



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

Projet de fin d'études

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

Thème

**Contribution à l'étude des parasites des oiseaux de la
réserve de chasse de Djelfa.**

Présenté par : M^{lle} ABDELLAOUI YASMINE
M^{lle} AICHOUBI CHAIMA
M^{lle} MADJI NAWAL

Devant le jury:

Président :	M ^{lle} GUERZOU Ahlem	Pr.	Univ. Djelfa
Directeur de thèse :	M ^{me} MENACHE Amina	M.A.A.	Univ. Djelfa
Co-directeur de thèse :	Ms AIT BELKACEM. K	Pr.	Univ. Djelfa
Examineur :	M ^{me} RACHEDI Fatma Zohra	M.C.A.	Univ. Djelfa

Année Universitaire 2021/2022

Remerciement

Avant tout, je remercie Dieu tout puissant de m'avoir donné la patience le courage et le savoir Pour accomplir ce travail.

je tiens à exprimer mes sincères remerciements à mon enseignante et promotrice Mme MENACHE AMINA, pour son encadrement, son soutien, ainsi que pour ses conseils instructifs durant toute la période de la réalisation de ce Travail

Mes plus profonds remerciements à mon co-promoteur Mr AIT BELKACEM K., de m'avoir guidé pour mener à terme de travail ainsi que l'aide précieux qu'il nous a apporté sur le terrain.

Nous sommes conscientes de l'honneur que nous a fait Dr. GUERZOU AHLEM en tant que présidente du jury, ainsi que Mme RACHEDI Fatma Zohra. en tant qu'examinatrice du travail

Mes vifs remerciements vont vers le Directeur de la réserve de chasse de Djelfa BACHIRI DJAMAL de m'avoir accordé la permission d'effectuer ce travail au sein de l'établissement. Ma profonde gratitude va pour Mme MOKHTARI NASSIMA Pour sa coopération et son soutien qui nous ont accompagnés tout au long de la période de travaille merci beaucoup.

Je remercie chaleureusement tous les employés de la réserve de chasse de Djelfa et toute personne qui m'a soutenue et aidée tout au long de ce travail. Enfin, nous remercions, tous les enseignants du département de la science de la nature et de la vie et tous les étudiants de notre promotion parasitologie.



YASMINE, CHAIMA ET NAWAL

Dédicace

*Avant tout, nous tenons à remercier ALLAH le tout puissant
Miséricordieux de nous a donné la force et la patience d'accomplir ce
Modeste travail*

*Je Dédier Ce modeste Travail
A mon très cher père*

*A L'homme de ma vie, mon exemple éternel, mon soutien moral et source de joie et de
bonheur, aucune dédicace, ne pourrait exprimer avec fidélité, la profonde affection, l'estime
et le respect que je vous porte. Tes encouragements, tes prières et tes innombrables sacrifices
ont été pour moi d'une grande aide.*

*Aujourd'hui, je dépose entre tes mains le fruit de ton dévouement ainsi que l'expression de
mon amour et mon respect envers toi. Que Dieu te donne une longue vie pleine de santé et de
sérénité « Mohamed ».*

A ma très chère mère

*A qui je dois tout. Vous m'avez toujours aidé et encouragé tout au long de mes études
Ton amour, ta bonté, ta générosité extrême ainsi que ton soutien sont sans limites. Tu es et tu
seras toujours pour moi le symbole de l'honnêteté, de la gentillesse, de la serviabilité et de la
simplicité.*

*Ce travail est le fruit de tes sacrifices que tu as consentis pour mon éducation et ma
formation. Que Dieu tout puissant, te protège et t'assure une bonne santé et longue
vie « Naima ».*

*A mes chères sœurs Sarah et Aya et mes chers frères Omrane et Hamza que j'adore et
Je leurs souhaite beaucoup et pour toujours beaucoup de succès, de joie et de santé.
Je tiens à exprimer toute ma gratitude à ma famille surtout ma cousine BOUCHRA pour son
soutien et sa confiance tout au long de ce travail.*

*A mes meilleurs amis CHAIMA, KHADIJA, SOUMIA. En souvenir d'agréables moments
passés ensemble, et en témoignage de notre amitié. Je vous exprime par ce travail toute mon
affection et j'espère que notre amitié restera intacte et durera pour toujours.*

A mon binôme CHAIMA et NAWAL pour son soutien moral, sa patience.

*Je tiens à exprimer mes sincères remerciements à mon enseignante et promotrice Mme
Menache Amina, pour son encadrement, son soutien, ainsi que pour ses conseils instructifs
durant toute la période de la réalisation de ce travail. Que Dieu vous garde.*

A tous ceux que j'aime et ceux qui m'aiment.

Yasmine

Dédicace

Avant tout, nous remercions Dieu de nous avoir donné le courage, la patience et la volonté pour achever ce modeste travail :

Je tiens à exprime toute ma gratitude à ma famille pour son soutien et sa confiance tout au long de ce travail : mon père, mes tantes, mon grand-père et ma grand-mère, mes oncles, ma cousines

Je dédie ma graduation à la bougie de ma vie et le secret de mon existence à celui qui a quitté mon monde et n'a pas quitté mon cœur, celui que j'ai toujours souhaité être près de ma mère, que Dieu ait pitié de toi

A deux honorables personnes qui infiniment : à ma chère tante Fatiha, à ma grand-mère adorée aicha pour leur affection et leur encouragement, en m'ouvrent leurs bras dans les moments sombre et en m'aidant

*matériellement et moralement pour aller de l'avant, vers un avenir meilleur
Mes tantes Habiba, Hayate, Souad, Zahra, ma tante Malika qui nous a quittés tôt pour leur amour et tes encouragements pour moi tout au long de mon parcours*

Mes chers oncles khaled, Abdenour

Mes chers amis Yasmine, Soumia, Soumia, Bakhta merci pour les belles journées passées ensemble

Mon binôme Yasmine et Nawal pour ta compréhension éternelle

Mes beautés cousines Chahed, Chiraze, Arij pour t'avoir dans ma vie

Mes chers cousins Aissa, Djaloul, Youcef je vous souhaite beaucoup de succès

Au madame Senni Rachida pour m'avoir soutenu tout au long de mes études

Enfin je remercie tous ceux qui ont contribués de près ou de loin à la réalisation de ce travail

Chaima

Dédicace

اللهم صل وسلم على سيدنا محمد صلاة تحل بها عقدي، وتفرج بها كربتي، وتمحو بها خطيئتي، وتقضي
بها حاجتي

الحمد لله الذي بحمده تتم النعم والصلوات الحمد لله على النجاح الحمد لله على التميز

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

*A l'homme, mon précieux offre du dieu, qui doit ma vie, ma réussite
et tout mon respect et mon idole de ma vie Je trouve pas les mots à exprimer
tout ce que je me sens et je peux pas le remercie et son soutenu financièrement
et moralement : Madji Moustapha mon trésor*

*A la femme qui a souffert sans me laisser souffrir, qui n'a jamais dit
Nonâmes exigences et qui n'a épargné aucun effort pour me rendre
heureuse et elle est toujours là pour moi son rien : mon adorable mère Malika.
A ma chère sœur Siham et Yasmine ma force dans la vie et mon fiancé Lakhdar
Qui a toujours été avec moi contre vents et marées malgré tous les difficultés
Et mes frères Youcef et Abderazak que j'aime trop et leurs femmes et ma
meilleure amie Manel qui n'ont pas
cessée de me conseiller, encourager et soutenir tout au long de mes
études. Que Dieu les protège et leurs offre la chance et le bonheur Sans vous, je
n'aurais jamais atteint ce succès*

*A mes adorables neveux qui sont toujours comment
procurer la joie et le bonheur pour toute la famille.*

*Que Dieu leur donne
une longue et joyeuse vie.*

*A tous les cousins, les voisins et les amis que j'ai connu jusqu'à
maintenant.*

*Merci beaucoup pour votre travail acharné avec moi et je ne l'oublierai
jamais. Je demande à Dieu de m'apprécier afin que je puisse vous rendre la
pareille.*

Merci pour leurs amours et leurs encouragements.

