de petits oiseaux terrestres (GILL, 2007). Les représentants les plus communs des passereaux en captivité sont les canaris, Diamant mandarin (estrildine finches), Chardonneret élégant (goldfinches) (DORRESTEIN, 2009 ; BOSERET et *al.*, 2013).

#### 1.1.2. Psittaciformes (WAGLER., 1830)

L'ordre Psittaciformes contient des perroquets, des aras, des cacatoès et des loris. SIBLEY et AHLQUIST (1990) suggèrent 358 espèces dans 80 genres; d'autres autorités suggèrent des variations mineures à ces chiffres. Les psittaciformes sont couramment désignés par le terme générique «oiseaux psittacidés» (ou psittacidés) et sont très populaires en tant qu'oiseaux de cage ou oiseaux de volière (HARCOURT-BROWN, 2000). Les caractéristiques externe les plus remarquables qui rend toutes les espèces facilement reconnaissables en tant que perroquets sont le bec court et émoussé avec une mandibule supérieure courbée s'emboîtant parfaitement sur une large mandibule inférieure retournée. Le pied zygodactyle avec deux orteils pointés vers l'avant et deux vers l'arrière est également important (Fig.1) (FORSHAW, 2010).



**Fig. 1-**La forme de pied zygodactyle (a) et le bec (b) (ASPIBALL et *al.*, 2015).

## 1.2. Logement des oiseaux

### 1.2.1. Nature

Les oiseaux de cage et de volière sont logés comme leur nom l'indique en cage ou en volière. Dans les deux cas, il s'agit d'enceinte fermée grillagée en totalité ou en partie. La différence réside dans les dimensions des enceintes en question, les volières étant plus grandes que les cages (DEHAY, 2006). Les aviculteurs avertis doivent se rendre compte que le moment où ils décident d'héberger un oiseau, une créature avec un grand besoin de liberté, dans une volière ou une cage, ils doivent prendre pleinement soin de son environnement (SAMOUR, 2016). Selon RITCHIE et *al.*, (1994), si un client a déjà des oiseaux de compagnie, tout nouvel ajout dans le ménage doit être isolé (mis en quarantaine) pendant six à huit semaines. La période de quarantaine a pour objet de laisser suffisamment de temps aux oiseaux nouvellement acquis pour qu'ils présentent des signes cliniques de maladie et d'empêcher la transmission de la maladie à d'autres oiseaux.

### 1.2.2. Types de Logements

#### 1.2.2.1. Volières

Elles ont été utilisées pour la première fois dans les années 70 aux Etats-Unis. Il s'agit d'enceintes grillagées suspendues à quelques dizaines de centimètres du sol. Le fait d'être en hauteur protège les occupants contre les insectes rampants, les rongeurs et les prédateurs (JOHNSON et CLUBB, 1992).

#### 1.2.2.2. Cages

Elle doit faire une taille d'au moins 60/30/30 cm par animal, ne doit pas présenter d'angles aigus et être en un matériel non toxique (pas de plomb ni de zinc). Les cages en



plastique, en bois ou en métal chromé conviennent parfaitement (ROBERT, 2009).

### **1.2.3. Equipements**

Selon DEHAY(2006), les cages et les volières doivent être équipées de mangeoires et d'abreuvoirs, ainsi que de portes, de perchoirs et éventuellement d'un système d'arrosage pour les oiseaux.

#### **1.2.3.1. Mangeoires et abreuvoirs**

Il faut les placer en hauteur afin qu'ils ne soient pas souillés, voire en dehors de la cage. Il faut changer l'eau tous les jours (ROBERT, 2009).

#### **1.2.3.2. Perchoirs**

Le diamètre idéal est fonction du gabarit de l'animal. On en proposera de diamètre différent pour favoriser la gymnastique des doigts et éviter que les points de contact ne soient toujours les mêmes (ROBERT, 2009).

#### **1.2.3.3. Bains et douches**

Un récipient lourd en terre cuite par exemple permettra d'éviter un renversement, si l'eau est trop calcaire, on pourra utiliser de l'eau de pluie (ROBERT, 2009). De nombreux oiseaux apprécient les bains et les douches (PERRY,1994).

D'après ROBERT (2009), tous les accessoires et la cage doivent être lavés régulièrement à l'eau de javel à 10 % (trempage de 30 minutes, rinçage et aération).

## **1.3. Reproduction des oiseaux de cage**

### **1.3.1. Considérations de reproduction**

#### **1.3.1.1. Considérations environnementales**

La zone de reproduction correspond au lieu où les adultes reproducteurs sont logés. Il s'agit de la zone qui tolère le moins de passage d'humains et le moins de mouvements d'oiseaux (SPEER BL, 1999, cité par, DEHAY, 2006). Un environnement propice au bien-être psychologique donne naissance à un oiseau heureux, en bonne santé et reproductivement actif (TULLY, 2009). Il est possible d'avoir plusieurs zones de reproduction dans le même élevage. Un couple d'oiseau est idéalement mis en cage ou en volière séparée en saison de reproduction, sauf pour certaines espèces qui reproduisent mieux en colonie. Tout doit être conçu de façon à minimiser le stress des reproducteurs et maximiser la production (SPEER



BL, 1999, cité par, DEHAY, 2006).

### **1.3.1.2. Considérations de reproducteurs**

- Les informations à noter sur les couples sont: leur période de reproduction, le nombre de couvées, le nombre d'œufs par couvée, le nombre d'œufs clairs, fertiles, éclos, le nombre de jeunes sevrés (DEHAY, 2006).
- Consanguinité: La plupart des éleveurs essayent d'avoir des couples aussi peu consanguins que possible (STYLES, 2002).
- Sélection: Les individus qui s'investissent le plus dans la reproduction seront les plus sélectifs vis-à-vis de leurs partenaires potentiels (GARCIA-FERNANDEZ, 2009). La sélection des reproducteurs est donc un point important pour tout éleveur participant à des concours. Cette sélection se fait sur les qualités de l'oiseau : taille, morphologie, couleur (DEHAY, 2006).
- D'après DEHAY (2006), L'alimentation fournie aux oiseaux en captivité doit être complète et équilibrée pour permettre un état sanitaire et une reproduction optimum. Les femelles en reproduction augmentent très peu leur prise alimentaire lors de la ponte et la couvaison. Pourtant, on estime que les besoins au maximum de l'activité reproductrice sont augmentés jusqu'à 55 % (ROBERT, 2009).

### **1.3.1.3. Considérations saisonniers de reproduction**

#### **1.3.1.3.1. Photopériode**

Même si certains oiseaux se reproduisent toute l'année, la saisonnalité de la reproduction est très marquée chez la plupart des espèces de zones tempérées. Le facteur essentiel intervenant dans le déclenchement du processus de reproduction est la photopériode (LERCH, 2009).

#### **1.3.1.3.2. La température et l'humidité**

La température recommandée en début de reproduction est de l'ordre de 15 °C (ROBERT, 2009). Selon MILLAM JR (1994) cité par, DEHAY (2006), une relation positive entre les pluies et l'activité sexuelle chez des espèces originaires du désert.

Le taux d'humidité doit être maintenu entre 60 et 80 %, un taux assez bas permet de limiter le développement de germes mais une forte humidité est nécessaire lors de l'éclosion (ROBERT, 2009).



Presque tous les oiseaux n'ont qu'une seule saison de reproduction par an, pendant laquelle ils pondent une ou plusieurs fois (CUISIN, 2004, cité par, DEHAY, 2006).

### **1.3.2. Accouplement**

Lorsque les conditions nécessaires sont remplies, le mâle va s'accoupler avec la femelle, cet accouplement est aussi appelé « couchage » (DEHAY, 2006). L'accouplement ou couchage se produit sur les perchoirs ou dans le nid, le mâle monte sur le dos de la femelle et les deux oiseaux positionnent leur croupions pour mettre en contact leurs cloaques (ROBERT, 2009). Afin que l'accouplement se passe dans les meilleures conditions possibles, le couple doit disposer de perchoirs solides et stables (ALDERTON, 2002). Chez les oiseaux, les copulations s'opèrent par un simple contact cloacal de quelques secondes durant lequel le sperme du mâle est transféré chez la femelle (LERCH, 2009). Après copulation, le sperme peut être stocké dans l'appareil génital femelle et peut fertiliser les œufs pendant 8 à 10 jours (ROBERT, 2009).

### **1.3.3. Ponte**

Selon le schéma classique, la ponte intervient après la fertilisation (qui peut avoir lieu plusieurs mois après les accouplements) (LERCH, 2009). 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, cité par, DEHAY, 2006). Les femelles pondent 2 à 3 fois par an en moyenne, les couvées comptent 3 à 6 œufs (ROBERT, 2009).

### **1.3.4. Incubation**

L'incubation est de 14 jours, la sortie du nid survient entre 16 à 20 jours après la naissance (ROBERT, 2009).

#### **1.3.4.1. Incubation naturelle**

La plupart des oiseaux commencent à incuber leurs œufs à partir du deuxième ou du troisième œuf pondu. Le temps d'incubation, de la ponte à l'éclosion, est variable selon les espèces, mais aussi selon les individus d'une même espèce (JOHNSON et CLUBB, 1992).

#### **1.3.4.2. Incubation artificielle**

D'après DEHAY (2006), L'incubation artificielle constitue un des outils les plus efficaces pour augmenter la production d'oiseaux de cage et de volière. Les techniques



d'incubation artificielle utilisées en élevage d'oiseaux de cage et de volière sont inspirées de celles utilisées pour les volailles, mais leur mise au point a nécessité de multiples essais ((JOHNSON et CLUBB, 1992).

### **1.3.5. Eclosion**

À l'issue de l'incubation, a lieu l'éclosion. Chez les oiseaux nidicoles, l'oisillon sort de l'œuf nu ou avec un fin duvet, les yeux fermés, incapable de se nourrir ou de réguler sa température sans l'aide de ses parents. C'est le cas de la plupart des espèces d'oiseaux de cage et de volière (CUISIN, 2004, cité par, DEHAY, 2006).

## **1.4. Les parasites des oiseaux de cage**

Les infections parasitaires sont rarement diagnostiquées chez les oiseaux en cage. Les oiseaux nés en captivité maintenus dans des cages à plancher surélevé ont très peu accès à de nombreux parasites. Cependant, le parasitisme peut être négligé même lorsqu'il est présent en raison de la similitude des signes cliniques avec des maladies d'une autre étiologie ou de la méconnaissance du parasite chez les oiseaux chez le praticien (CLYDE et PATTON, 1996 ; DONELEY, 2009)

### **1.4.1. Protozoaires flagellés**

Les protozoaires avec des flagelles qui résident dans le tractus gastro-intestinal des oiseaux psittacidés comprennent *Trichomonas gallinae*, *Hexamita* et *Giardia spp* (RITCHIE et al., 1994).

#### **1.4.1.1. *Giardia spp***

*Giardia* est un parasite protozoaire commun des petits oiseaux tels que les perruches, les tourteraux et les Calopsittes élégantes. Il a un cycle de vie direct dans lequel le kyste infectieux est excrété dans les matières fécales et reste viable dans les matières organiques pendant plusieurs semaines (CLYDE et PATTON, 1996). La plupart des *Giardia spp* isolées à partir d'oiseaux sont *Giardia ardeae* et *Giardia psittaci* (EVANS, 2011).

#### **1.4.1.2. *Trichomonas gallinae* et espèces apparentées**

*Trichomonas gallinae* est un flagellé parasite qui habite dans les voies digestives et respiratoires supérieures, principalement d'oiseaux columbiformes et psittaciformes. *Tetratrachomonas gallinarum*, *Tritrichomonas eberthi* et *Chilomastix gallinarum*, étroitement apparentés, habitent le ceca de poulets, de dindes et d'oiseaux apparentés (SAMOUR, 2016).



*Tetratrichomonas gallinarum* est rencontré sur toutes les volailles La transmission est directe ou indirecte par des vecteurs animés (insectes, mollusques, vers annélides) ou inanimés (matériels souillés) (GUERIN et al., 2011).

### 1.4.2. Protozoaires Apicomplexes ( Les Coccidia)

Les coccidies rencontrées appartiennent aux genres *Eimeria*, *Isospora*, *Caryospora*, *Cryptosporidium*, *Sarcocystis*, *Toxoplasma* et *Atoxoplasma*, elles sont ingérées sous forme d'oocystes et se développent ensuite le plus souvent dans les intestins et les caecums de leur hôte (Fig.2) (DEHAY, 2006). Les oiseaux sont les hôtes de trois familles de coccidés: les Eimeriidae, les Cryptosporidiidae et les Sarcocystidae (SAMOUR, 2016).

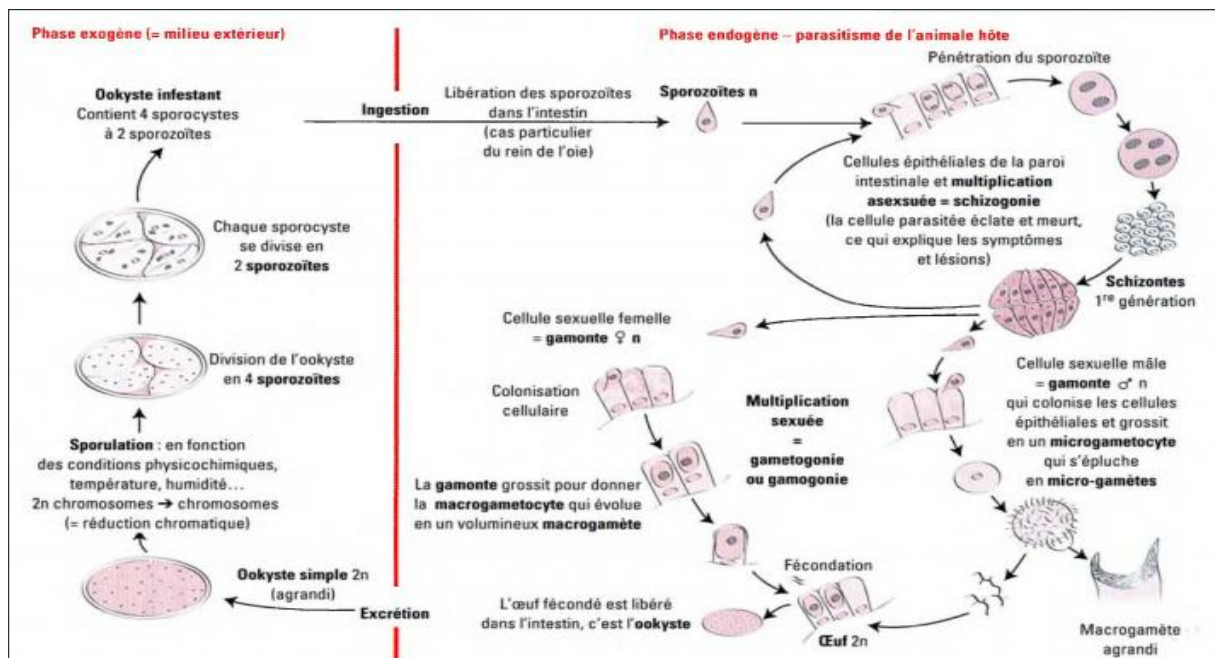


Fig. 2- Cycle biologique d'une coccidie (GUERIN et al., 2011).

#### 1.4.2.1. Eimeriidae ( *Isospora spp* et *Eimeria spp* )

*Eimeria* et *Isospora* ont des cycles de vie directs (RITCHIE et al., 1994). La plupart des espèces d'*Eimeria* (n=68) ont été décrites chez des oiseaux galliformes, tandis que les oiseaux passeriformes présentaient la plus grande variété d'espèces *Isospora* (n=347) (SAMOUR, 2016).