*Sans oublier mon binôme Yasmine et Chaima pour son soutien moral, sa
patience
et sa compréhension tout au long de ce projet*

Sommaire

Titres	Page
Sommaire	I
Liste des abréviations	V
Liste des tableaux	VI
Liste des figures	VII
Introduction	1
chapitre I : Données bibliographiques	
1. données bibliographiques sur Les parasites des oiseaux	3
1.1 . Les Protozoaires	3
1.1.1.Rhizopodes	3
1.1.2.Sporozoaires	3
1.1.2.1.Les coccidies	4
1.1.2.1.1. <i>Eimeria</i>	4
1.1.2.1.2. <i>Isospora</i>	5
1.1.2.1.3. <i>Sarcocystis</i> sp.	6
1.1.2.1.4. <i>Cryptosporidium</i>	7
1.1.2.1.5. <i>Toxoplasma</i>	7
1.1.2.1.6. <i>Atoxoplasma</i> sp.	8
1.1.2.2.Hémosporidies	8
1.1.2.2.1. <i>Plasmodium</i> sp.	8
1.1.2.2.2. <i>Haemproteus</i>	9
1.1.2.2.3. <i>Leucococytozoon</i>	10
1.1.3.Flagellés	12
1.1.3.1.Flagellés gastro-intestinaux	12
1.1.3.1.1. <i>Trichomonas</i>	12
1.1.3.1.2. <i>Giardia</i> sp.	13
1.1.3.1.3. <i>Hexamita</i> sp.	13
1.1.3.1.4. <i>Histomonas</i>	13
1.1.3.2.Flagellés de sang	14
1.1.3.2.1. <i>Trypanosoma</i>	14
1.2.Les helminthes	15
1.2.1.Plathelminthes	15
1.2.1.1.Les cestodes	15
1.2.1.2.Les trématodes	16
1.2.1.2.1.Les douves	16
1.2.1.2.2.Les schistosomes	16
1.2.2.Les némathelminthes	17
1.2.2.1 <i>Ascaridia</i>	17

1.2.2.2.Capillaria	17
1.2.2.3.Syngamustrachea	18
1.2.2.4.Trichostrongylustenuis	19
1.3.Les arthropodes	20
1.3.1.les arachnides	20
1.3.1.1 Les Acariens de la peau	20
1.3.1.2.Les acariens des plumes	21
1.3.1.3.Les acariens des tuyaux	21
1.3.1.4.L'acarien de la gale déplumant(<i>Cnemidocoptelaavis</i>)	21
1.3.1.5.Les tiques	21
1.3.1.5.1.Famille des ixodidae(les tiques dures)	22
1.3.1.5.2.Famille des Argasidae(les tiques molles)	22
1.3.2.Les insectes	23
1.3.2.1.Les Diptères	23
1.3.2.2.Les Hémiptères	23
1.3.2.2.1.Mallophages	24
1.3.2.3.Siphonaptères	24
2. Les réserves de chasse dans le monde et en Algérie	25
2.1 Définition des réserves de chasse	25
2.2 Intérêt écologique et socio-économique des réserves de chasse	25
2.3 Les réserves de chasse en Algérie	26
Chapitre II : Présentation de la région d'étude	
2.1.Présentation de la station d'étude : la réserve de chasse de Djelfa	27
2.1.1.Situation géographique	27
2.1.2.Superficie et importance	28
2.1.3.Flore de massif forestier de SéharyGuebli	29
2.1.3.1.Groupement de pins d'Alep à chênes verts	29
2.1.3.2.Groupement de pins d'Alep à romarins	30
2.1.3.3.Groupement de pins d'Alep à genévriers de Phénicie	30
2.1.3.4.Groupement à alfa	30
2.1.4.Faune de massif forestier de SéharyGuebli	31
Chapitre III : Matériel et méthodes	
3.1 Description de matériel biologique : les oiseaux de la réserve de chasse de Djelfa	32
3.1.1.Les rapaces	32
3.1.1.1.Aigle botté (<i>Hieraaetus pennatus</i>)	32
3.1.1.2.Aigle royal (<i>Aquila chrysaetos</i>) :	33
3.1.1.3.Le Circaète Jean-le-Blanc (<i>Circaetus gallicus</i>)	33
3.1.1.4.Faucon pèlerin	34
3.1.1.5.Buse variable (<i>Buteo Buteo</i>) :	34
3.1.1.6.Milan noir (<i>milvus migrans</i>)	35
3.1.1.7.Hibou-Grand-Duc (<i>Bubo bubo</i>):	35
3.1.2.Les granivores	36
3.1.2.1.Pigeon biset (<i>Columba livia</i>)	36
3.1.2.2.Perdrix gambia (<i>Alectoris barbara</i>)	36
3.1.2.3.Faisan commun (<i>phasianus colchicus</i>) :	37

3.1.2.4.Pintade de numide(<i>numidiemeleagris</i>)	37
3.1.2.5.Le paon bleu(Paon cristaux)	38
3.1.2.6.L'Autriche (<i>Struthiocamelus</i>)	38
3.1.2.7.Lecanard colvert(<i>Anas platyrhynchos</i>)	39
3.2.Méthodes utilisées sur le terrain	40
3.2.1.Méthode de collecte des fientes	40
3.2.2.Méthode de collecte des ectoparasites	43
3.3.Méthode de travail au laboratoire	43
3.3.1.La Méthode directe	43
3.3.2.La concentration par flottation	44
3.3.3.La concentration par sédimentation	46
3.4 Exploitation des résultats par les indices écologiques	48
Chapitre IV : Résultats et Discussion	
4.1. Résultats sur les parasites des oiseaux de la réserve de Djelfa	49
4.1.1. Taux d'infestation des fientes par des endoparasites	49
4.1.2. Taux d'infestation par des ectoparasites chez les oiseaux de la réserve	49
4.2. Discussion sur les parasites des oiseaux de la réserve chasse de Djelfa	50
Conclusion	53
Références bibliographiques	54

Liste des abréviations

° : degré

% : pourcentage

°C : Degré Celsius

Cm : centimètre

m : mètre

Km : kilomètre

µm : micromètre

Ha : hectare

ml : millilitre

g : gramme

Kg : kilogramme

Na Cl : chlorure de sodium

MFSG: massif forestier de SeharyGuebli

RNSFC: réserve nationales de chasse et de faune sauvage

R.C.D : Réserve de chasse de Djelfa

sp. : Espèce

I : Intensité parasitaire moyenne

d : densité

min : minute

h : heure

trs : tours

N: nombre d'hôtes infestés

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

H : nombre d'oiseaux examinés

Liste des tableaux

Titres	Page
Tableau 01 : Espèces d' <i>Eimeria</i> et leurs hôtes	4
Tableau 2 : Différentes espèces de <i>Plasmodium</i> reconnu chez les oiseaux	9
Tableau 3 : les espèces d' <i>Haemoproteus</i> valables chez les oiseaux	10
Tableau 4 : les espèces de <i>Leucocytozoon</i> reconnues chez les oiseaux.	11
Tableau 5 : Distribution des espèces aviaires de la réserve de chasse dans les cages	40
Tableau 6 : Nombre de fientes des oiseaux rapaces récoltées selon les sorties	41
Tableau 7 : Nombre de fientes des oiseaux granivores récoltées selon les sorties	42

Liste des figures

Titres	Page
Figure 1 : Cycle biologique d' <i>Eimeria</i>	5
Figure 2 : Principales caractéristiques structurales de l'oocyste sporulé d'une espèce typique d'Eiméria	5
Figure 3 : Oocyste d' <i>Isosporasp.</i> De <i>Leiothrix</i> à bec rouge	6
Figure 4 : Sporocystes de <i>Sarcocystisfalcatula</i> des matières fécales	7
Figure 5 : Frottis sanguin d'un Iiwi (<i>Vestiariacoccinea</i>) infecté expérimentalement par <i>Plasmodium relictum</i>	9
Figure 6 : Cinq formes morphologiques de base des gamétocytes matures des espèces aviaires de <i>Haemoproteus</i>	10
Figure 7 : Illustration schématique du cycle de vie de <i>Leucocytozoonsimondi</i>	11
Figure 8 : Illustrations des gamétocytes de <i>Leucocytozoonsimondi</i> dans un frottis du sang d'un canard siffleur (<i>Anas Pénélope</i>)	12
Figure 9 : Cycle de vie de <i>Histomonas meleagridis</i>	14
Figure 10 : <i>Ténia infundibuliforme</i>	16
Figure 11 : Cycle de vie générale des trématodes	17
Figure 12 : Œuf d' <i>Ascaridia</i>	17
Figure 13 : Œuf de capillaire	18
Figure 14 : Œuf de <i>syngamus</i> sp. observé chez l'Autriche	19
Figure 15 : Cycle de vie de ver trachéal	19
Figure 16 : Œuf de <i>Trichostrongylus</i>	20
Figure 17 : <i>Dermanyssus gallinae</i>	20
Figure 18 : Cycle de vie des acariens	21
Figure 19 : Cycle de développement d' <i>Ixodes ricinus</i>	22
Figure 20 : La tique molle	23
Figure 21 : Cycle de développement des puces	24
Figure 27 : La carte de la réserve de chasse de Djelfa	28
Figure 28 : Aigle botté (<i>Hieraaetus pennatus</i>)	32
Figure 29 : Aigle royal (<i>Aquila chrysaetos</i>)	33
Figure 30 : Le Circaète Jean-le-Blanc (<i>Circaetus gallicus</i>)	33
Figure 31 : Faucon pèlerin	34
Figure 32 : Buse variable (<i>Buteo Buteo</i>)	34
Figure 33 : Milan noir (<i>milvus migrans</i>)	35
Figure 34 : Hibou-Grand-Duc (<i>Bubo bubo</i>)	35
Figure 35 : Pigeon biset (<i>Columba livia</i>)	36

Figure 36 : La perdrix gabra (<i>Alectorisbarbara</i>)	36
Figure 37 :Le faisan commun(<i>Phasianuscolnchicus</i>)	37
Figure 38 :Pintade de numidie(<i>Numidie meleagris</i>)	37
Figure39 :Paon bleu	38
Figure 40 :L' Autriche (<i>Struthio camelus</i>)	38
Figure 41 :Le canard colvert	39
Figure 42 :Méthode de collecte et de conservation des fientes	41
Figure 43 : Méthode de rechercher des ectoparasites	43
Figure 44 : Matériel utilisé dans la méthode directe	44
Figure 45 : Matériel utilisé dans la méthode de flottaison	45
Figure 46 : Principaux étapes de la technique de flottation.	46
Figure 47 : Matériel utilisé dans la méthode de sédimentation	46
Figure 48 : Principaux étapes de la technique de sédimentation.	47
Figure 49 : Taux d'infestation global par les endoparasites chez les oiseaux de la réserve	49
Figure50 :Taux d'infestation global chez les oiseaux de la réserve durant la période d'étude	49

Introduction

Introduction

Les jardins zoologiques exposent des animaux sauvages gardés dans des cages ou des enclos à des fins esthétiques, éducatives ou de recherche et de conservation (OTEGBADE et MORENIKEJI, 2014).

L'étude des maladies des animaux en captivité est d'une importance vétérinaire constante (OMBUGADU *et al.*, 2018), les oiseaux captifs sont plus sujets aux parasites que les oiseaux sauvages qui quittent un environnement défavorable et gèrent naturellement les problèmes de santé par rapport aux oiseaux captifs qui pourraient subir les conséquences de protocoles de gestion médiocres et inadéquats (RAO et ACHARJYO, 1984 ; VARADHARAJAN et KANDASAMY, 2000).

Selon COLLET (1990), Le statut des animaux de parcs zoologiques reste assez singulier ce qui les différencie, notamment sur le plan parasitaire, des espèces précédemment citées. En effet, contrairement aux animaux de production (ce qui est particulièrement vrai pour les oiseaux), ils possèdent une durée de vie longue ce qui peut être propice à l'infestation par certains parasites que l'on ne retrouve pas chez les volailles d'élevage. Malgré tout, on ne peut pas non plus les apparenter à des animaux de compagnie puisqu'ils vivent dans un milieu souvent clos, cohabitent parfois avec d'autres au sein de leur enclos et évoluent au sein d'une densité animale importante de nature variée.

D'après VARGHESE (1987), les parasites forment inévitablement une charge sur l'oiseau hôte et peuvent donc affecter sa capacité à croître, à survivre et à se reproduire. Les parasites peuvent même modifier le comportement, l'abondance et la distribution d'une espèce entière.

Néanmoins, les parasitoses restent un enjeu notoire chez les oiseaux de parcs animaliers, que ce soit des endoparasites ou des ectoparasites. Les parasites externes comprennent les tiques, les mouches et les acariens (SCHMASCHKE *et al.*, 2003), sont connus pour être responsables d'agitation, lésions cutanées, croissance limitée, perte de poids, à la suite de leurs morsures (FABIYI, 2008). Les parasites internes, tels que les nématodes, les acanthocéphales et les protozoaires (RAHIMANGA *et al.*, 2002), entraînent souvent des symptômes généraux (baisse d'appétit, diarrhée, toux...), ce qui affecte également l'aspect de l'animal (plume ébouriffée, prostration...) (COLLET, 1990).

Les oiseaux ont divers mécanismes de défense contre les parasites et les agents pathogènes. Ces mécanismes comprennent des adaptations morphologiques, des réponses immunologiques et comportement antiparasitaire (OWEN, 2010).

Malheureusement, les données scientifiques concernant les parasites des oiseaux de parc animaliers restent peu nombreuses. Parmi les études réalisées sur les parasites des oiseaux à travers le monde nous citons ceux de COMBES (2001) à Chicago (Etats-Unis), de BLANCHARD (2001) au Québec, de Marco (2005) en France, de PAPINI *et al.* (2011) en Italie, de SYCHRA *et al.* (2011) au République tchèque, de NORTE *et al.* (2012) au Portugal. En Algérie peu d'études ont été réalisées sur les parasites des oiseaux, parmi ces études nous citons celles de MESBAHI (2011), d'ABED *et al.* (2014), d'AMOURA (2014), de MEKHELLET et HADJAB (2015), de BITAM *et al.* (2015) et de MEKHICHE et NABI (2016). En 2019, FELLAG *et al.* ont étudié les parasites de paon au niveau de différents parcs dans nord de l'Algérie.

L'objectif de la présente étude est de contribuer à l'étude des parasites internes et externes des oiseaux dont le but d'évaluer l'état sanitaire des oiseaux en cage dans la réserve de chasse de Djelfa.

Ce manuscrit est structuré en 2 parties. La première partie est réservée à une étude bibliographique sur les parasites des oiseaux et les réserves de chasse dans le monde et en Algérie. La deuxième partie est la partie expérimentale consacrée à la présentation de la station d'étude, le matériel et la méthodologie adoptés sur le terrain puis les résultats trouvés et leurs discussions et en termine par une conclusion générale.

Chapitre I :
Données bibliographiques

1. Données bibliographiques sur Les parasites des oiseaux

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).

Selon NEUMANN, (1909) les invertébrés qui vivent en parasites sur les oiseaux appartiennent à trois embranchements du règne animal : Protozoaires, Helminthes et Arthropodes.

1.1. Les Protozoaires

Les protozoaires sont des êtres de petite taille, le plus souvent microscopiques, formés d'une seule cellule plus ou moins complexe, et ne présentant pas d'organes ni de tissus différenciés. Des quatre classes de cet embranchement, trois comprennent des parasites des Oiseaux : ce sont les Rhizopodes, les Sporozoaires et les Flagellés (NEUMANN, 1909).

1.1.1. Rhizopodes

Ce sont des protozoaires caractérisés par la faculté d'émettre à leur surface des prolongements protoplasmiques appelés pseudopodes (NEUMANN, 1909), des Rhizopodes des oiseaux nous avons *Entamoeba anatis*, Embranchement des Amibozoaires, Classe des, Famille de l'*Entamoebidae*. Dont les trophozoïtes mesurent de 3 à 10,5 µm et de forme sphérique, les kystes mesurent 13 à 14 µm de diamètre et contiennent un à quatre noyaux, signalée chez les Canard.