- *Eimeria*: Quatre sporocystes chacun avec deux sporozoïtes.
- *Isospora*: deux sporocystes contenant chacun quatre sporozoïtes.





#### 1.4.2.2. *Cryptosporidiidae* ( *Cryptosporidium spp* )

*Cryptosporidium* se développe intracellulairement à un emplacement extracytoplasmique sur la surface apicale des cellules épithéliales (RITCHIE et al.,1994).Trois espèces aviaires, *Cryptosporidium baileyi*, *C. meleagridis* et *C. galli* sont reconnues et au moins 10 autres génotypes aviaires d'autres espèces de *Cryptosporidium* ont été identifiés chez plus de 30 espèces d'oiseaux. (SAMOUR, 2016). La cryptosporidiose a été documentée chez les Galliformes, les Ansériformes, les Psittaciformes, les autruches, les canaris et les pinsons (RITCHIE et al.,1994). Ce sont des coccidies caractérisées par l'absence de sporocyste :les quatre sporozoïtes sont nus dans l'ookyste (GUERIN et al., 2011).

#### 1.4.2.3. *Sarcocystidae* ( *Sarcocystis falcatula* )

*Sarcocystis falcatula* semble être restreint à l'Amérique du Nord et a été associé avec des décès aigus chez diverses espèces de psittacidés (RITCHIE et al.,1994).Ces parasites protozoaires vivent dans la les muqueuses de l'intestin, où elles se reproduisent sexuellement, ce qui donne des oocystes diplosporocystiques tétrasporozoïques (SAMOUR, 2016).

#### 1.4.2.4. *Atoxoplasma spp*

*Atoxoplasma spp.* peut causer des maladies chez les canaris et autres passériformes. Les adultes sont généralement des porteurs asymptomatiques qui libèrent des oocystes dans les fèces (RITCHIE et al.,1994). L'atoxoplasmose (anciennement Lankesterella) chez les canaris est causée par *Isoospora serini*, un *coccidium* ayant un cycle de vie asexué dans les organes et un cycle sexuel dans la muqueuse intestinale (DORRESTEIN, 2000).

#### 1.4.2.5. *Toxoplasma Gondii*

*Toxoplasma* est un parasite coccidien avec un cycle de vie indirect . *Toxoplasma gondii* est considéré comme un organisme omniprésent avec un large éventail d'hôtes, et pourrait probablement infecter n'importe quel hôte mammifère ou aviaire. Les oocystes produits et transmis dans les excréments de chats infectés seraient la seule source d'infection pour les psittacidés (RITCHIE et al.,1994).

### 1.4.3. Helminthes

Les helminthes parasites peuvent être à l'origine d'une pathologie importante chez leurs hôtes. Nombre d'entre eux sont transmis par le biais du système trophique, de sorte que le régime de l'hôte et l'utilisation de l'habitat jouent un rôle clé dans l'acquisition d'infections ( LEUNG et KOPRIVNIKAR, 2016).





### 1.4.3.1. Trématodes

La plupart des trématodes ou douves ont des cycles de vie complexes qui nécessitent deux hôtes intermédiaires dans lesquels les parasites se développent avant qu'ils ne deviennent infectieux pour l'oiseau (hôte définitif) (COLE et FRIEND, 1999). L'infection des oiseaux par des trématodes nécessite la consommation d'un hôte intermédiaire et est donc rarement observée chez les oiseaux de compagnie. Les cas concernent généralement des psittacidés importés et capturés dans la nature. (BADPARVA et *al.*, 2014)

### 1.4.3.2. Cestodes

Les infections à cestodes sont courantes chez les pinsons insectivores nourris avec des insectes vivants. Les diamants mandarin et les perroquets (*Erythrura psittacea*) sont sujets aux infections graves (JOSEPH, 2003). Il existe de nombreuses espèces de ténias infectant les perroquets, mais les espèces les plus communes sont *Railliettaenia*, *Choanataenia*, *Gastronemia*, *Idiogenes* et *Amoebataenia*. Leur cycle de vie nécessite un hôte intermédiaire (sauterelles, coléoptères, fourmis et mouches à cheval) et peut être complet en 3 à 4 semaines seulement. Les signes cliniques typiques incluent l'anorexie, la perte de poids et la diarrhée (DONELEY, 2009).

### 1.4.3.3. Nématodes

Les nématodes (nématodes) sont communément appelés les vers ronds en raison de leur apparence en coupe transversale (TAYLOR et *al.*, 2016). Les nématodes sont parfois observés chez les oiseaux de compagnie et de volière. Étant donné que la plupart des infections nécessitent l'accès aux œufs de larve, aux hôtes intermédiaires ou aux matières fécales d'autres espèces, les problèmes de nématodes se produisent le plus souvent chez les oiseaux élevés dans des enclos à sol en terre battue. (CLYDE et PATTON, 1996 ; ANDERSON, 2000).

#### 1.4.3.3.1. Ascarids

Les ascarides peuvent causer des maladies graves et souvent mortelles. On les voit le plus souvent chez les psittacidés ayant accès au sol (KAJEROVA et *al.*, 2004).

#### 1.4.3.3.2. *Capillaria spp*

*Capillaria* est un petit nématode. Les adultes présents dans les parois des cultures et dans l'intestin grêle peut provoquer une émaciation, une diarrhée, une entérite hémorragique et la mort (FORYET, 2001).



#### 1.4.3.3.3. *Syngamus Trachea*

Les infections sont rares chez les psittacidés. Lorsqu'ils sont présents, les jeunes oiseaux sont le plus souvent touchés et peuvent présenter des modifications de la voix, de la toux, une dyspnée marquée et des sécrétions trachéales sanglantes (CLYDE et PATTON, 1996).

#### 1.4.4. Arthropodes

Le phylum Arthropoda est constitué de deux groupes principaux qui contiennent des parasites d'oiseaux. Ce sont les arachnides de la sous-classe Acari (tiques et acariens) et Mandibulata de la classe des insectes. La plupart des arthropodes sont des ectoparasites (SAMOUR, 2016). Presque toutes les espèces d'oiseaux captifs souffrent d'infestation par les ectoparasites (LOYE et CARROL, 1998).

Pou rouge (*Dermanyssus gallinae*) est un acarien suceur de sang qui peut causer une mortalité grave chez les oisillons ainsi que chez les oiseaux adultes. Le signe clinique commun chez les patients atteints est l'anémie (DORRESTEIN, 2000).

#### 1.4.5. Parasites de sang (hémoparasites)

Les hémoparasites reconnus dans le sang des oiseaux incluent: *Atoxoplasma spp*, *Babesia spp*, *Haemoproteus spp*, *Hepatozoon spp*, *Leukocytozoon spp*, *Trypanosoma spp*, *Plasmodium spp* et les microfilaires ( CLARK et *al.*, 2009). Ces parasites sont couramment observés chez les oiseaux capturés dans la nature, mais sont souvent non pathogènes. Chez les oiseaux en cage nés en captivité, les hémoparasites aviaires sont rares (CLYDE et PATTON, 1996).

## CHAPITRE 2

---





## Chapitre 2 : Matériel et Méthodes

Dans ce chapitre, le choix et la description des stations d'étude, puis sont développées les méthodes d'échantillonnage et suivies par les méthodes utilisées au laboratoire. Par la suite nous exposons l'exploitation des résultats par les indices écologiques et parasitaires.

### 2.1. Présentation de zone d'étude

La wilaya de Djelfa, localisée en plein cœur de l'espace steppique, elle constitue une zone de transition entre les hautes plaines steppiques de l'Atlas Tellien et les débuts désertiques de l'Atlas Saharien. Elle est limitée par : la wilaya de Médéa au Nord, la wilaya de M'sila au Nord-Est, la wilaya de Tiaret au Nord-Ouest, à l'Est par la wilaya de Biskra, au Sud-Ouest par la wilaya de Laghouat et au Sud-Est par la wilaya de Ouargla. Leurs coordonnées géographiques extrêmes suivantes : 33° et 35° de latitude Nord et 2° et 5° de longitude Est (Fig.3).

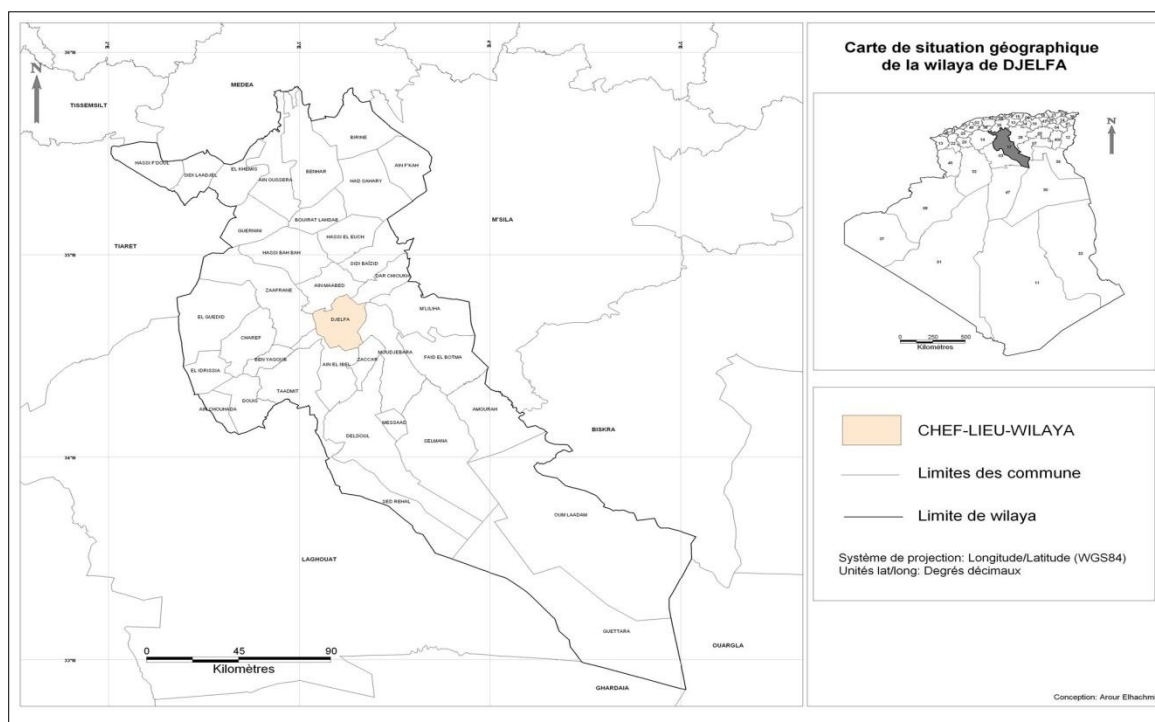


Fig. 3- Situation géographique de la région de Djelfa (A.N.D.I, 2013).

### 2.2. Choix et description des stations d'étude

Après des enquêtes exécutées lors de nos sorties de prospection sur le terrain, le choix des stations d'étude s'est basé sur l'accessibilité à la station, la disponibilité des modèles biologiques et leurs indices. Les données proviennent de quatre sites « oiselleries ». Parmi ces quatre, trois sont des avicultures et l'un est un vendeur.



Les oiselleries sont situées dans un milieu urbain( Fig.4, Fig.5, Fig.6, Fig.7), les aviculteurs sont désireux de fournir les conditions nécessaires aux élevage des oiseaux.



**Fig. 4-** Site d'étude " aviculture 1"(originale, 2019).



**Fig. 5-** Site d'étude 2" aviculture2" (originale, 2019).





**Fig. 6-** Site d'étude 3" aviculture 3"(originale, 2019).



**Fig. 7-** Site d'étude 4 vendeur"(originale, 2019).

### 2.3. Caractéristiques des stations d'étude

Dans ce qui va suivre sont présentées les caractéristiques des sites d'étude : nutrition et condition de l'ambiance.



### 2.3.1. Nutrition

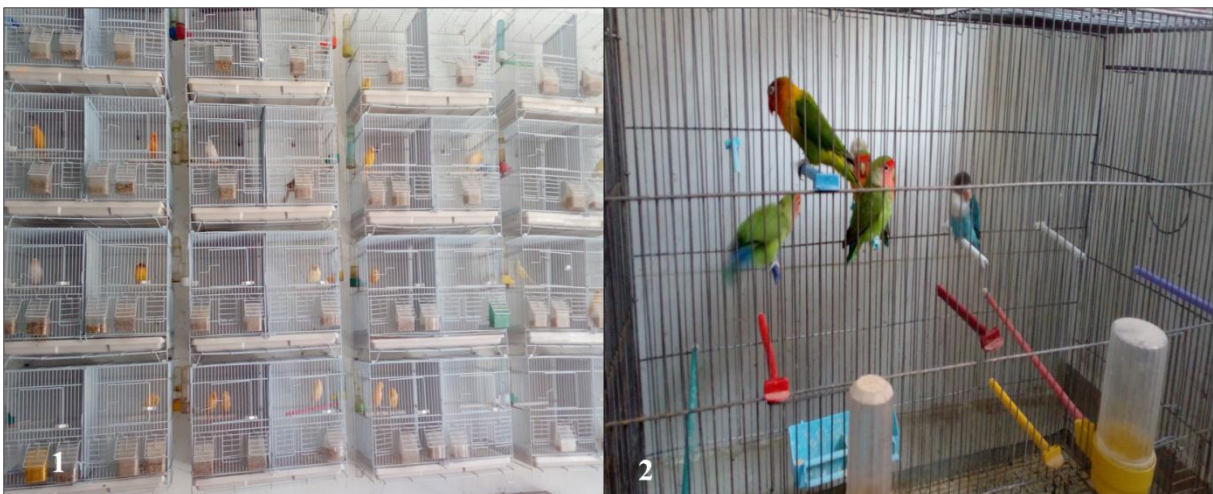
L'alimentation d'un oiseau est l'un des facteurs les plus importants pour sa santé. Donc les éleveurs des oiselleries adoptent, une alimentation de base en granulés ou en graines est recommandée et doit être administrée à volonté. Les régimes à granulés sont fabriqués selon deux procédés: lié et extrudé (Fig.8 ). En plus d'autres sources de protéines (sont le soja, les cacahuètes, les graines de tournesol, le millet, les lentilles, l'orge, les pois, l'avoine, le blé, l'alfalfa, le riz et le maïs), sources d'énergies ( les céréales) et des vitamines.



**Fig. 8-** Les grains utilisé dans l'alimentation des oiseaux de cage (**originale, 2019**).

### 2.3.2. Conditions de l'ambiance

Les oiseaux dans les 4 stations d'étude sont logés dans des cages grillagées et équipées (mangeoires, abreuvoirs...). Ces cages peuvent chacune être séparées en deux à quatre sections grâce à des parois amovibles (Fig.9). Elle sont soumis aux conditions climatiques (température, humidité et lumière) normales, ambiantes et favorables pour leur vie.



**Fig. 9-** Les types de cage utilisée chez les stations d'études (1, 2) (**originale, 2019**).





## 2.4. Méthodes de collectes les échantillons

Les échantillons ont été collectés au cours de cinq mois (de février à juin 2019), chez Un total de 274 oiseaux de cage comprenant 137 canari, 58 chardonneret élégant, 32 inséparable, 22 Perruche, 17 Diamant mandarin, 5 perroquet et 3 callopsitte (Annexe 01). Seuls les oiseaux adultes ont été considérés pour l'analyse. Parce que les oisillons sont plus sujets à l'anxiété qui affecte leur santé et peut parfois entraîner leur mort. C'est pourquoi les éleveurs de ces oiseaux ne nous ont pas permis de les approcher.

### 2.4.1. Méthode de collecte des fientes

Les propriétaires de petits animaux doivent être informés qu'ils doivent collecter au moins plusieurs grammes de matières fécales immédiatement après avoir observé la défécation (ZAJAC et CONBOY, 2012). Pour cette raison, nous avons placé une papier plastique au fond de la cage contenant un seul individu.