Nous avons aussi *Entamoeba gallinarum*, de la famille *Entamoebidae*. Les trophozoïtes mesurent 9 à 25 µm. Les kystes matures sont de 12 à 15 µm de diamètre et contiennent huit noyaux. Signalé chez le poulet, la dinde et autres oiseaux (TAYLOR *et al.*, 2016).

1.1.2. Sporozoaires

Protozoaires endoparasites, nucléés, toujours enveloppés d'une couche protoplasmique différenciée (ectoplasme ou pellicule), ne possédant jamais à l'état adulte ni cils, ni flagelles, ayant une nutrition endosmotique, se reproduisant par division et par sporulation. On les a longtemps désignés sous le nom de Psorospermies. Parmi les ordres en lesquels on divise cette classe, trois ont des représentants chez les Oiseaux :

- Les Coccidies, principalement dans l'appareil digestif ;
- Les Hémosporidies, dans le sang ;
- Les Sarcosporidies, dans les muscles et le tissu conjonctif intermusculaire (NEUMANN, 1909).

1.1.2.1. Les coccidies

D'après ANDRE (1998); BUSSIERAS et CHERMETTE (1992), les oiseaux sont les hôtes de trois familles de coccidies : les *Eimeriidae*, les *Cryptosporidiidae* et les *Sarcocystidae*. Les coccidies rencontrées appartiennent aux genres *Eimeria*, *Isospora*, *Cryptosporidium*, *Sarcocystis*, *Toxoplasma* et *Atoxoplasma*, elles sont ingérées sous forme d'oocystes et se développent ensuite le plus souvent dans les intestins et les cæcums de leur hôte.

1.1.2.1.1. *Eimeria*

Les *Eimeria* sont des protozoaires agents de coccidiose du phylum des *Apicomplexa*. Ces parasites sont bien connus en élevages avicoles dans lesquels ils ont un impact économique majeur.

Chez les oiseaux, elles ont été largement décrites chez les volailles (poules, canards, pintades, oies...), mais également chez le pigeon, les Psittaciformes, les Passeriformes (PATTONS 1996; HOLSBACK et al. 2013), les rapaces (SMITH, 1996), les Ratites (PONCE GORDO et al. 2002) et de nombreuses autres espèces.

Le tableau suivant rassemble quelques exemples de couples hôtes-parasites.

Tableau 01 : Espèces d'*Eimeria* et leurs hôtes (ATKINSON *et al.*, 2008).

Espèce hôte	Espèce d' <i>Eimeria</i>
Poule et poulet (<i>Gallus gallus domesticus</i>)	<i>E. acervulina</i> , <i>E. brunetti</i> , <i>E. maxima</i> , <i>E. mitis</i> , <i>E. mivati</i> , <i>E. necatrix</i> , <i>E. praecox</i> , <i>E. tenella</i>
Dinde (<i>Meleagris gallopavo</i>)	<i>E. meleagrimitis</i> , <i>E. adenoïdes</i> , <i>E. gallopavonis</i>
Pintade (<i>Numidameleagris</i>)	<i>E. numidia</i> , <i>E. grenieri</i> ,
Canards	<i>E. aegythiae</i>
Oies	<i>E. truncata</i>
Perruche ondulée (<i>Melopsittacus undulatus</i>)	<i>E. dunsingi</i>
Toco Toucan (<i>Ramphastostoco</i>)	<i>E. foresteri</i>

Le cycle biologique des parasites du genre *Eimeria* est monoxène et se déroule en trois phases : sporogonie, schizogonie et gamogonie (Figure 1). Dans les oocystes sporulés, on trouve quatre sporocystes, contenant chacun deux sporozoïtes (Figure 2).

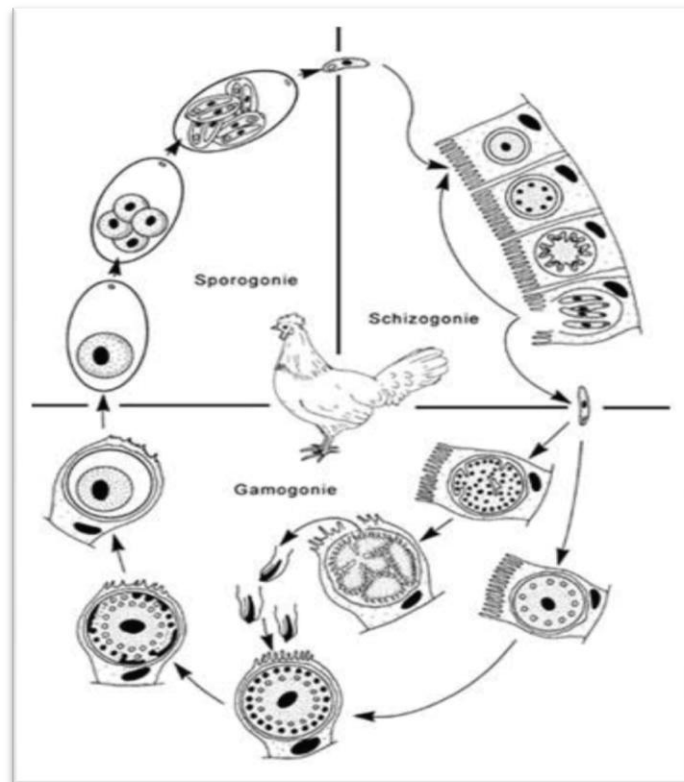


Figure 1 : Cycle biologique d'*Eimeria* source : <http://eimeria.chez-alice.fr/cycle.html>

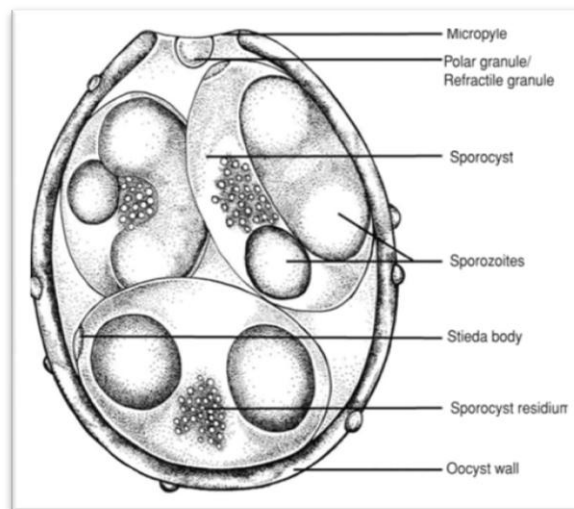


Figure 2: Principales caractéristiques structurales de l'oocyste sporulé d'une espèce typique d'*Eiméria* (YABSLEY et GIBBS,2006).

De manière plus habituelle, sur le plan symptomatique, l'oiseau malade devient anorexique, anémique, apathique, reste en boule, ailes tombantes et, présente de la polydipsie, de la diarrhée (mucoïde, parfois mêlée de sang) ainsi qu'une déshydratation secondaire(ANDRE, 2005).

1.1.2.1.2. *Isospora*

Les *Isospora* sont également des agents de coccidioses, proches des *Eimeria*, Environ 140 espèces d'*Isospora* à tropisme digestif ont été recensées chez les oiseaux (certaines

espèces d'*Isospora* sont des parasites sanguins). Cette coccidiose est décrite sur l'ensemble des continents. Comme les *Eimeria*, les *Isospora* possèdent une grande spécificité d'hôte (SCHRENZEL *et al.*, 2005).

Parmi les espèces du genre *Isospora* qui affectent les oiseaux sont : *I canaria*, *I lacazei*, *I psittaculae*, parasitent l'intestin grêle (essentiellement le duodénum).

Le cycle biologique d'*Isospora* est semblable à celui d'*Eimeria*. Une différence notable est néanmoins à noter lors de la sporulation : chez *Isospora*, l'oocyste sporulé contient 2 sporocystes contenant chacun 4 sporozoïtes (figure 3) et les signes cliniques sont semblables à ceux évoqués pour les *Eimeria* (COLLET, 1990).



Figure 3 : Oocyste d'*Isosporasp.* De *Leiothrix* à bec rouge (ATKINSON *et al.*, 2008).

1.1.2.1.3. *Sarcocystis* sp.

Les espèces de *Sarcocystis* ont des cycles de vie indirects. Ils sont caractérisés par des stades tissulaires intestinaux et extra-intestinaux et produisent des oocystes infectieux qui sont évacués dans les fèces de leurs hôtes définitifs. Les mérozoïtes de *S. falcatula* sont situés dans les cellules endothéliales de l'hôte intermédiaire et peuvent être visualisés par immunofluorescence ou par coloration à l'hématoxyline et à l'éosine. Les blastocystes sont de grandes structures en forme de fuseau qui se produisent dans les fibres musculaires de l'hôte intermédiaire. Ils sont ronds lorsqu'ils sont vus en coupe transversale et étroits et allongés lorsqu'ils sont vus en coupe longitudinale. Les sacs de spores se rompent généralement des oocystes à paroi mince (figure 4), lorsqu'ils sont excrétés dans les fèces de l'hôte définitif et se propagent complètement et infectent l'hôte intermédiaire une fois qu'ils atteignent l'environnement externe (ATKINSON *et al.*, 2008).

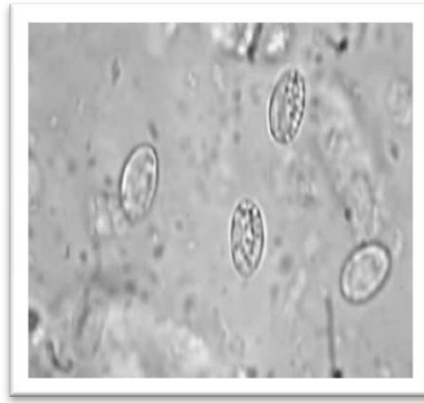


Figure 4 : Sporocystes de *Sarcocystisfalcatula* des matières fécales (ATKINSON et *al.*, 2008).

Les psittacidés sont les plus sensibles à ce parasite. Habituellement on note des troubles respiratoires (dyspnée, pneumonie aiguë), un fort abattement, de l'anorexie, de la diarrhée, de possibles troubles nerveux puis le décès (ANDRE, 2005).

1.1.2.1.4. *Cryptosporidium*

Les membres du genre *Cryptosporidium* sont de petits parasites protozoaires sphéroïdes à ovoïdes qui infectent, se développent et se reproduisent dans les cellules épithéliales qui tapissent des parties des voies gastro-intestinales et urinaires des vertébrés (TZIPORI, 1983).

Les oocystes sporulés sont excrétés par les hôtes infectés et sont transmis à d'autres hôtes par ingestion/inhalation orale/nasale d'oocystes ou de matériaux contaminés par des oocystes. Après la pénétration chez les oiseaux, les mérontes de type I subissent un développement cyclique et les formes invasives libérées par les mérontes de type II se transforment en mérontes de type III dont les mérozoïtes pénètrent dans les entérocytes et se développent en stades sexués (CURRENT *etal.*, 1986).

Au niveau digestif, l'intestin et les caeca sont distendus avec des fluides et des gaz, il y a une atrophie des villosités et certains entérocytes se détachent L'animal présente une diarrhée aqueuse, un amaigrissement, de la déshydratation et l'issue est souvent fatale. Au niveau respiratoire, on note un excès de mucus dans la trachée, une congestion de la muqueuse nasale, une perte des cils de l'épithélium. On a également une atrophie de la bourse de Fabricius accompagnée d'une baisse de l'état général et d'un taux de mortalité élevé (HOERRetal., 1986).

1.1.2.1.5. *Toxoplasma*

Dans l'organisme on peut rencontrer les toxoplasmes soit sous formes libres dans l'exsudat péritonéal d'un animal sensible précédemment inoculé, ou même dans le sang ; soit dans les cellules du système réticulo histiocytaire, dans les lymphocytes, les histiocytes, les grands mononucléaires, et le cytoplasme des hématies ; soit enfin sous forme de pseudo kystes dont le tissu de prédilection est le tissu nerveux, encore que chez les oiseaux ces pseudo kystes soient rares (BERSON, 1964).

Parmi les espèces signalées chez les oiseaux: *Toxoplasma avium*, *Toxoplasma columbae*, *Toxoplasma francae*, *Toxoplasma fulicae*, *Toxoplasma gallinarum* et *Toxoplasma* (BERSON, 1964).

La maladie qui peut se déclarer dans des effectifs d'oiseaux (élevages industriels) ou sur des volatiles isolés, se traduit par des troubles de l'équilibre et par la paralysie des pattes, et de graves manifestations entéritiques. On peut constater des myocardites, des encéphalites avec nécrose du chiasma optique. Les animaux ont la crête cyanosée et sont cachectiques (BERSON, 1964).

1.1.2.1.6. *Atoxoplasma* sp.

L'*Atoxoplasma* est une maladie des oiseaux causée par des parasites coccidiens inhabituels du genre *Atoxoplasma*. L'*Atoxoplasma* est une maladie du système réticulo-endothélial ainsi que des intestins, et un large éventail des oiseaux sont infectés par ces organismes. Cette maladie frappe de nombreux passereaux, en particulier les jeunes canaris (ANDRE, 2005).

L'*Atoxoplasma*, n'est pas mobile et a un noyau volumineux. Aucune forme de schizogonie n'a été observée, mais on a rencontré des « cellules hôtes » contenant 4 à 5 parasites ronds (BERSON, 1964). Parmi les espèces signalées chez les oiseaux il y'a *Atoxoplasma argyrea* est trouvée chez *Argyra rubiginosa* et *Lanius collaris*. et *Atoxoplasma coccothraustis* parasite trouvé en Italie sur un représentant de la famille des *Fringillidés* (BERSON, 1964).

La transmission elle se réalise directement, par l'ingestion des ookystes. Il est possible également que des arthropodes hématophages (*Dermanyssus*) jouent un rôle d'hôtes intermédiaires (ANDRE, 2005).

Parmi les signes observés chez les jeunes canaris : amaigrissement, anorexie, attitude (en boule), éventuellement diarrhée et troubles du système nerveux central. L'échéance est le plus souvent fatale, au terme d'une dizaine de jours (ANDRE, 2005).

1.1.2.2. Hémosporidies

Des Plasmodiides du phylum des *Apicomplexa* sont aptes à parasiter les oiseaux. Trois genres sont représentés : *Leucocytozoon*, *Haemoproteus* et *Plasmodium*. Ce sont tous des parasites unicellulaires du sang (ELLIS *et al.*, 1994).

1.1.2.2.1. *Plasmodium* sp.

Ce sont des protozoaires parasites, que l'on rencontre dans les globules rouges du sang circulant des oiseaux. Leur morphologie est essentiellement variable suivant l'espèce et l'âge du parasite mais critère constant, on trouve des granulations de (pigment) intracytoplasmiques, ce sont les « grains d'hémozoiné » ou de « mélanine », dont la composition est voisine de celle de l'hématine (BERSON, 1964). Différentes espèces de *Plasmodium* reconnues comme valables présentées dans le tableau suivant :

Tableau 2 : Différentes espèces de *Plasmodium* reconnu chez les oiseaux. (BERSON, 1964).

Espèces	Hôtes
<i>Plasmodium relictum</i>	Fortement pathogène pour le pigeon
<i>Plasmodium cathemerium.</i>	Très pathogène pour les canaris.
<i>Plasmodium rouxi</i>	Pouvoir pathogène marqué pour le canari et d'autres passériformes.
<i>Plasmodium fallax</i>	Strigiformes ; Galliformes ; Passériformes.
<i>Plasmodium gaflinaceum.</i>	Canaris, canards, et pintades. sont réfractaires à cette infection.
<i>Plasmodium pinottii.</i>	Très pathogène pour les poussins et les pigeons, canaris, dindes, canards.
<i>Plasmodium japonicum.</i>	Parasite naturel des volailles domestiques, mais les dindes sont résistantes.

Les oiseaux immunodéprimés, les jeunes sont les plus sensibles à cette parasitose. On peut également observer de l'anémie et, en raison de la destruction accrue de globules rouges (figure 5) (ANDRE, 2005).