Selon FOREYT (2001), Chaque échantillon a été déposé dans un pot stérile, pour chaque pot nous portons les informations suivants : date de récolte, l'espèce hôte, le sexe et l'âge de l'espèce hôte et le site de récolte (Fig.10).

Les excréments sont conservés pendant 24 heures dans le réfrigérateur du laboratoire à 4 ° C dans des boîtes de coprologie jusqu'à leur traitement, d'autres échantillons ont été conservé dans des pots stériles contenant le bichromate de potassium (25%) (ZAJAC et CONBOY, 2012).



Fig. 10- Le matériel utilisé pour collecte les fientes (originale, 2019).





Le tableau suivant présente le nombre de sorties au cours de la période de notre étude , il

Nombre de sortie	Station 01	Station 02	Station 03	Station 04	Date de collectes
1	8	13	5	3	17/02/2019
2	5	12	10	4	07/03/2019
3	7	8	10	5	30/03/2019
4	7	13	6	4	17/04/2019
5	10	9	16	5	30/05/2019
6	9	16	11	4	09/06/2019

montre le nombre des échantillons prélevés de 4 stations d'étude à chaque sortie avec leur date de collecte.

**Tab. 1-** Calendrier de collecte des fientes et nombre des échantillons.

#### 2.4.2. Méthode de collecte les ectoparasites

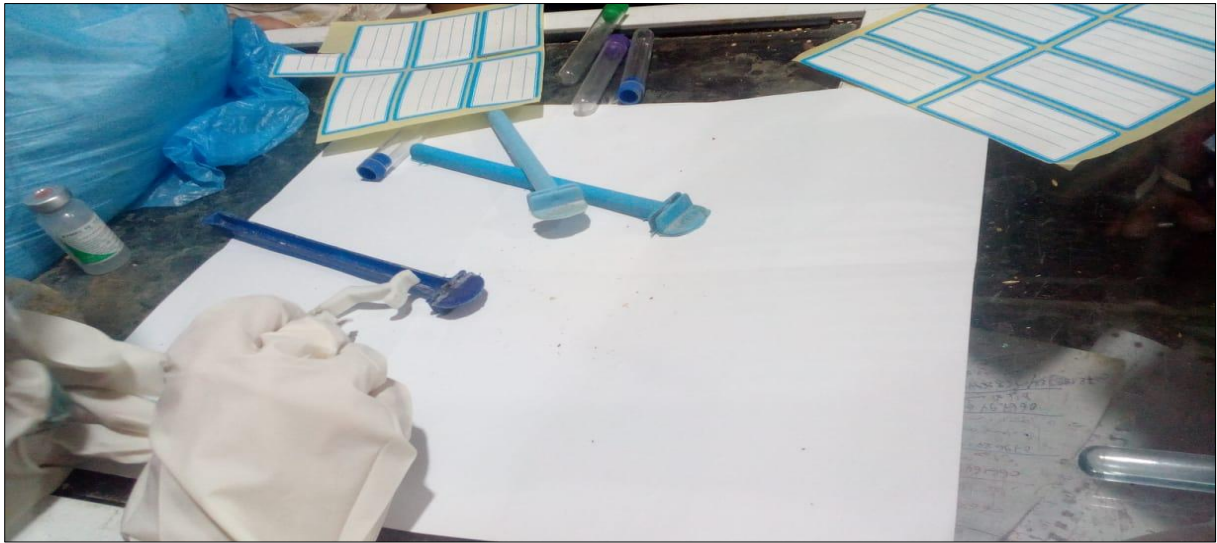
D'après SAMOUR (2016), certains éleveurs couvrent les cages avec un chiffon blanc la nuit et examinent-le le matin pour détecter la présence des ectoparasites.

Le soir, nous avons placé des papiers hygiéniques dans chaque cage qui déjà contient un seul oiseau, le lendemain matin nous récoltons les ectoparasites qu'on trouve sur les papiers. Ensuite ont été conservés dans des tubes secs contient de l'alcool à 70% (FOREYT, 2001). En plus , on a contrôlé les cages et leurs accessoires (mangeoires, abreuvoirs, perchoirs...) et on récupère tout ce qu'on trouve et nous avons les conservés dans de l'alcool à 70% (Fig. 11) jusqu'à l'examen des parasites.

Le tableau ci-dessous indique le nombre de sorties et des individus des ectoparasites que nous avons collecté dans le site 3.

**Tab. 2-** Calendrier de collecte des ectoparasites et nombre des échantillons.

Nombre de sortie	Date de prélèvement	Site 03
1	26/02/2019	11
2	26/03/2019	10
3	16/04/2019	11
4	04/05/2019	10



**Fig. 11-** Contrôler les cages et ses accessoires (**originale,2019**).

### 2.4.3. Méthode de prélèvement sanguin

Le sang était obtenu sur le terrain, le prélèvement sanguin est effectué à l'aide d'une seringue (Fig. 12), puis déposé sur une lame de verre propre et étalé dans une monocouche à l'aide d'une seconde lame. Les lames ont été séchées à l'air avant d'être expédiées au laboratoire (SAVAGE et *al.*, 2009, BAHRAMI et *al.*, 2012 et BENDJOURI et *al.*, 2018).

Chaque échantillon a été déposé dans un boîte de Pétri, pour chaque boîtes nous portons les informations suivants : date de prélèvement, l'espèce hôte, le sexe et l'âge de l'espèce hôte et le site.



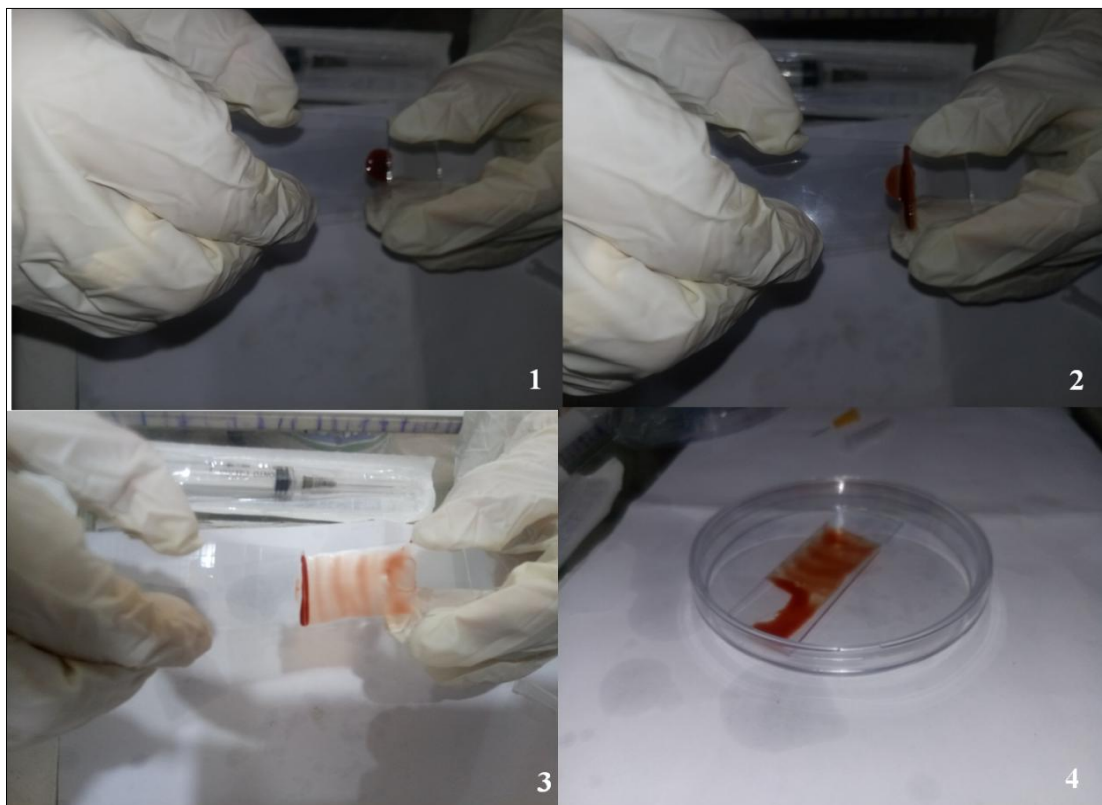


**Fig. 12-** La prélèvement de sang d'une perruche (**originale, 2019**).

Le tableau suivant présente le calendrier des sorties et des prélèvements sanguins dans le site 3 où son aviculteur est le seul qui nous ont permis de travailler sur le sang de ses oiseaux.

**Tab. 3-** Calendrier des sorties ( site 03) et des prélèvements sanguin.

Nombre de sortie	Date de prélèvement	Site 03
1	14/03/2019	1
2	17/03/2019	1
3	19/03/2019	4
4	27/03/2019	4
5	21/04/2019	8
6	22/04/2019	4
7	15/05/2019	10



**Fig. 13-** Les étapes de préparation des lames de sang sur place (1, 2, 3, 4) (**originale, 2019**).



## 2.5. Méthodes d'analyses parasitologiques

### 2.5.1. Méthodes d'analyses coprologiques

#### 2.5.1.1. Méthode directe

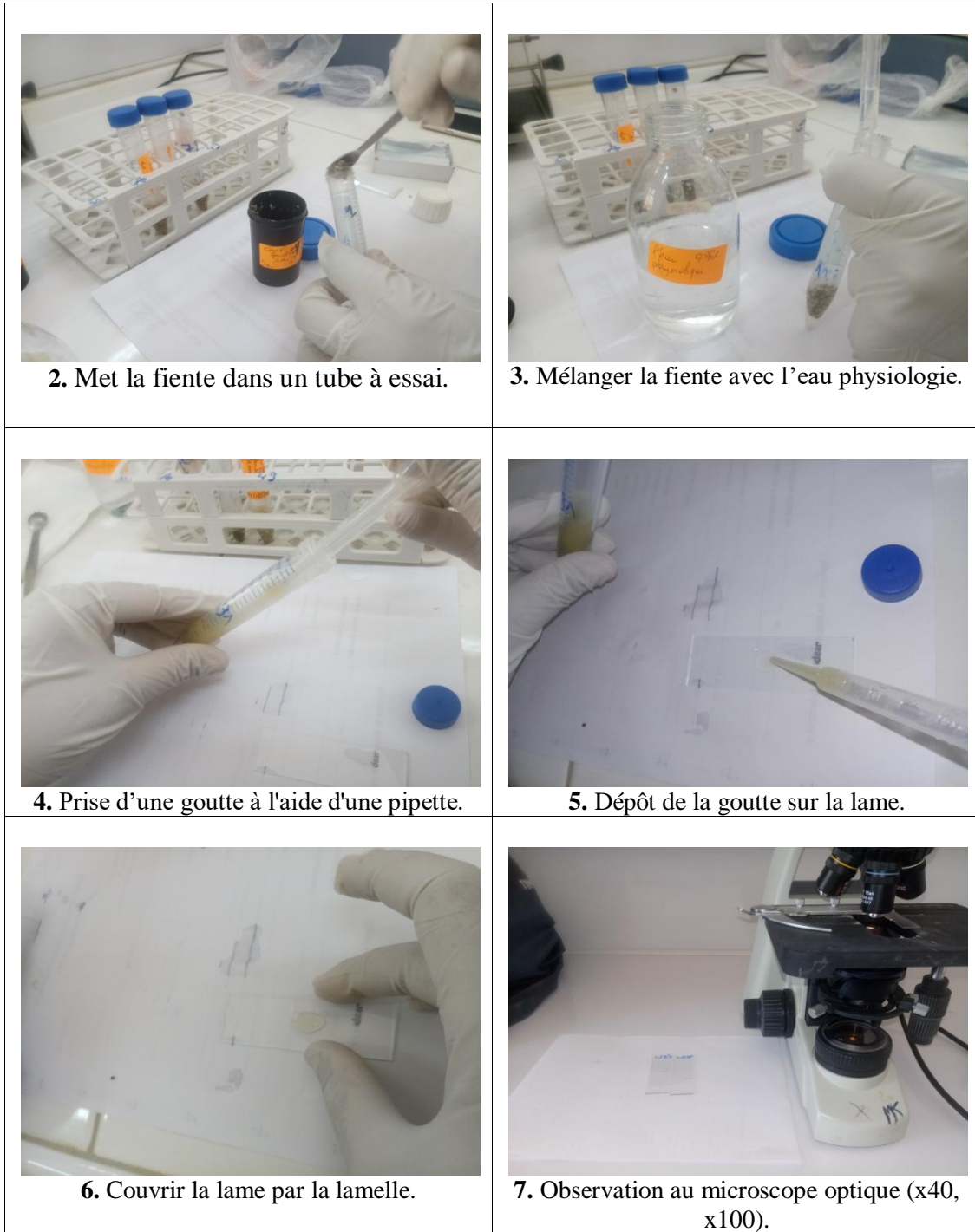
La méthode directe est préparé en mélangeant une petite quantité de selles (environ 2 mg) avec une goutte de NaCl à 0,85%, le montage direct est principalement utilisé pour détecter les trophozoïtes mobiles protozoaires (GARCIA, 2007). Il est possible de détecter la plupart des œufs ou des larves par cette méthode, mais en raison du petit nombre de matières fécales utilisées, il est possible que des infections relativement lourdes ne soient détectées (TAYLOR et *al.*, 2016). Pour appliquer la méthode directe, on a opté pour les matériels suivants (Fig. 14):

- Eau physiologique (0.85%)
- Boîtes à coprologie
- Tubes à essai
- Portoir
- Pipettes
- Spatule
- Lames et lamelles
- Microscope optique

On commence par un prélèvement d'une quantité de fiente à l'aide d'une spatule. On met la fiente dans un tube à essai avec de l'eau physiologique, puis on agite le mélange bien. Ensuite on prend une goutte de ce mélange qu'on étale sur une lame recouverte avec une lamelle. Après on fait la lecture du résultat obtenu à l'aide d'un microscope optique à grossissement  $\times 40$  et  $\times 100$  ( Fig. 15).



**Fig. 14-** Matériels utilisé pour la méthode direct ( **originale, 2019**).



**Fig. 15-**Les étapes de la méthode direct (originale, 2019).



### 2.5.1.2. Méthode de flottaison

La technique la plus couramment utilisée en médecine vétérinaire pour l'examen des matières fécales est le test de flottation fécale. Cette procédure concentre les œufs et les kystes de parasites et élimine les débris. La flottation fécale est basée sur le principe que le matériel parasite présent dans les matières fécales est moins dense que le milieu de flottation fluide et flotte donc au-dessus du conteneur, où il peut être collecté pour une évaluation microscopique. Les tests de flottation sont faciles et peu coûteux à réaliser, mais dans les pratiques achalandées, le choix de la solution de flottation et de la procédure de test ne reçoit souvent que peu d'attention, malgré l'effet considérable que ces choix peuvent avoir sur la sensibilité des examens de flottation (ZAJAC et CONBOY, 2012). La figure 16 montre l'ensemble des matériels utilisés :

- Boîtes à coprologie
- Spatule
- Verre de montre
- Balance
- Na Cl ( d= 1.2)
- Mortier et pilon
- Éprouvette graduée
- Passoire
- Bécher
- Tubes à essai
- Portoir
- Lames et lamelles
- Microscope optique





**Fig. 16-** Matériel utilisé pour la méthode de flottaison (**originale, 2019**).

On calcule le volume de Na Cl correspondant au poids de l'échantillon coprologique selon la règle suivante : 5g de selles/75 ml de Na Cl. Peser 5g de fientes pour la broyer avec la solution aqueuse de Chlorure du sodium Na Cl (400g dans un 1000 ml;  $d=1.18- 1.2$ ) (FOREYT, 2001). Le mélange obtenu est versé dans un tube jusqu'à la limite supérieure. On place alors délicatement une lamelle qui doit recouvrir tout le tube sans bulle d'air. Après 15min on retire la lamelle qui est déposée sur une lame (ROUSSET, 1993). A la fin on fait la lecture du résultat obtenu à l'aide d'un microscope optique à grossissement  $\times 40$  et  $\times 100$  (Fig. 17).