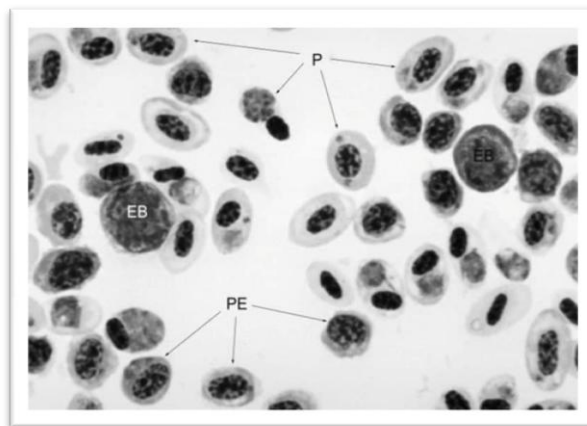


Figure 5: Frottis sanguin d'un Iiwi (*Vestiariacoccinea*) infecté expérimentalement par *Plasmodium relictum*. (ATKINSON *et al.*, 2008).

1.1.2.2.2. *Haemproteus*

Les espèces d'*Haemproteus* qui infectent les oiseaux sont des parasites intra-érythrocytaires à transmission vectorielle étroitement apparentés aux véritables parasites du paludisme des vertébrés (ATKINSON *et al.*, 2008).

Les membres de ce genre sont classés comme membres du phylum *Apicomplexa*, classe *Aconoidasida*, ordre *Haemospororida*, famille des *Plasmodiidae*, et se définissent principalement par leur développement intra-érythrocytaire, production de granules de pigment brun doré ou noir proéminents à partir de la digestion de l'hémoglobine de l'hôte, et absence de reproduction asexuée dans les cellules

sanguines en circulation (PEIRCE, 2000). Pratiquement toutes les espèces de ce genre se distinguent par la morphologie des gamétocytes circulants (figure6), leur spécificité d'hôte présumée et par des changements distinctifs dans la morphologie des érythrocytes de l'hôte. Certaines espèces d'*Haemoproteus* peuvent être hautement pathogènes et provoquent une myosite sévère chez les hôtes aviaires²(ATKINSON *et al.*, 2008).

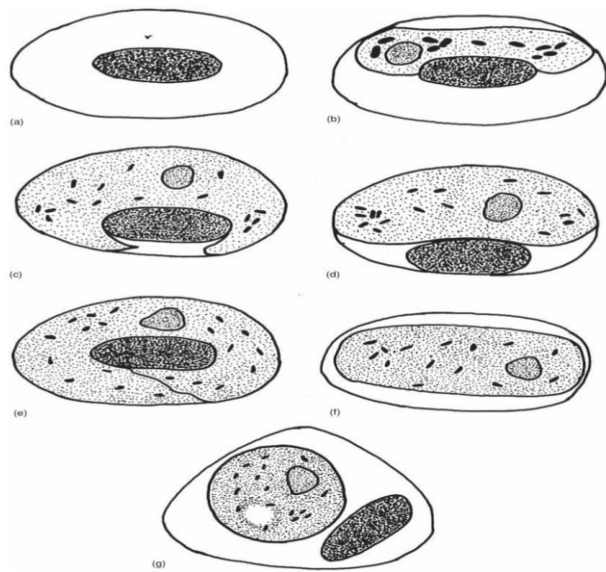


Figure 6: Cinq formes morphologiques de base des gamétocytes matures des espèces aviaires de *Haemoproteus*(ATKINSON *et al.*,2008)

(a) érythrocyte normal, (b) gamétocyte microhalteridial, (c, d) halteridial gamétocyte, (e) gamétocyte circumnucléaire, (f) gamétocyte rhabdosomal et (g) discosomal gamétocyte

Les symptômes sont habituellement inapparents tout au plus, pourrait on rattacher à cette maladie l'éventualité d'une anémie, d'une myopathie et de picage (ANDRE, 2005).

Tableau 3: les espèces d'*Haemoproteus* valables chez les oiseaux (BERSON,1964).

Espèces	Hôtes
<i>Haemoproteus sacharovi</i>	Les colombiformes.
<i>Haemoproteus nettionis</i>	Ansériformes communs domestiques (canards et oies) et ansériformes sauvages
<i>Haemoproteus meleagridis.</i>	Dindes sauvages et domestiques.
<i>Haemoproteus lophortyx</i>	La caille (<i>Lophortyx californica</i>)
<i>Haemoproteus fringillae</i>	Nombreux passériformes
<i>Haemoproteus canachites</i>	Isolé de <i>Canachites canadensis</i> (Galliforme) ; <i>Bonasa umbellus</i> (Exp.)

1.1.2.2.3. *Leucococytozoon*

La leucocytozoonose est une maladie protozoaire à transmission vectorielle des oiseaux causée par plusieurs espèces d'Apicomplexa du genre *Leucocytozoon*, les *Leucocytozoon* sont des parasites protozoaires endoglobulaires que l'on rencontre chez de nombreuses espèces d'oiseaux. Il existe de nombreuses espèces de *Leucocytozoon* seules quelques-unes sont connues pour être pathogènes pour leurs hôtes, trois espèces de *Leucocytozoon* seraient pathogènes pour les oiseaux sauvages, *L. simondi*, *L. marchouxi* et *L. toddi*. Groupes aviaires à risque comprennent la sauvagine, les pigeons, les galliformes, les rapaces et les autruches (VALKIUNAS, 2005).

Les leucocytozoïdes ont un cycle de vie indirect qui implique les mouches piqueuses de l'ordre des diptères comme vecteurs. Tous sont espèces de *Simuliidae* (mouches noires), à l'exception de *L. caulleryi*, qui utilise des moucheron piqueurs du genre *Culicoïdes* (ATKINSON *et al.*, 2008).

Le cycle de vie le mieux étudié est celui de *L. simondi* (Figure 7).

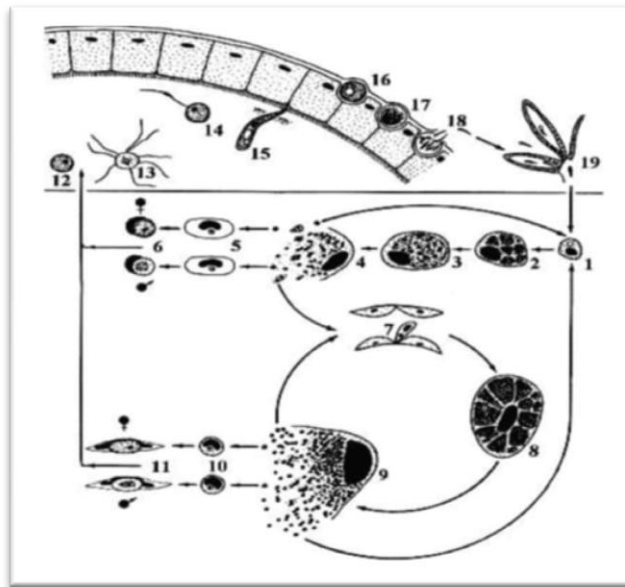


Figure 7 : Illustration schématique du cycle de vie de *Leucocytozoon simondi* (VALKIUNAS, 2005).

Tableau 4 : les espèces de *Leucocytozoon* reconnues chez les oiseaux. (BERSON, 1964).

Espèces	Hôtes
<i>Leucocytozoon smithi</i>	Dindes domestiques et sauvages
<i>Leucocytozoon caulleryi</i> ,	Les poussins de basse-cour,
<i>Leucocytozoon simondi</i> .	Ansériformes domestiques et sauvages.

La maladie très proche de l'hémoprotéose. Abattement, amaigrissement, anémie, diarrhée (ANDRE, 2005) (figure 8).