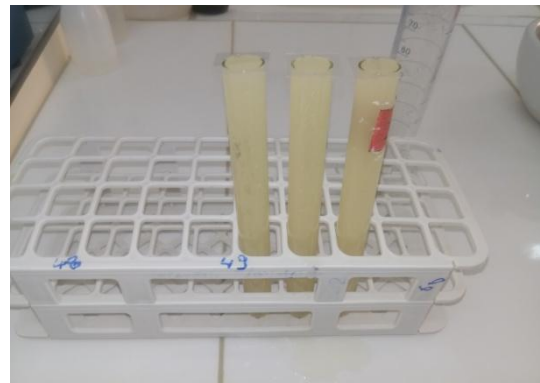
2. peser 5g de fiente et la mettre sur la mortier.



3. broyer la quantité de fiente avec la solution (Na Cl).



4. Filtration.



5. Versement dans les tubes et dépôt des lamelles.



6. Déposer la lamelle sur la lame.



7. Observation au microscope optique (x40, x100).

**Fig. 17-** Les étapes de la méthode de flottaison ( originale, 2019).





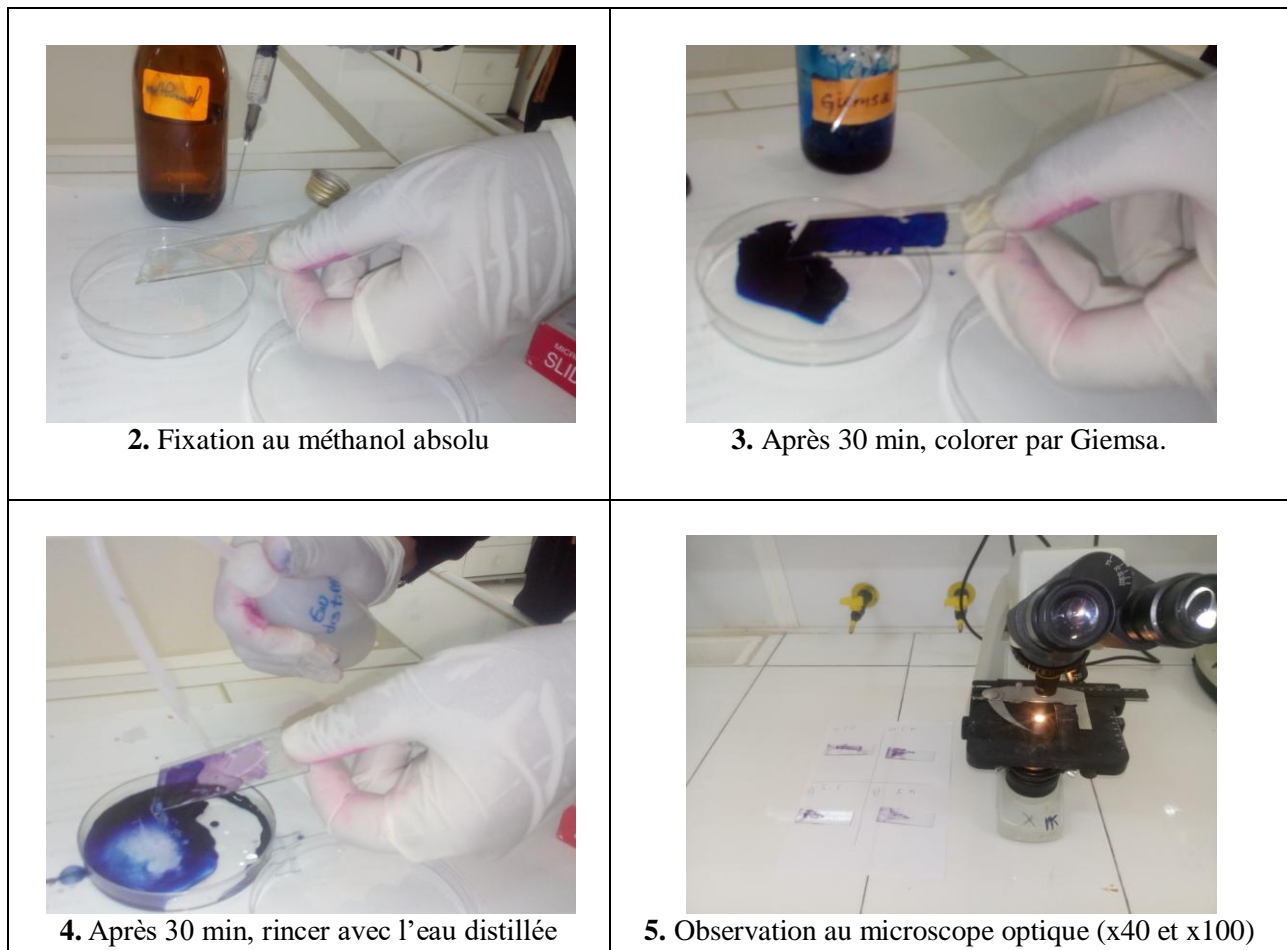
### 2.5.2. Examen microscopique de sang (Giemsa)

À leur arrivée au laboratoire, les lames non transformées ont été fixées dans du méthanol pendant 30 min et séchées à l'air. Ensuite, les lames ont été colorées dans du Giemsa à 10% pendant 30 min, rincées avec l'eau distillée et séchées à l'air (GARCIA, 2007 ; SAVAGE et al, 2009). Les matériels utilisés et les étapes d'examen sont présentés par les figures ci-dessous (18 et 19):

- Lame de sang
- Pipette
- Méthanol absolu
- Giemsa (10%)
- L'eau distillé
- Pissette
- Microscope optique



**Fig. 18-** Matériels utilisé à l'examen microscopique de sang (originale, 2019).



**Fig. 19-** Les étapes de l'examen microscopique de sang (Giemsa) (originale, 2019).

### 2.5.3. Méthode d'identification des parasites des oiseaux de cage

L'identification des endoparasites est faite à l'aide d'un microscope optique et des clés ZAJAC et CONBOY., (2012), RASKOVA et WAGNEROVA., (2013), JACOBS et *al.*, (2016), TAYLOR et *al.*, (2016) et MEHLHORN., (2016).

Les identifications morphologiques ont été faites à l'aide d'une loupe binoculaire et à l'aide de clé celle de WALKER et *al.*, (2003).

## 2.6. Exploitation des résultats par les indices écologiques

### 2.6.1. Richesse totale (S)

La richesse totale (S) d'une biocénose correspond à la totalité des espèces qui la composent (RAMADE, 2003).



### 2.6.2. Abondance relative des espèces ectoparasites

L'abondance relative pour une espèce donnée, c'est le nombre d'individus de cette espèce exprimé en pourcentage par rapport au nombre total d'individus de toutes les espèces présentes dans le site considéré (RAHERILALAO, 2001).

L'abondance relative est donnée par la formule suivante :

$$\text{A.R. \%} = \text{ni} * 100 / \text{N}$$

A.R. % : Abondance relative exprimée en %

## 2.7. Exploitation des résultats par les indices parasitaires

Nous avons calculé la prévalence chez les espèces d'oiseaux ainsi que l'intensité moyennes des parasites trouvés chez les individus.

### 2.7.1. Prévalence (P)

C'est le rapport en pourcentage du nombre d'hôtes infestés (N) par une espèce donnée de parasites sur le nombre d'oiseaux examinés (H) :  $P (\%) = N/H * 100$  (MARGOLIS et *al.*, 1982).

N : nombre d'hôte infesté par une espèce donnée de parasite.

H : nombre d'hôtes examinés.

Selon VALTONEN et *al.*, (1997), on distingue les catégories suivants :

- Espèce dominante : Prévalence > 50%,
- Espèce satellite : 10% < Prévalence < 50%,
- Espèce rare : Prévalence < 10%.

### 2.7.2. Intensité Parasitaire Moyenne (I)

Elle correspond au rapport du nombre total d'individus d'une espèce parasite (n) dans un échantillon d'hôtes sur le nombre d'hôtes infestés (N) dans l'échantillon. C'est donc le nombre moyen d'individus d'une espèce parasite par hôte parasité dans l'échantillon :  $I = n/N$  (MARGOLIS et *al.*, 1982).

Pour les intensités parasitaires moyennes (I), la classification adoptée est celle de BILONGBILONG et NJINE (1998) :



- $I < 10$  : intensité parasitaire moyenne très faible,
- $10 < I < 50$  : intensité parasitaire moyenne faible,
- $50 < I < 100$  : intensité parasitaire moyenne,
- $I > 100$  : intensité parasitaire moyenne élevée.

## CHAPITRE 03

---





### Chapitre 03 : Résultats

Ce chapitre porte les résultats des parasites gastro-intestinaux, les ectoparasites et les parasites de sang des oiseaux de cage au niveau des quatre stations d'étude. Ils sont exploités par l'abondance relative, taux d'infestation et la prévalence.

#### 3.1. Résultats des endoparasites des oiseaux de cage

##### 3.1.1. Richesse totale des endoparasites trouvés dans les fientes

Les espèces des endoparasites trouvés dans les fientes chez les oiseaux de cage sont mentionnées dans le tableau (Tab.4 et Tab.5).

**Tab. 4-** Liste des espèces endoparasites des oiseaux de cage trouvés par le technique de flottaison et la méthode directe (+ : présence ; - : absence).

Sites Espèce	Djelfa			
	Aviculture 1	Aviculture 2	Aviculture 3	Commerçant
<i>Eimeria sp</i> (oocystes)	+	+	+	+
<i>Isospora sp</i> (oocystes)	+	+	+	+
<i>Balantidium sp</i>	+	+	+	-
<i>Enatmoeba sp</i>	-	-	+	-
<i>Endolimax sp</i>	-	-	+	-
<i>Strongyloides spp</i>	+	+	+	+
<i>Trichostrongylus sp</i>	-	+	-	-
<i>Moniezia spp</i>	-	-	+	-

Selon le tableau 4, 8 espèces sont recensées, l'aviculture 1 est parasité par 4 espèces : *Eimeria spp*, *Isospora spp* et *Balantidium sp*. Dans l'aviculture 2, il y a 5 espèces : *Eimeria spp*, *Isospora spp*, *Balantidium sp*, *Strongyloides spp* et *Trichostrongylus sp*. Pour l'aviculture 3, le nombre d'espèces trouvées est de 6 : *Eimeria spp*, *Isospora spp*, *Balantidium sp*, *Endolimax sp*, *Enatmoeba sp*, *Strongyloides spp* et *Moniezia spp*. Par ailleurs chez les oiseaux du vendeur, nous avons recensés 3 espèces : *Eimeria spp*, *Isospora spp* et *Strongyloides spp*.

**Tab. 5-** Taxonomie des endoparasites retrouvés dans les fientes des oiseaux de cage.

Phylum	Classe	Ordre	Famille	Espèce
Apicomplexa	Coccidia	Eimeriida	Eimeriidae	<i>Eimeria spp</i>
				<i>Isospora spp</i>
Ciliophora	Litostmatea	Vestibuliferida	Balantidiidae	<i>Balantidium sp</i>
Amoebozoa	Lobosea	Amoebida	Endamoebidae	<i>Enatmoeba sp</i>
	Archamoebae		Endolimacidae	<i>Endolimax sp</i>
Nematoda	Secernentea	Rhabditida	Strongyloididae	<i>Strongyloides spp</i>
			Trichostrongylidae	<i>Trichostrongylus sp</i>
Platyhelminthes	Cestoda	Cyclophyllidea	Anoplocephalidae	<i>Moniezia spp</i>

### 3.1.2. Prévalence totale de parasitisme des endoparasites des oiseaux de cage examinée

Le tableau ci-dessous englobe les valeurs de prévalence des espèces endoparasites recensées dans les fientes des oiseaux de cage dans les quatre stations d'étude de la région de Djelfa.

**Tab. 6-** Prévalence des espèces endoparasites recensées dans les fientes des oiseaux de cage examinée (H1 : Hôte examiné ; H2 : Hôte infesté ; P : Prévalence).

Sites Espèce	Djelfa											
	Aviculture 1			Aviculture 2			Aviculture 3			Aviculture 4		
	H1	H2	P%	H1	H2	P%	H1	H2	P%	H1	H2	P%
<i>Eimeria spp</i>	46	1	2.17	71	3	5.63	58	1	1.72	25	4	16
<i>Isospora spp</i>	46	7	15.21	71	13	18.3	58	5	8.62	25	5	20
<i>Balantidium sp</i>	46	2	4.44	71	3	4.22	58	4	6.89	25	0	0
<i>Enatmoeba sp</i>	46	0	0	71	0	0	58	1	1.72	25	0	0
<i>Endolimax sp</i>	46	0	0	71	0	0	58	1	1.72	25	0	0
<i>Strongyloides spp</i>	46	1	2.17	71	1	1.4	58	3	5.17	25	1	4
<i>Trichostrongylus sp</i>	46	0	0	71	1	1.4	58	0	0	25	0	0

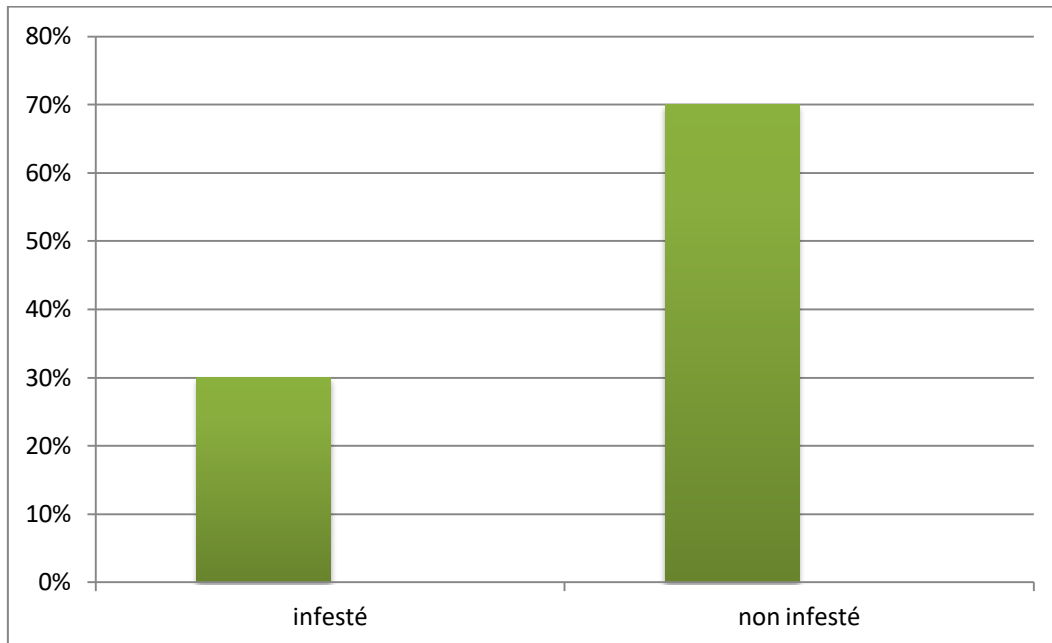




<i>Moniezia spp</i>	46	0	0	71	0	0	58	2	3.44	25	0	0
---------------------	----	---	---	----	---	---	----	---	------	----	---	---

### 3.1.3. Taux d'infestation globale chez les oiseaux de cage prélevés

Sur les 200 échantillons des fientes prélevés durant la période d'expérimentation, 60 cas ont été infestés par les différents endoparasites avec un taux d'infestation de 30%.



**Fig. 20-** Fréquence d'isolement des endoparasites chez les oiseaux de cage examinés

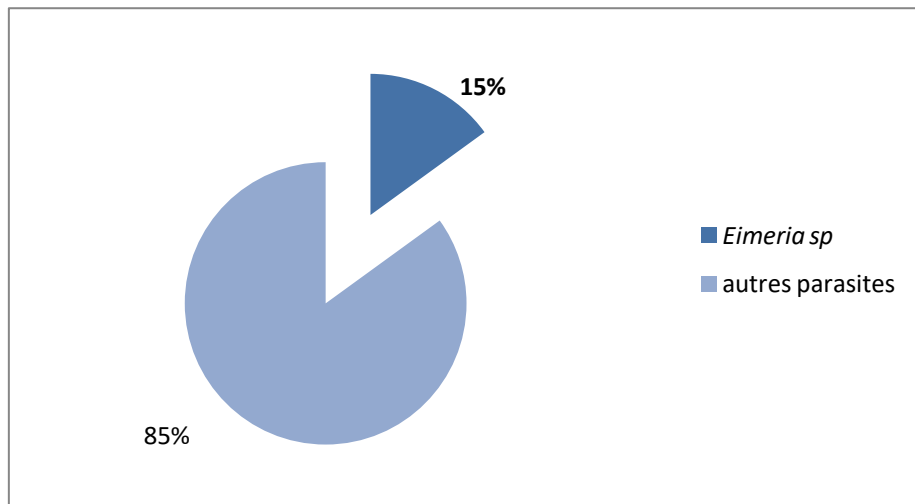
### 3.1.4. Taux d'infestation pour chaque parasite isolé

#### 3.1.4.1. Oocystes d'*Eimeria spp*

Les oocystes d'*Eimeria spp* (Fig.21) ont été retrouvés chez 9 oiseaux de cage avec un taux d'infestation de 15% (Fig.22).



**Fig. 21-** Oocystes d' *Eimeria sp* non sporulé observé par la méthode directe chez un chardonneret élégant (grossissement x40) (**originale**).



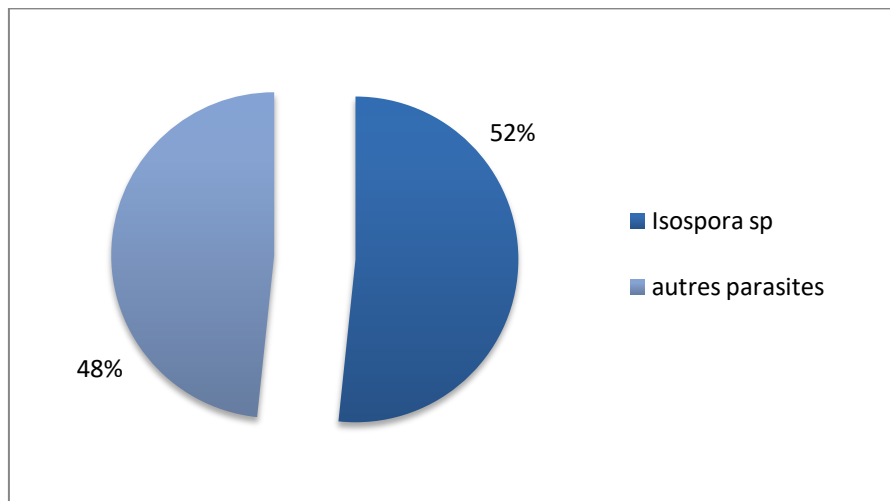
**Fig. 22-** Taux d'infestation par *Eimeria spp.*

#### 3.1.4.2. Oocystes d'*Isoospora spp*

Les Oocystes d'*Isoospora spp* (Fig.23) ont été retrouvés chez 31 oiseaux de cage avec un taux d'infestation 51, 67% (Fig.24).



**Fig. 23-** Oocyste d' *Isospora sp* observé par la méthode direct cher un chardonneret élégant (grossissement x40) (**originale**).



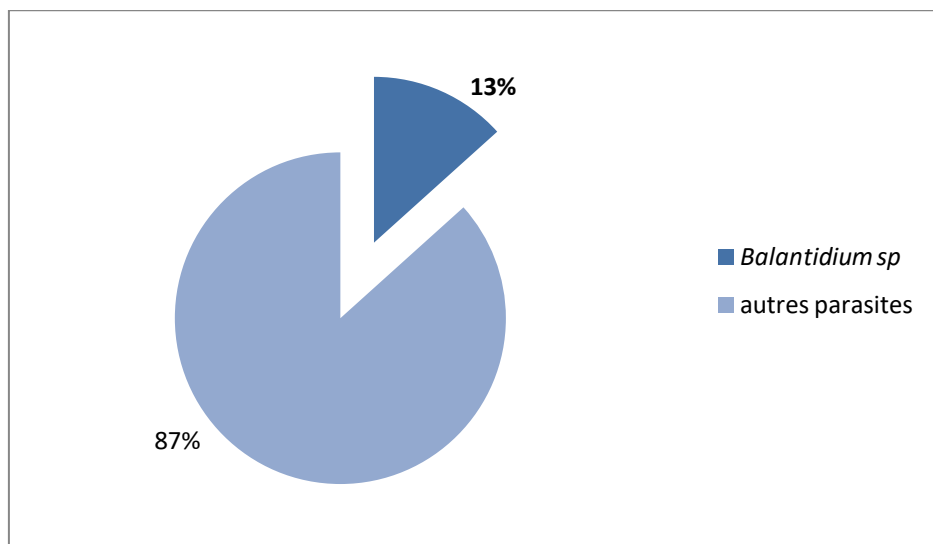
**Fig. 24-**Taux d'infestation par *Isospora spp.*

#### 3.1.4.3. *Balantidium sp*

Le taux d'infestation des oiseaux de cage examinés par *Balantidium sp* est 13,33%. (Fig.25 et Fig.26).



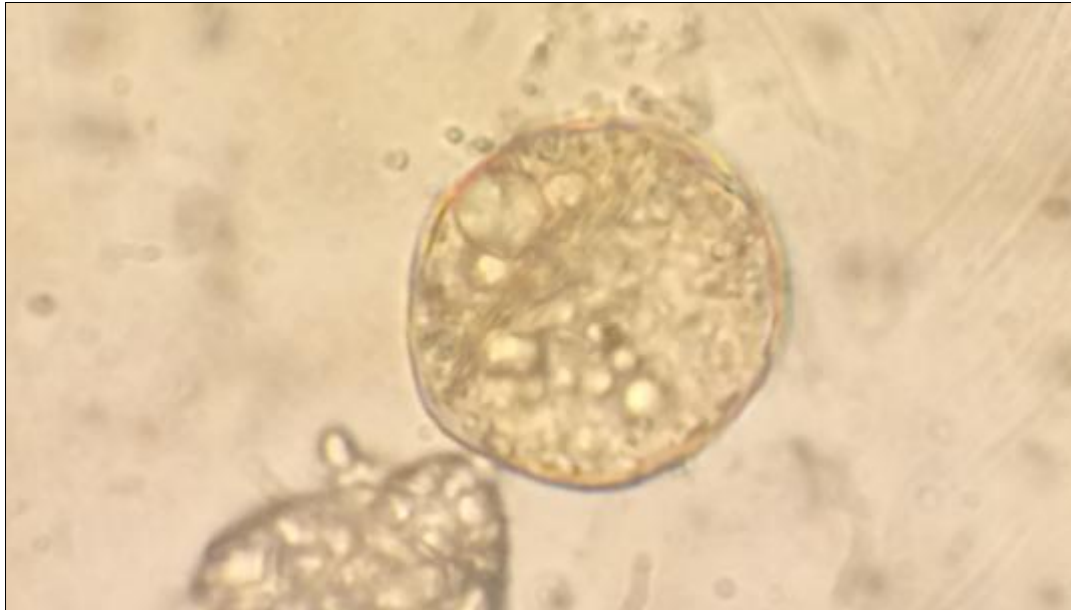
**Fig. 25-** *Balantidium sp* cyst observé par la méthode directe chez un diamant mandarin (grossissement x40) (**originale**).



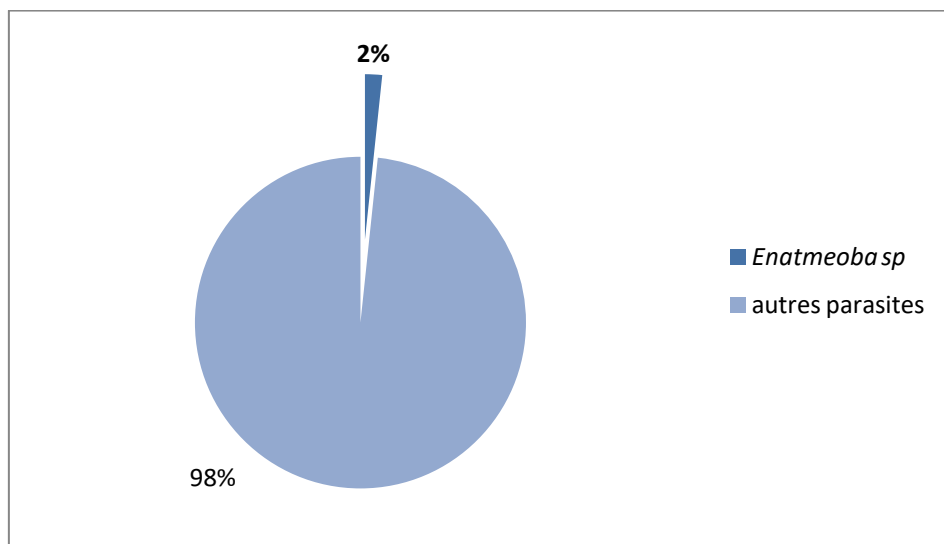
**Fig. 26-** Taux d'infestation par *Balantidium sp*.

#### 3.1.4.4. *Enatmoeba sp*

Un taux d'infestation de 1,67% est enregistré pour *Enatmoeba sp* observé chez un seul individu (Fig.27 et Fig.28).



**Fig. 27-** *Entamoeba sp* observé par la technique de flottaison (grossissement x100) (originale).



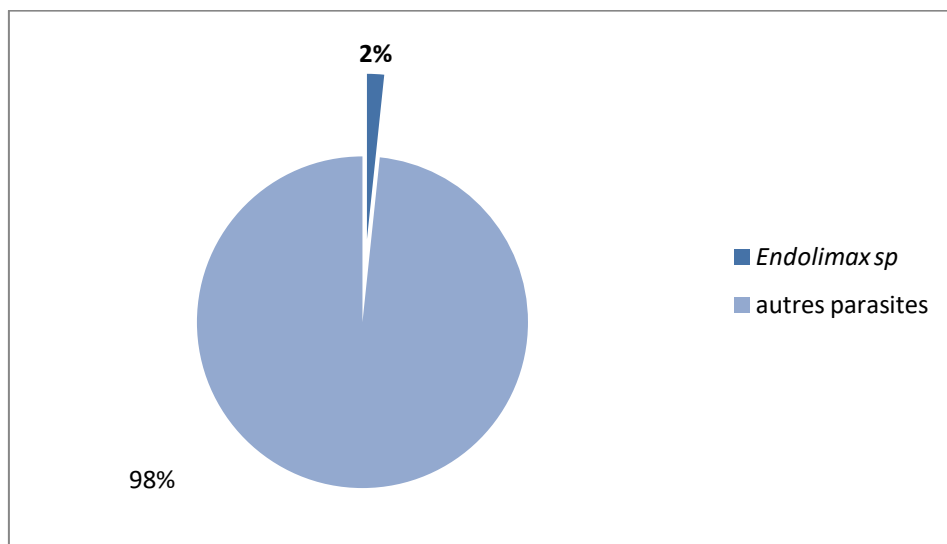
**Fig. 28-**Taux d'infestation par *Entamoeba sp*.

#### 3.1.4.5. *Endolimax sp*

Le trophozoite d'*Endolimax sp* a été observé dans un seul prélèvement dans les fientes de perroquet avec un taux d'infestation de 1,67%.



**Fig. 29-** *Endolimax sp* observé par la méthode directe (Grossissement x100) (**originale**).



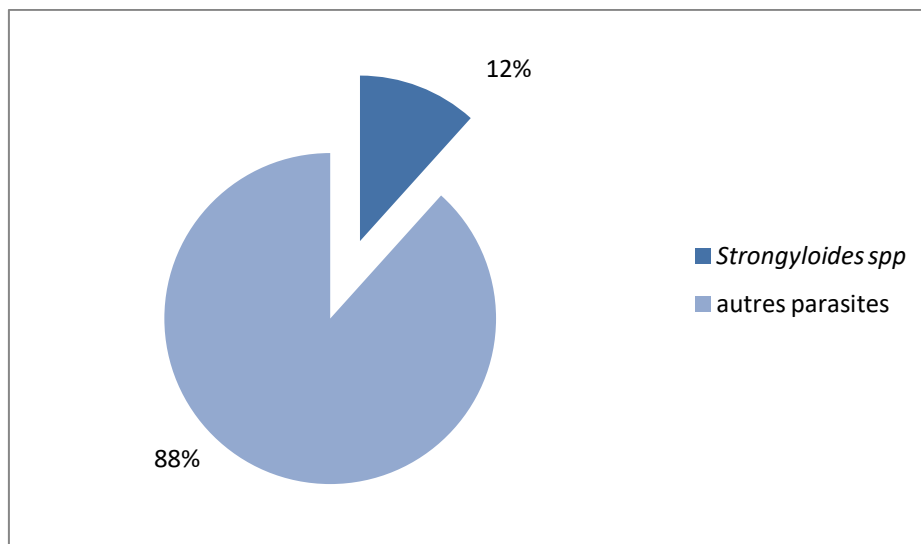
**Fig. 30-** Taux d'infestation d' *Endolimax sp*.

#### 3.1.4.6. *Strongyloides spp*

Parmi les 200 prélèvements des fientes, les œufs de *Strongyloides spp* ont été observés dans 7 prélèvements avec un taux d'infestation de 11, 67%.



**Fig. 31-** Œuf de *Strongyloides sp* observée par la technique de flottaison  
(Grossissement x100) (**originale**).



**Fig. 32-** Taux d'infestation par des œufs de *Strongyloides spp*.

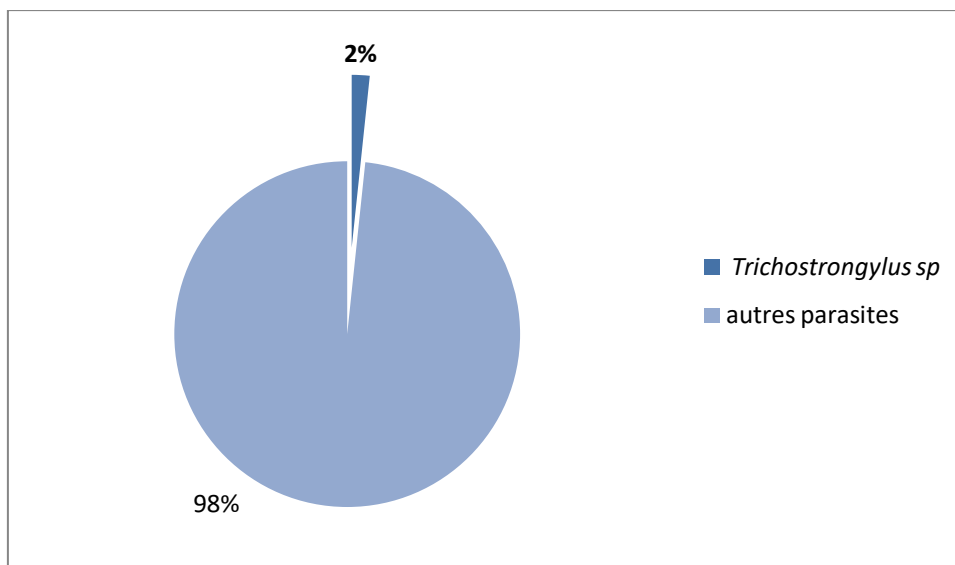
#### 3.1.4.7. *Trichostrongylus sp*

Les œufs de *Trichostrongylus sp* a été observé dans un seul prélèvement dans les fientes de perroquet avec un taux d'infestation de 1, 67%.