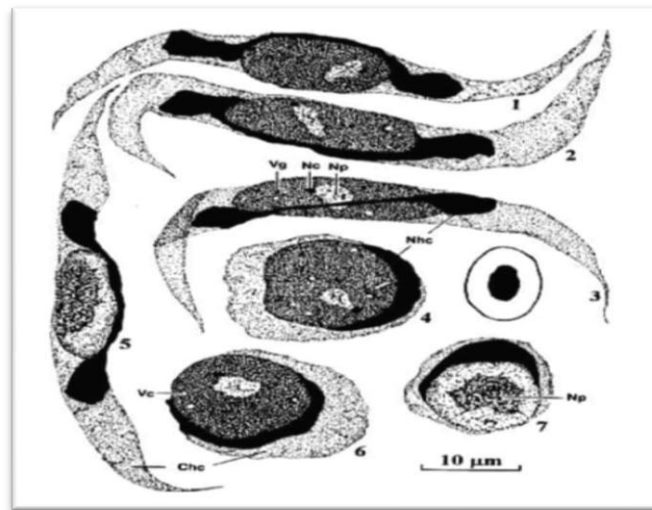


Figure 8 : Illustrations des gamétoctes de *Leucocytozoon simondi* dans un frottis du sang d'un canard siffleur (*Anas Pénélope*) (ATKINSON *et al.*, 2008).

1.1.3. Flagellés

Protozoaires nucléés, ordinairement enveloppés d'une cuticule, les Flagellés sont caractérisés par leur organe locomoteur, qui consiste en un flagelle ou plusieurs flagelles peu nombreux, accompagnés parfois d'une membrane ondulante. Ils peuvent avoir des représentants dans l'appareil digestif et le sang des oiseaux (NEUMANN, 1909).

1.1.3.1. Flagellés gastro-intestinaux

Les protozoaires avec des flagelles qui résident dans le tractus intestinal des oiseaux psittacidés comprennent *Trichomonas*, *Giardia sp*, *Hexamita sp* et *Histomonas* (ELLIS *et al.*, 1994).

1.1.3.1.1. *Trichomonas*

La trichomonose est une maladie protozoaire causée par le flagellé *Trichomonas gallinae* (Rivolta, 1878). Il s'agit principalement d'une maladie des voies digestives et respiratoires supérieures des columbiformes, des rapaces, des psittaciformes et de quelques autres oiseaux.

Flagellés de la famille des *Trichomonadidae*, ordre les *Trichomonadida*, qui vivent principalement comme parasites dans l'intestin ou dans le tractus urogénital des humains et des animaux (BRUGEROLLE et MÜLLER, 2000). Chez les oiseaux, on trouve le plus souvent deux espèces de *Trichomonas*, *Trichomonas gallinae* et *Tetratrichomonas gallinarum*.

Ces flagellés se caractérisent par la présence de cinq à six flagelles et une membrane ondulante de type lamelliforme (CEPICKA *et al.*, 2010). Les trichomonas manquent de classique mitochondrie comme sites de fermentation oxydative, mais au lieu de cela, ils possèdent des organites spécialisés nommés hydrogénosomes (MÜLLER, 1993).

Le cycle de vie des trichomonas est un cycle simple et direct sans hôte intermédiaire (STABLER, 1954). Au sein des Columbiformes, la transmission horizontale et interspécifique, le parasite peut se

produire indirectement, par le biais de sources d'eau potable ou d'aliments contaminés courants (HÖFLE *et al.* 2004 ;KOCAN, 1969). Les pigeons adultes sont fréquemment porteurs de ce parasite sans montrer de signes de la maladie, mais chez un hôte jeune ou immunodéprimé, l'infection par une souche pathogène entraîne généralement une maladie grave et rapidement évolutive entraînant la mort (KEYMER, 1982).

La plupart des signes cliniques des colombiformes infectés sont liés aux lésions buccales qui empêchent ou entravent l'alimentation. Ceux-ci incluent la perte de poids, l'apathie et les plumes ébouriffées. Des lésions caséuses jaunâtres peuvent être observées autour du bec ou des yeux des oiseaux infectés et leur visage semble enfler (COLE et FRIEND, 1999).

1.1.3.1.2. *Giardia sp.*

Giardia sp. Sont des protozoaires parasites qui infectent un large éventail d'hôtes vertébrés, y compris les humains, les animaux domestiques et sauvages. Actuellement, 2 des 6 espèces de *Giardia* sont reconnues chez les hôtes aviaires sur la base de la morphologie des trophozoïtes et/ou kystes : *Giardia ardeae* et *Giardia psittaci*(RYAN et CACCIO, 2013).

Cette parasitose sévit, de manière importante, dans certaines régions du monde (Californie, en particulier), chez les perruches ondulées et les perruches calopsittes.

Les kystes sont dans l'environnement et servent de source d'infection. Les signes incluent une lâche malodorante, diarrhée mucoïde, entérite, anorexie, dépression, mycoses à répétition, hypoprotéïnémie. Une faible croissance et une mortalité élevée peuvent être observées chez les perruches et callopsittes (ELLIS *et al.*, 1994).

1.1.3.1.3. *Hexamitasp.*

Hexamitasp. peut causer des selles molles et une perte de poids. Ce genre a un trophozoïte avec huit flagelles et deux noyaux comme fait *Giardia*, mais il n'a pas de disque de succion et est souvent tronqué en apparence. Les kystes sont probablement les formes virulentes.

Généralement, *Hexamita* est plus petit que *Giardia*, nage de manière linéaire et fluide et peut être associée à une diarrhée chronique. *Hexamita* a été décrit comme une cause de maladie chez les loris. Démonstration du parasite est fréquente chez les asymptotiques excréments de pigeon et ne semble pas causer de problème à moins que les oiseaux ne soient maintenus en mauvais état(ELLIS *et al.*, 1994).

1.1.3.1.4. *Histomonas*

L'histomonose est une maladie des oiseaux galliformes causée par le protozoaire *Histomonas meleagridis*. L'histomonose est reconnue comme une maladie grave des dindons sauvages (*Meleagris gallopavo*) et a été signalée à l'occasion chez d'autres espèces d'oiseaux galliformes sauvages(ATKINSON *et al.*, 2008).

Les histomonades mesurent de 4 à 30 µm de diamètre, arrondies à allongées, ont un seul noyau, présentent un mouvement amiboïde actif et peuvent avoir un seul flagelle. La forme morphologique dépend du stade de l'infection et de la localisation du parasite. Les trophozoïtes amiboïdes et flagellés existent dans la lumière cœcale des oiseaux infectés. Organismes à l'intérieur les lésions de la paroi cœcale ou du foie sont dépourvues de flagelle (ATKINSON *et al.*, 2008). Le cycle est représenté par la figure 9.

L'oiseau malade présente une diarrhée claire, régurgite parfois, baille, émet des claquements de bec, a une respiration gênée et perd progressivement du poids (ANDRE, 2005).