**Fig. 33-** Œuf de *Trichostrongylus sp* observé par la technique de flottaison (Grossissement x40) (**originale**).



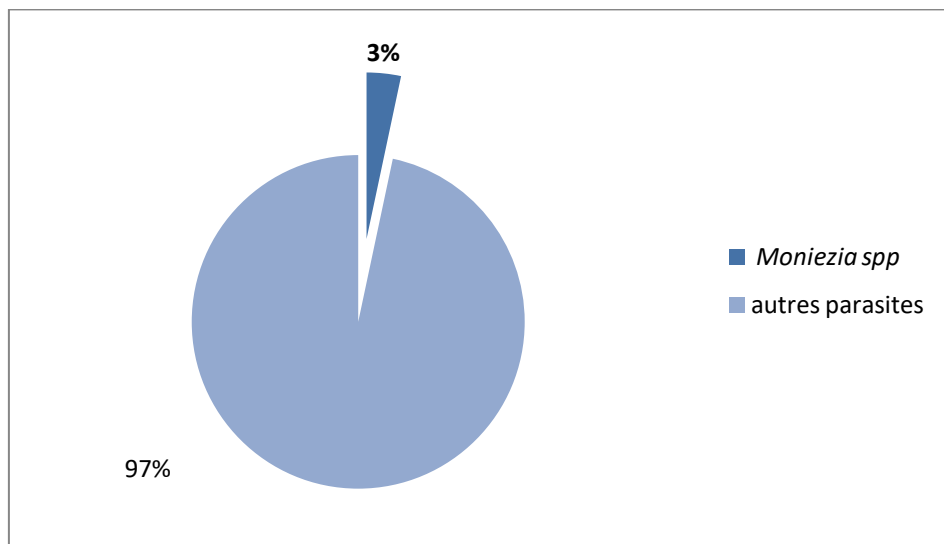
**Fig. 34-** Taux d'infestation par *Trichostrongylus sp*.

#### 3.1.4.8. *Moniezia spp*

Les œufs de *Moniezia spp* ont été retrouvés dans 2 prélèvements. Son taux d'infestation est 3,33%.



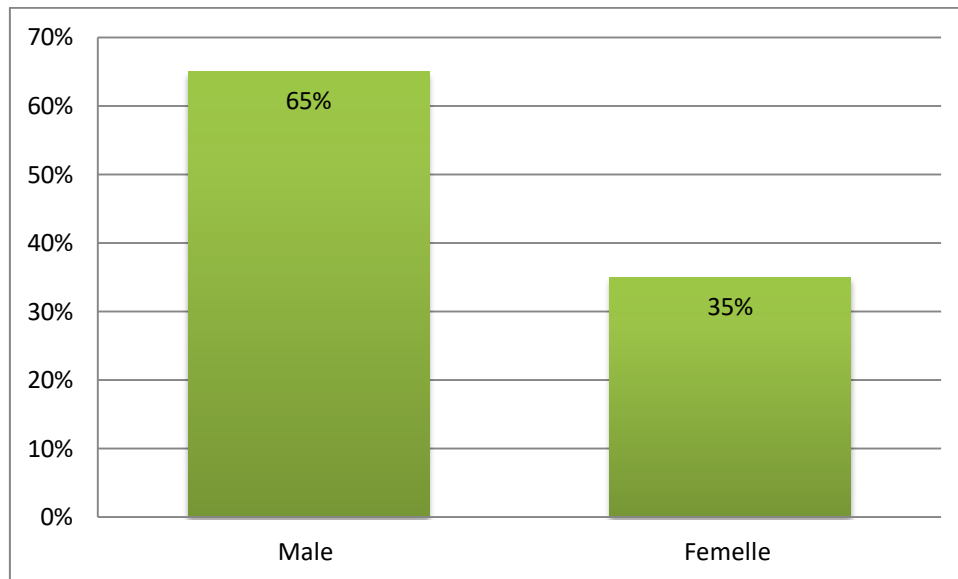
**Fig. 35-** Œuf de *Moniezia sp* observé par la technique de flottaison (grossissement x100) (originale).



**Fig. 36-** Taux d'infestation par *Moniezia spp*.

### 3.1.5. Taux d'infestation en fonction de sexe des oiseaux de cage

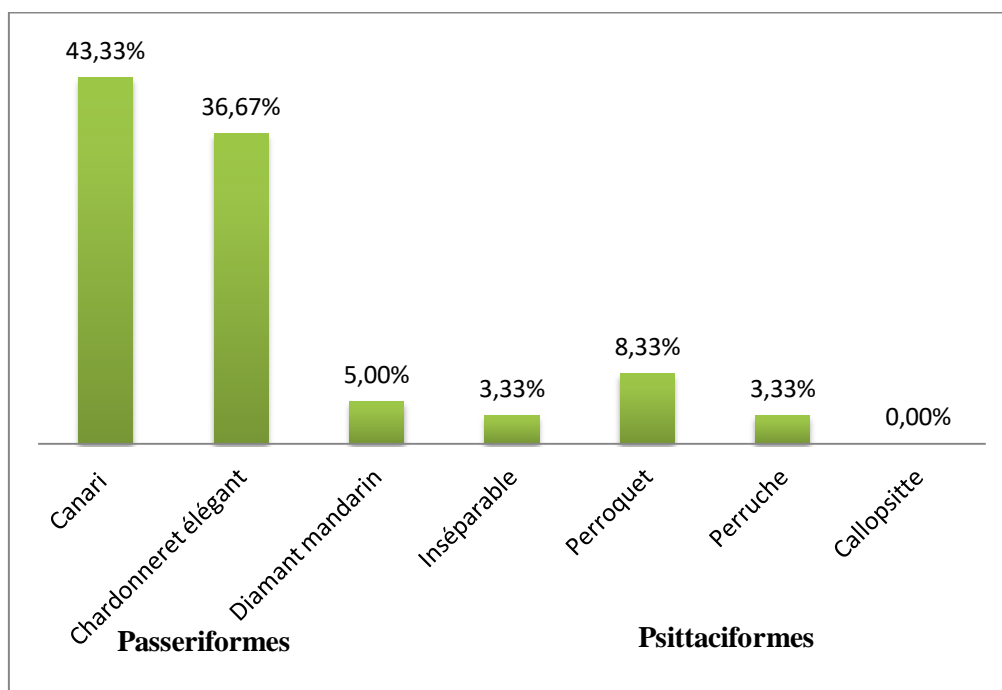
Sur les 60 cas infestés, 39 males infestés par les différents endoparasites trouvés avec un taux d'infestation de 65 %. Par contre 21 femelles infestées avec un taux d'infestation de 35%.



**Fig. 37-** Taux d'infestation en fonction de sexe.

### 3.1.6. Taux d'infestation en fonction de l'espèce hôte des oiseaux de cage

26 canaris ont été infestés par les différents endoparasites retrouvés au cours de période de travail avec un taux d'infestation de 43,33%. Un taux d'infestation de 36,67% pour le chardonneret élégant et 5% pour le diamant mandarin. Par rapport aux espèces qui appartient à l'ordre de Psittaciformes, 3,33% est le taux d'infestation chez les inséparables de 8,33%, 3,33% pour chacun des perroquets et les perruches, et 0 % est le taux d'infestation chez les callopsittes.

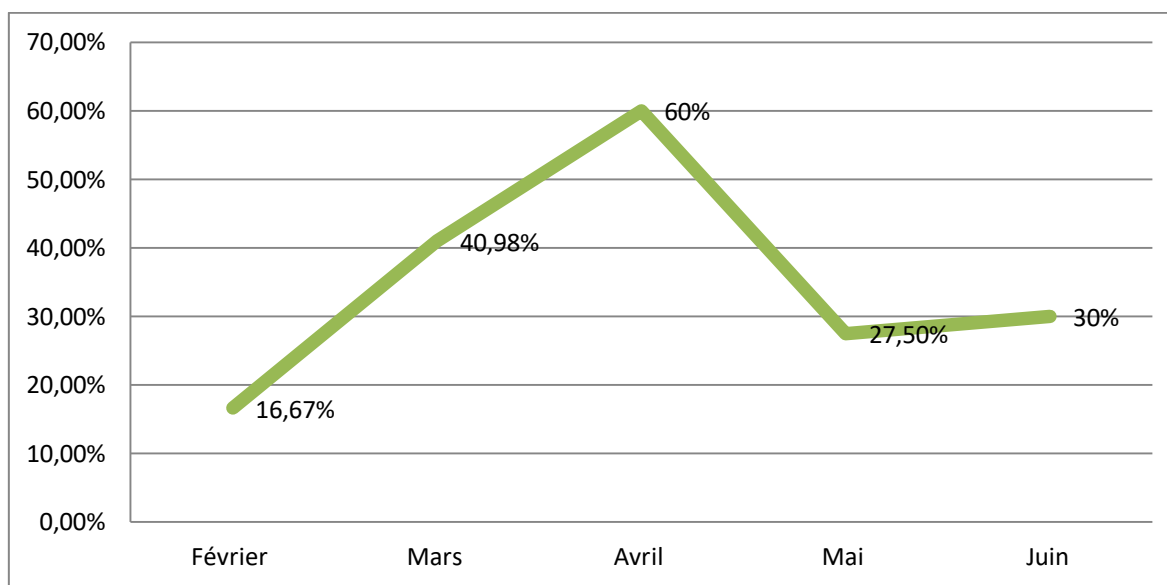


**Fig. 38-** Taux d'infestation en fonction d'espèce hôte des oiseaux de cage.



### 3.1.7. La prévalence mensuelle durant la période d'étude

Après avoir examiné 200 échantillons de prélèvement des fientes des oiseaux de cage durant une période de 5 mois, une différence est observée entre les cas positifs de chaque mois par rapport aux échantillons prélevés (Fig.41). Nous constatons que la prévalence des endoparasites augmentent progressivement de Février jusqu'au Avril chez les oiseaux examinés avec une valeur maximale de 60%.



**Fig. 39-** La prévalence mensuelle durant la période d'étude.

## 3.2. Résultats des ectoparasites

### 3.2.1. Richesse totale des ectoparasites

Les ectoparasites détectés chez les oiseaux de cage sont représentés dans le tableau (Tab.7)

**Tab. 7-** Taxonomie des ectoparasites des oiseaux de cage examinés.

Phylum	Classe	Famille	Espèce
Arthropoda	Arachnida	Dermanyssidae	<i>Dermanyssus gallinae</i>
			<i>Dermanyssus sp.</i>

### 3.2.2. Abondance relative des ectoparasites

Entre février et juin 2019, 632 individus d'ectoparasites ont été prélevés chez les oiseaux de cages examinées. L'abondance relative des ectoparasites est mentionnée dans le tableau (Tab.8).



**Tab. 8-** L'abondance relative des ectoparasites des oiseaux de cage.

Espèce d'ectoparasites	AR(%)
<i>Dermanyssus gallinae</i>	7,75
<i>Dermanyssus sp.</i>	92,25



**Fig. 40-** *Dermanyssus sp* sous la loupe (Grossissement x4) (**originale**).



**Fig. 41-** *Dermanyssus gallinae* sous la loupe (Grossissement x4) (**originale**).



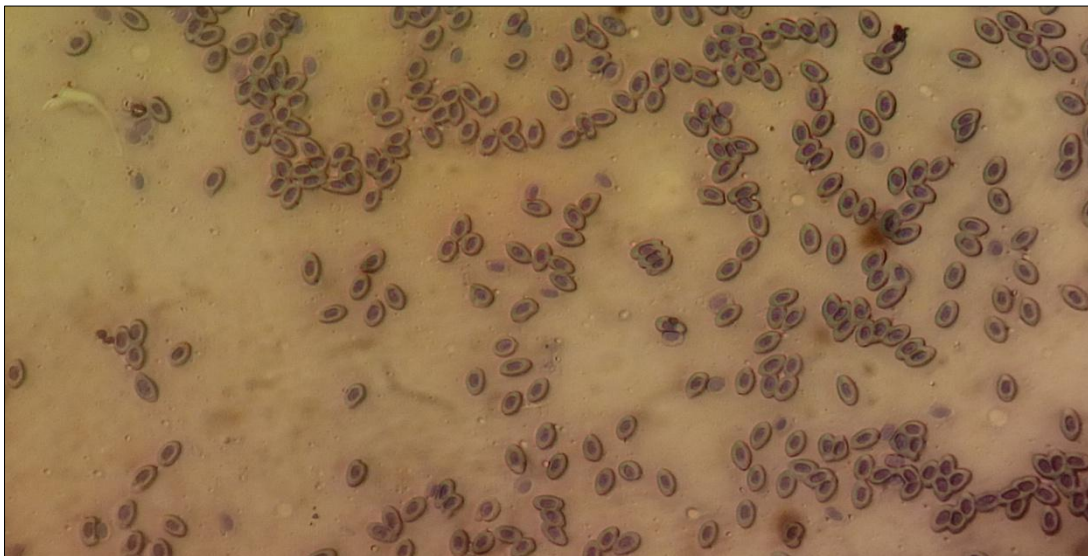
### 3.3. Résultats de l'examen microscopique de sang des oiseaux de cage examinés

Les résultats de l'examen microscopique de sang des oiseaux de cage sont mentionnés dans le tableau (Tab.9).

**Tab. 9-** Résultats de l'examen microscopique de sang des oiseaux de cage ( - : absence ).

Date \ Station	Station 3
14/03/2019	-
17/03/2019	-
19/03/2019	-
27/03/2019	-
21/04/2019	-
22/04/2019	-
15/05/2019	-

Au cours de la période d'expérimentation, l'examen microscopique de sang montre l'absence des parasites de sang chez les oiseaux de cage examinée dans la station 3 (Fig.42).



**Fig. 42-** Frottis sanguin de canari (Giemsa) (Grossissement x40) (**original**).

# CHAPITRE 4

---







## Chapitre 4 : Discussions

Le présent chapitre est désigné aux discussions des résultats obtenus. Il s'agit celles des endoparasites et les ectoparasites recensés sur les oiseaux de cage et de l'examen microscopique de sang.

### 4.1. Discussion sur les endoparasites recensés sur les oiseaux de cage

L'inventaire des espèces endoparasites trouvées dans la matière fécale des oiseaux de cage examinés a permis de recenser 8 espèces réparties entre 6 classes, ces espèces sont *Isoospora* spp, *Eimeria* spp, *Balantidium* spp, *Entamoeba* sp, *Endolimax* sp, *Strongyloides* spp, *Trichostrongylus* sp et *Moniezia* spp.

En Algérie, il n'existe aucune étude sur les parasites intestinaux des captives passerines et psittacidés. Nous nous référons donc aux travaux antérieurs menés dans d'autres pays pour le comparer à la diversité parasitaire de ces oiseaux captifs en Algérie.

Dans notre étude, l'examen coprologique des fientes des oiseaux de cage a révélé 60 (30%) des oiseaux de cage infestés par les différents endoparasites retrouvés, qui est presque le même que celui trouvé par (CARRERA-JATIVA et al., 2018) au Royaume-Uni avec 45 (31%) cas des oiseaux de cage infestés.

Les espèces de Coccidies, en particulier celles du genre *Isoospora*, sont considérées comme les endoparasites les plus répandus chez les oiseaux de cage en captivité surtout les Passériformes (DOLNIK et HOI, 2010). Chez les oiseaux de cage examinés, 51,67% est le taux d'infestation par *Isoospora* spp, et 15% est le taux d'infestation par *Eimeria* spp entre Février et Juin, qui est supérieur à celui trouvé par GLOBOKAR et al., (2017) chez les captives passerines et psittacidés (18, 5% *Isoospora* spp, 5, 4% *Eimeria* spp).

La prévalence d'*Entamoeba* spp et *Balantidium* spp ont été rapportées à 17% et 2% respectivement par AKRAM et al., (2018) ce qui est supérieur à celui trouvé dans notre travail.

Dans notre étude, *Endolimax* sp est trouvé avec un taux d'infestation (1, 67%). POULSEN et STENSVOLD (2019) ont noté la présence de l'espèce *Endolimax* sp. TAYLOR et al., (2016) ont trouvé l'espèce *Endolimax gregariniformis* chez les volailles (Poulet, dinde) et chez les oiseaux sauvages. Selon GORDO et al., (2002), on a signalé la présence d'*Endolimax* sp avec une prévalence élevée (40%) chez les Autruches d'Afrique en Espagne.



Concernant les parasites appartenant aux nématodes inventoriés dans les oiseaux de cage examinés, *Strongyloides spp* est trouvé avec un taux d'infestation 11, 67%. Cette dernière est signalé par PAPINI et *al.*, (2012) chez les oiseaux de compagnie avec un taux de 5, 5%. LAMA et *al.*, (2016) ont retrouvé *Trichostrongylus sp* (1.67%) chez un canari.

Le parasite du genre *Moniezia spp* est noté avec un faible taux de 3,33%. Des études ont été menées sur des représentants des oiseaux passereaux par FAKHAR et *al.*, (2018) ont trouvé ce parasite avec un taux de 2,7%.

#### **4.2. Discussion sur les ectoparasites des oiseaux de cage**

Les espèces d'acariens découvertes pendant l'étude sont potentiellement dangereuses pour la santé des personnes qui manipulent des animaux. La possibilité de les transporter chez eux avec les animaux achetés crée également un risque pour les futurs propriétaires d'animaux.

*Dermanyssus* est un parasite cosmopolite étroitement apparenté aux hôtes oiseaux, en particulier d'élevage (GEORGE et *al.*, 2015 ; RAELE et *al.*, 2018). Ce genre comprend l'acarien rouge de la volaille, *D. gallinae*, que l'on trouve également chez les pigeons, les oiseaux sauvages et occasionnellement chez les mammifères, y compris l'humain (JACOBS et *al.*, 2016).

Notre étude sur les ectoparasites révèlent le recensement de *Dermanyssus sp.* et *D. gallinae* chez les oiseaux de cage appartiennent au deux ordre (Passeriformes et Psittaciformes). Comparant à celle de KOWAL et *al.*, (2014), qui ont recensées *Dermanyssus gallinae* et *Ornithonyssus bacoti* chez les perruches et les canaries en Pologne.

#### **4.3. Discussion sur les résultats l'examen microscopique de sang des oiseaux de cage**

En dépit des études sur les hémoparasites des oiseaux de cage qui sont rares en Algérie, et en parallèle aux études effectuées par quelques chercheurs comme ROONEY et *al.*, (2001) en Guatemala et SCHRENZEL et *al.*, (2003) aux États-Unis, nous constatons que nos résultats sont plus ou moins proches à ceux trouvés par ces auteurs.

Notre étude sur les 32 échantillons de sang des oiseaux de cage révèle l'absence des parasites de sang, cela est dû à la bonne alimentation et l'application des traitements antiparasitaires sur les oiseaux de cage par les propriétaires.

Pour ce qui est des études effectuées par ROONEY et *al.*, (2001), qui a signalé l'absence des parasites de sang chez les perroquets en Guatemala. D'autres études faites par SCHRENZEL



et *al.* (2003), démontrent la présence de 2 espèce chez les captifs passerines (*Haemoproteus spp* et *Plasmodium spp*).

## Conclusion et perspectives

---





## Conclusion et perspectives

L'étude des parasites des oiseaux de cage dans la région de Djelfa nous a permis de recenser 8 espèces d'endoparasites dont *Eimeria spp*, *Isospora spp*, *Balantidium spp*, *Enatmoeba sp*, *Endolimax sp*, *Strongyloides spp*, *Trichostrongylus sp*, et *Moniezia spp* sont trouvées dans les fientes, et 2 espèces d'ectoparasites *Dermanyssus gallinae* et *Dermanyssus sp*. Cependant le travail hématologique n'a donné aucune espèce de parasites dans le sang (hémiparasites) ce qui indique que les sujets examinés sont en état sain des maladies parasitaires du sang.

Dans l'aviculture 1, les espèces trouvées dans les matières fécales sont 4 espèces: *Eimeria spp*, *Isospora spp*, *Balantidium spp* et *Strongyloides spp* dont *Isospora spp* avec 7 cas positifs, suivi par *Balantidium spp* avec 2 cas positifs ensuite *Eimeria spp* et *Strongyloides spp* avec un seul cas positif pour chacune. Et pour l'aviculture 2 les espèces trouvées dans les fientes sont cinq espèces : *Isospora spp* avec 13 cas positifs, suivi par *Eimeria spp* et *Balantidium spp* avec 3 cas positifs pour les 2 espèces, ensuite *Strongyloides spp* et *Trichostrongylus sp* avec un seul cas positif pour chacune. Dans l'aviculture 3, le nombre d'espèce trouvé est sept : *Isospora spp* avec 5 cas positifs suivi par *Balantidium spp* avec quatre cas positifs, ensuite *Strongyloides spp* avec 3 cas positifs et *Moniezia spp* apparaît 2 fois, pour *Endolimax sp* et *Enatmoeba sp* présentent par le même nombre des cas positifs et une seule fois. Par ailleurs dans la dernière site «un vendeur », nous avons recensé 3 espèces *Isospora sp* avec cinq cas positifs, ensuite *Eimeria spp* avec 4 cas positifs et *Strongyloides spp* avec un seul cas positif.

La prévalence des endoparasites chez les oiseaux de cage dans l'aviculture 1 est de 15.21 % pour *Isospora spp*, 4.44% pour *Balantidium spp* et 2.17% pour *Strongyloides spp* et *Eimeria spp* . Par ailleurs dans l'aviculture 2, nous avons enregistré une prévalence de 5.63 % pour l'espèce *Eimeria sp* , 18.3% pour *Isospora sp* , et 4.22% pour *Balantidium sp* et pour les espèces *Strongyloides spp* et *Trichostrongylus sp* ont une prévalence de 1.4 % pour chacune des espèces. Cependant dans l'aviculture 3 la prévalence d'*Eimeria spp*, *Enatmoeba sp* et *Endolimax sp* est 1.72%. Elle est 8.62% pour *Isospora spp* ,et 6.89% pour l'espèce *Balantidium spp*. pour les espèces suivantes nous avons noté 3.44 % pour *Moniezia spp* et 5.17% pour *Strongyloides spp*. Dans les fientes des oiseaux de l'aviculture 4, l'espèce *Eimeria spp* est présente avec une prévalence de 16% et 20% pour *Isospora spp*, elle est 4% pour *Strongyloides spp*.



A partir de notre étude au cours d'une période de 5 mois de février jusqu'au juin, nous constatons que la prévalence des endoparasites augmente progressivement de février jusqu'à le mois d'Avril avec une valeur maximale de 60%, puis diminue du mai et juin chez les oiseaux examinés.

En terme de taux d'infestation d'après les 200 échantillons de fientes prélevés nous avons noté 60 cas ont été infestés par les endoparasites mentionnés précédemment avec un taux d'infestation de 30% et parmi ces 60 cas infestés les mâles oiseaux sont les plus infestés avec un taux de 65% que les femelles 35%, et pour chaque endoparasite nous avons enregistré *Isospora spp* en premier avec un taux d'infestation égale à 51.67% suivi par *Eimeria spp* 15% et *Balantidium spp* 13.33%, puis *Strongyloides spp* avec un taux de 11.67%, ensuite *Moniezia spp* avec 3.33% et en dernier *Enatmoeba sp* et *Endolimax sp* avec 1.67% pour chacune.

À travers cette étude de recensement nous avons trouvé 2 espèces ectoparasites de la famille de Dermanyssidae chez les des oiseaux de cage au niveau de l'aviculture<sup>3</sup>: *Dermanyssus gallinae* et *Dermanyssus sp*. Pendant la période de 5 mois d'étude du février jusqu'au juin dans l'aviculture 3 nous avons collecté 632 individus d'ectoparasites avec une abondance relative de l'espèce *Dermanyssus gallinae* (A.R.% = 7.75 %) et l'espèce *Dermanyssus sp* avec (A.R.% = 92.25 %).

En perspective, étudier l'état de santé des oiseaux de compagnie, des installations, des exploitations aviaires et des propriétaires devrait être un point de départ intéressant pour définir les risques pour la santé humaine et proposer des mesures de prévention économiques et sanitaires (telles que la biosécurité, la prophylaxie, l'hygiène) dans l'intérêt de la protection de la santé et l'amélioration économique. Cette enquête pourrait être une bonne image illustrant le concept «Animaux + Humains = Une seule santé».

## Références bibliographiques

---







**Références bibliographiques**

1. A.N.D.I., 2013- Monographie de la Wilaya de Djelfa. Ed. Agence Nationale de Développement de l'investissement, Djelfa, 24p.
2. AKRAM M.Z, ZAMAN M.A, JALAL H, YOUSAF S, KHAN AY, FAROOQ M.Z, REHMAN T.U, SIKANDAR A, QAMAR M.F, BOWMAN D.D et HUSSAIN T., 2019- Prevalence of gastrointestinal parasites of captive birds in Punjab, Pakistan. *Pak Vet J*, 39(1): 132-134. <http://dx.doi.org/10.29261/pakvetj/2018.123>
3. ALDERTON D., 2002- *Guide encyclopédique oiseaux de cage et de Volière*. Ed. Artémis, Chamalières, 256 p.
4. ANDERSON R.C., 2000- *Nematode Parasites Of Vertebrates Their Development And Transmission 2nd Edition*. Ed. CABI Publishing, USA, 671p.
5. ASPINALL V, CAPPELLO M. et PHILLIPS C., 2015- *Birds In Introduction To Veterinary Anatomy And Physiology Textbook 3<sup>rd</sup> Edition*. Ed. Elsevier, pp151-164.
6. BADPARVA E, EZATPOUR B, AZAMI M, BADPARVA M.,2014- First report of birds infection by intestinal parasites in Khorramabad, west Iran. *J Parasit Dis* vol :39 , 720-724.
7. BAHRAMI A.M., MONFARED A.L. et RAZMJOO M., 2012- Pathological study of parasitism in racing pigeons: An indication of its effects on community health. *African Journal of Biotechnology*, 11(59): 12364- 12370.
8. BENDJOUDI D. D., MARNICHE F. et MESSAOUDI Z., 2018- Premières Données Sur Les Parasites Chez Deux Espèces De Columbides, La Tourterelle Turque *Streptopelia Decaocto* Et Le Pigeon Biset *Columba Livia*. *Revue Agrobiologia* ,8(1): 809-816.
9. BERNARDI B, FICHI G, FINOTELLO R et PERRUCCI S., 2014- Internal and external parasitic infections in captive psittacine birds. *Veterinary Record* 174,69: 4p.
10. BILONG-BILONG C.F. et NJINÉ T., 1998 – Dynamique de population de trois monogènes parasites d'*Hemichromisfasciatus* dans le lac municipal de Yaoundé et intérêt possible en pisciculture intensive. *Sci. Nat. et Vie*, 34 : 295-303.
11. BOSERET G, LOSSON B, MAINIL J.G, THIRY E et SAEGERMAN C., 2013- Zoonoses in pet birds: review and perspectives. *Veterinary Research* 2013, 44:36.
12. CARRERA-JATIVA P.D, MORGAN E.R, BARROWS M. et 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. <https://doi.org/10.1638/2016-0279R1.1>
13. CLARK P, BOARDMAN W et RAIDAL S., 2009- *Atlas of Clinical Avian Hematology*. Ed . Blackwell Publishing, USA, 200p.
  14. CLYDE V.L et PATTON S, 1996- Control of Common Parasites in Companion and Aviary Birds. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, Vol 5, No 2 (April), pp 75-84.
  15. COLE R.A. et FRIEND M., 1999- Parasites and Parasitic Diseases. *Field Manual of Wildlife Diseases*: 188-258, Digital Commons@University of Nebraska - Lincoln.
  16. DEHAY S., 2006- *Elaboration D'un protocole de visite d'élevage des oiseaux de Cage et de Volière*. Thèse en médecine vétérinaire, Univ, Claude-Bernard - Lyon I. Lyon, 243p.
  17. DOLNIK O.V. et HOI H., 2010- Honest signalling, dominance hierarchies and body condition in House Sparrows *Passer domesticus* (Aves: Passeriformes) during acute coccidiosis. *Biological Journal of the Linnean Society*, 99, 718–726.
  18. DONELEY B., 2009- Bacterial and Parasitic Diseases of Parrots. *Veterinary Clinics of North America Exotic Animal Practice*, Vol 12, No 3: 417–432.
  19. DORRESTEIN G. M., 2009- *Passerines In Handbook of Avian Medicine*. Ed. Elsevier, pp. 169-208.
  20. DORRESTEIN G.M., 2000- *Passerines and exotic softbills In Handbook of Avian Medicine - 2nd Edition*. Ed. Elsevier, Pp: 145-179.
  21. EVANS E.E., 2011- Zoonotic Diseases of Common Pet Birds: Psittacine, Passerine, and Columbiform Species. *Vet Clin Exot Anim* , 14 : 457-476pp.
  22. FAKHAR M, CHEGENI T.N, BASTANI R, HOSSEININEJAD Z, SABERI R et ARMAT S., 2018- Intestinal parasites among migrant barn swallows (*Hirundo rustica*) in the central region of Mazandaran Province, Northern Iran. *Veterinary World*, 11(8): 1179- 1182. <https://doi.org/10.14202/vetworld.2018.1179-1182>
  23. FOREYT W.J., 2011- *Veterinary Parasitology Reference Manual, Fifth Edition*. Ed. Blackwell Publishing, USA, 241p.
  24. FORSHAW J.M., 2010- *Parrots of the world*. Ed. CSIRO Publishing, Australie, 336p.
  25. GARCIA L.S., 2007- *Diagnostic medical parasitology 5th ed*. Ed. ASM Press, USA, 1224p.



26. GARCIA-FERNANDEZ V, 2009- *Qualité du partenaire et qualité de l'œuf chez les oiseaux*. Thèse de doctorat en éthologie, Université de Paris ouest Nanterre la défense, Paris, 245p.
27. GEORGE D.R, FINN R.D, GRAHAM K.M, MUL F.M, MAURER V, MORO C.V et SPARAGANO O.AE., 2015- Should the poultry red mite *Dermanyssus gallinae* be of wider concern for veterinary and medical science?. *Parasites & Vectors*, 8:178. <https://doi.org/10.1186/s13071-015-0768-7>
28. GILL F., 2007- *Ornithology third edition*. Ed. W. H. Freeman and company, New York, 758p.
29. GLOBOKAR M, FISCHER D et PANTCHEV N., 2017- Occurrence of endoparasites in captive birds between 2005 to 2011 as determined by faecal flotation and review of literature. *Berl Münch Tierärztl Wochenschr*, 13p. DOI 10.2376/0005-9366-16094
30. GORDO F.P, HERRERA S, CASTRO A.T, GARCIA-DURAN B et MARTINEZ-DIAZ., 2002-Parasites from farmed ostriches (*Struthio camelus*) and rheas (*Rhea americana*) in Europe. *Veterinary Parasitology*, 107 :137–160. [https://doi.org/10.1016/s0304-4017\(02\)00104-8](https://doi.org/10.1016/s0304-4017(02)00104-8)
31. GUERIN J.L, BALLOY D et VILLATE D., 2011- *Maladies des volailles 3<sup>e</sup> édition*. Ed. France Agricole, Paris, 591p.
32. HADJELOUM M., 2016- First meeting of the intergovernmental task force on illegal killing, taking and trade of migratory birds in the Mediterranean, *Cairo: 12-16 July*, Egypt, 17p.
33. HARCOURT-BROWN N.H., 2000- *Psittacine birds* In *Handbook of Avian Medicine second edition*. Ed. Elsevier, pp. 112-143.
34. JACOBS D, FOX M, GIBBONS L et HERMOSILLA C., 2016- *Principles of Veterinary Parasitology*. Ed. Blackwell Publishing, USA, 726p.
35. JOHNSON T et CLUBB K.J., 1992- *Aviary Design And Construction* In *Psittacine Aviculture : Perspectives, Techniques and Research*. Ed. Aviculture Breeding and Research Center, Loxahatchee, 32p.
36. JOSEPH V., 2003- Infectious and Parasitic Diseases of Captive Passerines. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, Vol 12, No 1 : pp 21-28.
37. KAJEROVA V, BARUS V et LITERAK I., 2004- New records of *Ascaridia platyceri* (Nematoda) in parrots (Psittaciformes). *Vet. Med. – Czech*, 49(7): 237–241pp.



38. KOWAL J, NOSAL P, NIEDZIOLKA R et KORNAŚ S., 2014- Presence of blood-sucking mesostigmatic mites in rodents and birds kept in pet stores in the Cracow area, Poland. *Annals of Parasitology*, 60(1) 61–64.
39. LAMA V.F, BEZERRA T.L, ANDRADE A. F, NASCIMENTO-RAMOS R.A, GLÓRIA- FAUSTINO M. A, ALVES L.C et MEIRA-SANTOS P.O., 2016- Gastrointestinal parasites of exotic birds living in captivity in the state of Sergipe, Northeastern Brazil. *Braz. J. Vet. Parasitol*, 4p. <http://dx.doi.org/10.1590/S1984-29612016080>
40. LERCH A, 2009- *Causes de la variabilité du choix de partenaire chez les femelles de canaris domestiques Serinus canaria*. Thèse de doctorat en éthologie, Université de Paris ouest Nanterre la défense, Paris, 271p.
41. LEUNG T.L.F et KOPRIVNIKAR J., 2016- Nematode parasite diversity in birds: the role of host ecology, life history, and migration. *Journal of Animal Ecology*, 85(6), 1471–1480.
42. LOYE J.E et CARROL S.P., 1998- Ectoparasite Behavior and Its Effects on Avian Nest Site Selection. *Ann. Entomol. Soc. Am.*91(2): 159-163.
43. MARGOLIS L, ESCH G.W, HOLMES J.C, KURIS A.M. and SCHAD G.A., 1982- The Use of Ecological Terms in Parasitology (Report of an Ad Hoc Committee of the American Society of Parasitologists). *The Journal of Parasitology*, Vol. 68, No. 1, pp. 131-133.
44. MARNICHE F, MILLA A, DIK B, LALOUI F, MEDKOUR M, NADJAI B , NOUMI HB et ZEROUKI S., Parasites encountered in captivity birds: case of infested blue peacock - *Pavo cristatus* Linnaeus, 1758 (Aves: Phasianidae) in different localities from Algeria. *Oltenia. Studii și comunicări. Științele Naturii*. Tom. 33, No. 2
45. MEHLHORN H., 2016- *Encyclopedia of Parasitology 4th ed.* Ed. Springer-Verlag Berlin Heidelberg, Allemagne, 3084 p.
46. MOLLER A.P et LOPE F., 1999- senescence in a short-lived migratory bird: age-dependent morphology, migration, reproduction and parasitism. *Journal of animal Ecology* , 68: 163-164.
47. NJILA H.L, DEBI-DORE J. D, OMBUGADU A, DIBAL M et MAFUYAI M. J., 2018- Survey of Ectoparasites Infesting Captive Birds in the Jos Museum Zoological Garden, North Central, Nigeria. *Journal of Natural Sciences Research*. Vol.8, No. : 36-40



48. PADIAN K et CHIAPPE L.M., 1998- *The Origin of Birds and Their Flight*. Ed. Scientific American, Inc, Pp: 41-96.
49. PAPINI R, GIRIVETTO M, MARANGI M, MANCIANTI F et GIANGASPERO A - Endoparasite Infections in Pet and Zoo Birds in Italy. *The Scientific World Journal* Volume 2012, Article ID 253127, 9 pages
50. PERRY R.A., 1994- *The Avian Patient In Avian Medicine : Principles and Applications*. Ed. Wingers Publishing, Inc, USA, pp26-44.
51. POULSEN C.S et STENSVOLD C.R., 2019- Systematic review on *Endolimax nana*: A less well studied intestinal ameba. *Tropical parasitology*, 6(1): 8-29.
52. PRATHIPA A, JAYATHANGARAJ M.G, GOMATHINAYAGAM S et THANGAVELU A., 2013- Prevalence of Endoparasites in Captive Psittacine Birds Belonging to Pet Shops and Private Residences In and Around Chennai. *Inter J Vet Sci*, 2(2): 58-60.
53. RAELE D.A, GALANTE D, PUGLIESE N, Salandra G.L, LOMUTO L et ASSUNTA-CAFIERO M., 2018- First report of *Coxiella burnetii* and *Borrelia burgdorferi* sensu lato in poultry red mites, *Dermanyssus gallinae* (Mesostigmata, Acari), related to urban outbreaks of dermatitis in Italy. *NMNI*, 23, 103–109.  
<https://doi.org/10.1016/j.nmni.2018.01.004>
54. RAHERILALAO M. J., 2001 – Effets de la fragmentation de la forêt sur les oiseaux autour du parc national de Ranomafona (Madagascar). *Rev. Ecol. (Terre et la vie)*, 56 : 389-406.
55. RAMADE F., 2003- *Eléments d'écologie - Ecologie fondamentale 3ème édition*. Ed. Dunod, Paris, 690p.
56. RASKOVA P.R et WAGNEROVA P., 2013- *Obrazový atlas parazitů pro praktická cvičení z Veterinární parazitologie*. Ed. D Print, Tchèque, 92p.
57. RITCHIE B., HARRISON G et HARRISON L, 1994- *Avian medicine principales and application*. Ed Wingers Publishing, Inc., Lake Worth, Florida. USA. 1384p.
58. ROBERT M ,2009- *Contribution à l'étude du canari en tant qu'un animal de compagnie. Thèse de doctorat en vétérinaire*. Faculté de médecine. Créteil .179p.
59. ROLDAN-CLARA B, LOPEZ-MEDELLIN, ESPEJEL I and ARELLANO E., 2014- Literature review of the use of birds as pets in LatinAmerica, with a detailed perspective on Mexico. *Ethnobiology and Conservation*, 3:5.



60. ROONEY M.B, BURKHARD M.J, GREINER E, ZENG Q et JOHNSON J., 2001- Intestinal and blood parasites in Amazon parrots destined for relocation in Guatemala. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 32(1): 71–73. [https://doi.org/10.1638/1042-7260\(2001\)032\[0071:IABPIA\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1638/1042-7260(2001)032[0071:IABPIA]2.0.CO;2)
61. ROUSSET J.J., 1993- *COPRO-PARASITOLOGIE PRATIQUE : Intérêt et méthodologie Notions sur les parasites du tube digestif*. Ed. ESTEM, Paris, 106p.
62. RUPPERT E.E, FOX R.S et BARNES R.D., 2004- *Invertebrates Zoology: a functional Evolutionary approach (7th Edition)*. Ed. Belmont, 505pp.
63. SAMOUR J.,2016- *Avian Medicine Third Edition*. Ed. Elsevier, 707p.
64. SAMOUR J.H., 2004- Semen Collection, Spermatozoa Cryopreservation, and Artificial Insemination in Nondomestic Birds. *J. Avian Med. Surg.* 18 : 219-223pp.
65. SAVAGE A, ROBERT V, GOODMAN S.M, RAHARIMANGA V, RAHERILALAO M.J, ANDRIANARIMISA A, ARIEY F et GREINER E.C., 2009- Blood Parasites In Birds From Madagascar. *Journal of Wildlife Diseases*, 45(4), pp. 907–920.
66. SCHRENZEL M.D, MAALOUF G.A, KEENER L.L et GAFFNEY M.P., 2003- Molecular characterization of malarial parasites in captive passerine birds. *J. Parasitol*, 89(5) : 1025–1033. <https://doi.org/10.1645/GE-3163>
67. SIBLEY C.G, AHLQUIST J.E., 1990- Phylogeny and classification of birds. *Molecular Biology and Evolution*,9(1):182-186.
68. SIVAJOTHI S, SUDHAKARA-REDDY B., 2018- Cryptosporidiosis in pet birds- zoonotic alert to kids. *Int J Avian & Wildlife Biol.* 2018;3(1):45–46.
69. STYLES D.K., 2002- Reproductive management of captive psittacine collections. *Vet Clin Exot Anim*, 5: 475–487.
70. TAYLOR M.A, COOP R.L et WALL R.L., 2016- *Veterinary Parasitology Fourth Edition*. Ed. Blackwell Publishing, USA, 1035p.
71. TULLY T. N., 2009- *Birds In Manual of Exotic Pet Practice*. Ed. Elsevier, 250–298pp.
72. VALTONEN E.T., HOLMES J.C. and KOSKIVAARA M., 1997 – Eutrophication, pollution and fragmentation: effects on parasite communities in roech (*Rutilus rutilus*) and perch (*Perca fluviatilis*) in four lakes in the central finland. *Can. J. Aquat. Sci.*, 54 : 572- 585.
73. VELADIANO I.A , BANZATO T, BELLINI L, MONTANI A et CATANIA S., 2016- Normal computed tomographic features and reference values for the coelomic cavity in pet parrots. *BMC Veterinary Research*, 12:182.



- 74.** WALKER A.R, BOUATTOUR A, CAMICAS J.L, ESTRADA-PEÑA A, HORAK I.G, LATIF A.A, PEGRAM R.G et PRESTON P.M., 2003- *Ticks of Domestic Animals in Africa: a Guide to Identification of Species*. Ed. Bioscience reports, Edinburgh Scotland, UK , 227 p.
- 75.** ZAHOOR M.A, ZAHOOR M.K, SIDDIQUE A, SHAFIQUE M , NAWAZ Z, YASMIN A, QAMAR M.F et SHAHID M.A., 2018- *Welfare of Pet Birds and Potential Zoonoses In Animal Welfare*. Ed: IntechOpen, UK, 73-82pp
- 76.** ZAJAC M.A et CONBOY A.G., 2012- *Veterinary Clinical Parasitology, Eight Edition*. Ed. Blackwell Publishing, USA, 368p.



# Annexes





## Annexe 01 : Les espèces des oiseaux de cage examinées

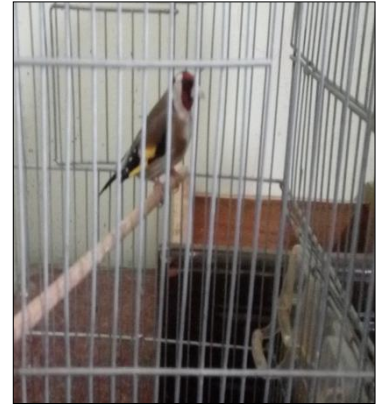
### Ordre : Passeriformes



**Diamant mandarin**



**Canari**



**Chardonneret élégant**

### Ordre : Psittaciformes



**Perruche**



**Inséparable**



**Perroquet**



**Callopsitte**

الهدف من عملنا هو إجراء قائمة جرد للطفيليات الداخلية والخارجية التي يمكن ان تصيب طيور القفص (Passeriformes و Psittaciformes) عند أربعة منازل للطيور بالجلفة. سمح هذا العمل بتحديد 8 أنواع من الطفيليات الداخلية في 200 فرد بمعدل إصابة 30%. *Isospora sp.* مع ارتفاع في معدل الإصابة بنسبة 51.67%. تليها *Eimeria spp* بمعدل 15%. *Balantidium sp*، *Entamoeba sp* و *Endolimax sp* مع معدلات الإصابة على التوالي: 13.33%، 1.67%، 1.67% والأنواع *Strongyloides spp*، *Trichostrongylus sp* و *Moniezia spp* مع معدلات الإصابة على التوالي: 11.67%، 1.67%، 3.33%. ضمت الطفيليات الخارجية للطيور القفصية ما مجموعه نوعين ينتميان إلى عائلة *Dermanyssidae* التي يوجد بها *Dermanyssus sp* (AR=92.25%) و *Dermanyssus gallinae* (AR=7.75%). بالنسبة لفحص الدم لم تكن هناك طفيليات في دم 32 طائر قفصي التي تم فحصها.

**الكلمات المفتاحية:** طيور القفص، Passeriformes، Psittaciformes، الطفيليات الداخلية، الطفيليات الخارجية، الطفيليات الدموية.

## Etude des parasites des oiseaux de cage

### Résumé

Le but de notre travail est de réaliser un inventaire des parasites internes et externes qui peuvent contaminer les oiseaux de cage (Passeriformes et Psittaciformes) chez quatre oiselleries en Djelfa. Ce travail a permis le recensement de 8 espèces endoparasites chez 200 individus avec un taux d'infestation de 30%. *Isospora spp* avec un infestation élevée 51.67% suivi par *Eimeria spp* avec un taux de 15%, *Balantidium sp*, *Entamoeba sp* et *Endolimax sp* avec taux d'infestation respectivement : 13.33%, 1.67%, 1.67%, et les espèces : *Strongyloides spp*, *Trichostrongylus sp* et *Moniezia spp* avec taux d'infestation respectivement: 11.67%, 1.67 et 3.33%. Les ectoparasites des oiseaux de cage rencontrés sont de 2 espèces appartenant à la famille de *Dermanyssidae* dont *Dermanyssus sp* (AR=92.25 %) et *Dermanyssus gallinae* (AR=7.75%). Pour l'examen de sang, on a signalé l'absence de parasites dans le sang des 32 oiseaux de cage examinés.

**Mots clés :** oiseaux de cage, Passeriformes, Psittaciformes, endoparasites, ectoparasites, hémoparasites.

## Study of parasites of cage birds

### Abstract

The purpose of our work is to carry out an inventory of internal and external parasites that can contaminate cage birds (Passeriformes and Psittaciformes) in four Djelfa birdhouses. This work allowed the identification of 8 endoparasites species in 200 individuals with an infestation rate of 30%. *Isospora spp* with a high infestation of 51.67% followed by *Eimeria spp* with a rate of 15%, *Balantidium sp*, *Entamoeba sp* and *Endolimax sp* with infestation rates respectively: 13.33%, 1.67%, 1.67%, and species: *Strongyloides spp*, *Trichostrongylus sp* and *Moniezia spp*, with infestation rate respectively: 11.67%, 1.67%, 3.33%. The ectoparasites of cage birds found are about 2 species belongs to the family of *Dermanyssidae* in which *Dermanyssus sp*. (AR = 92.25%) and *Dermanyssus gallinae* (AR = 7.75%). For the blood test, there were no parasites in the blood of the 32 cage birds examined.

**Keywords:** cage birds, Passeriformes, Psittaciformes, endoparasites, ectoparasites, hemoparasites.