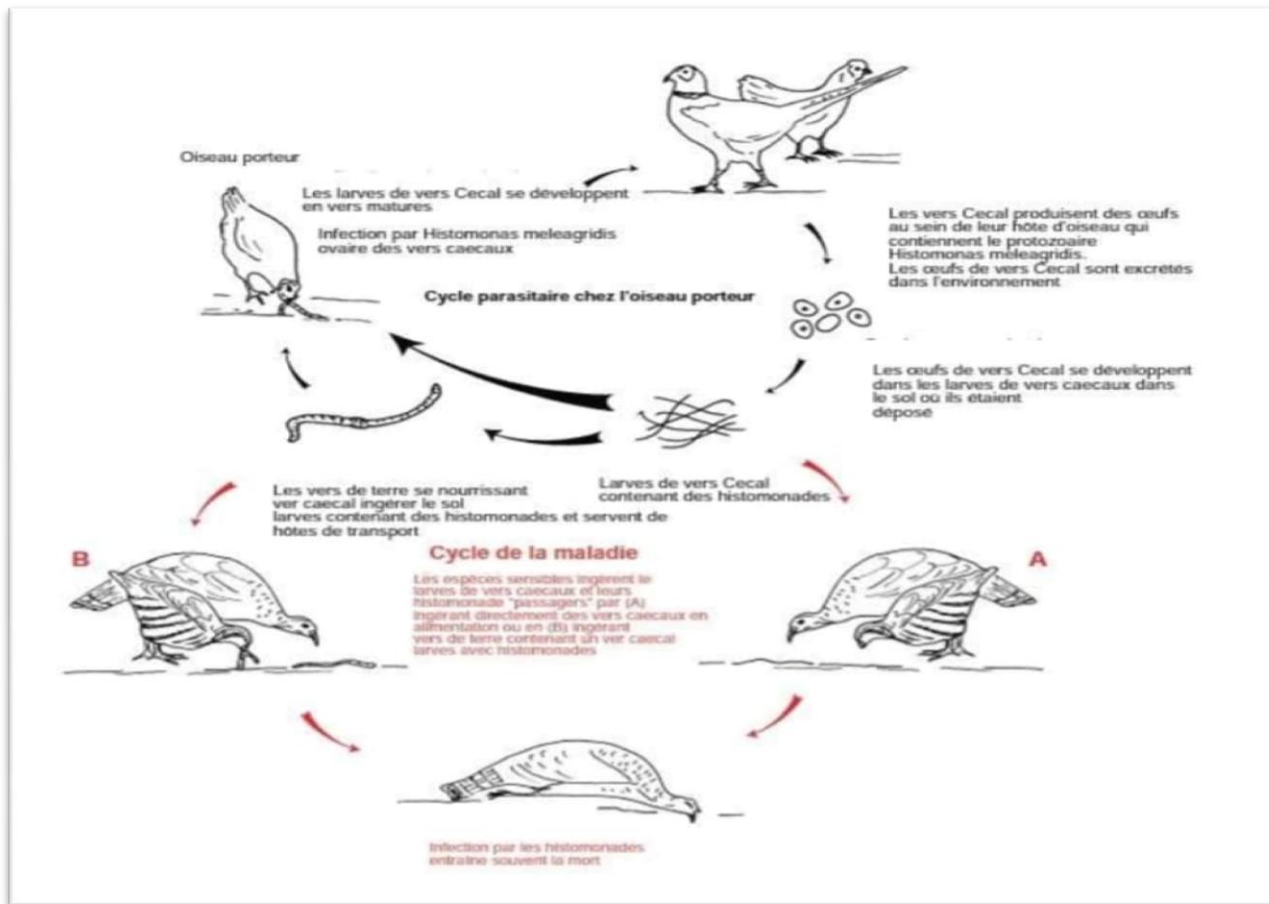


Figure 9: Cycle de vie de *Histomonas meleagridis* (COLE et MILTON, 1999).

1.1.3.2. Flagellés de sang

1.1.3.2.1. Trypanosome

C'est un parasite inter-érythrocytaire du sang de la lymphe et des tissus des invertébrés et vertébrés, de la famille des *Trypanosomidae*. Les trypanosomes sont des protozoaires, flagellés fusiformes, de 10 à 40 µm de long, avec une membrane ondulante et un flagelle partant d'un petit blépharoplaste (BOUREE, 1989; ADAMOU, 2011; BOUDJENAH, 2015; HIMEUR et ZERAOULA, 2016).

La plupart des espèces passent une partie de leur cycle dans les intestins des insectes et d'autres invertébrés. Les stades flagellés s'achèvent uniquement dans l'hôte vertébré (GOSLING, 2005; ADAMOU, 2011; BOUDJENAH, 2015; HIMEUR et ZERAOULA, 2016).

Le parasite en cause est un protozoaire flagellé, du genre *Trypanosomasp.* (*T.avium*, *T.balfouri.*). Il vit dans le sang de ses hôtes, en situation extra-cellulaire. Il touche les passereaux, mais également des psittacidés, peuvent héberger l'agent responsable. Il semble que les trypanosomes n'entraînent pas, chez les oiseaux, de maladie apparente, sauf cas de parasitose massive (ANDRE, 2005).

1.2. Les helminthes

Les vers sont des invertébrés dont le corps mou et contractile, a ses deux moitiés latérales symétriques, ne présentent jamais de membres articulés. Ils sont répartis en deux classes: les plathelminthes, à corps généralement plat, et les némathelminthes, qui sont à peu près cylindriques (NEUMANN, 1909).

1.2.1. Plathelminthes

Dans les plathelminthes deux ordres (les cestodes et les trématodes) sont constitués par des formes parasites qui ont des représentants chez les oiseaux domestiques (NEUMANN, 1909).

1.2.1.1. Les cestodes

Les cestodes sont des vers plats, acéломates, hermaphrodites. Leur corps est segmenté, dépourvu de tube digestif mais on note la présence d'organes de fixation, ventouses et crochets sur l'extrémité antérieure de scolex, ce sont des parasites à cycle hétéroxène.

Les cestodes sont réunis en deux ordres : les *pseudophyllidea* et les *cyclophyllidea* (BUSSIERAS et CHERMETTE, 1995). Les parasites des oiseaux se retrouvent dans les familles de l'ordre des cyclophyllidea.

a) Famille des *Davaineidae*

Dont deux genres de la famille ont été décrits chez le poulet, les genres *Davainea* et *Raillietina*.

b) Famille des *Hymenolepididae*

Hymenolepis carioca a été décrit chez la poule et le dindon.

c) Famille des *Taenidae*

Douze espèces de cestodes ont été décrits comme parasites de la poule ce sont : *Taenia infundibuliforme*, *T. sphénoïde*, *T. digonopore*, *T. carioca*, *T. proglottinien*, *T. coussine*, *T. échinobothridien*, *T. tétragone*, *T. oligophore*, *T. mince*, *T. bandelett* et *bothriotaenia* à cou long (NEUMANN, 1909), Le *taenia infundibuliforme* est l'espèce la plus commune (figure 10), le cycle de cette espèce est indirect, il fait intervenir comme hôte intermédiaires des insectes appartenant à de nombreux ordres : Diptères tels que la mouche domestique et Hyménoptères par exemple les fourmis. L'insecte ingère des oncosphères qui se développent en cysticercoïdes, matures en dix jours, se transforment en vers adultes en huit à dix jours puis libèrent les proglottis matures dans les milieux extérieurs (AKHUMYAN, 1978).

Le téniasis se traduit au début par la diarrhée, les excréments sont liquides, mélangés de mucosités jaunâtre, plumes sont hérissées, l'appétit finit par disparaître, l'anémie.

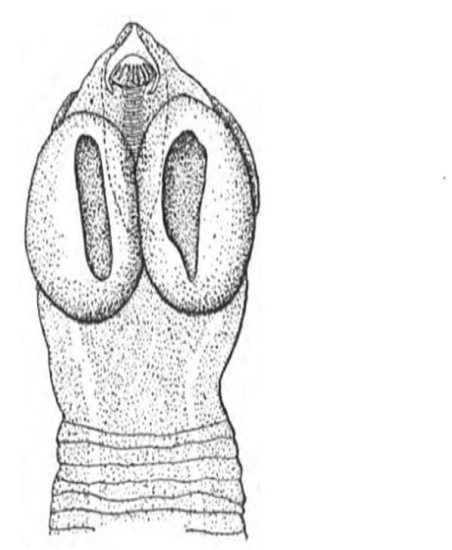


Figure 10 : *Ténia infundibuliforme* (NEUMANN,1909)

1.2.1.2. Les trématodes

Les trématodes sont des vers plats de quelques millimètres de long, à corps non segmenté, de forme foliacée ou lancéolée. Ils possèdent un tube digestif le plus souvent terminé en cul de sac et sont généralement hermaphrodites. Ils sont pourvus d'un ou plusieurs organes adhésifs ou ventouses.

Les oiseaux sont susceptibles d'héberger les trématodes les plus variés passant par divers hôtes intermédiaires (annélides, crustacés, insectes) dans les stades larvaires (LESBOUYRIES,1941) (BUSSIERAS et CHERMETTE,1988). Le cycle est représenté par la (figure 11).

Les trématodes sont dans l'ensemble très peu pathogènes dans le milieu naturel (VILLATE,1997).

1.2.1.2.1. Les douves

Il y a six espèces de douves trouvées dans l'intestin de la poule. La douve hérissée, est trouvée dans l'intestin de divers oiseaux aquatiques, la douve conoïde, est trouvée dans l'intestin grêle de la poule et du canard, la douve recourbée, douve changée, douve linéaire, dans le gros intestin des poulets. La douve verruqueuse, plus fréquente chez les canards et l'oie (NEUMANN,1909).

1.2.1.2.2. Les schistosomes

Les espèces qui affectent les oiseaux sont, *Paraschistosomatium* et *Heterobilharzia* (PRICE, 1929).

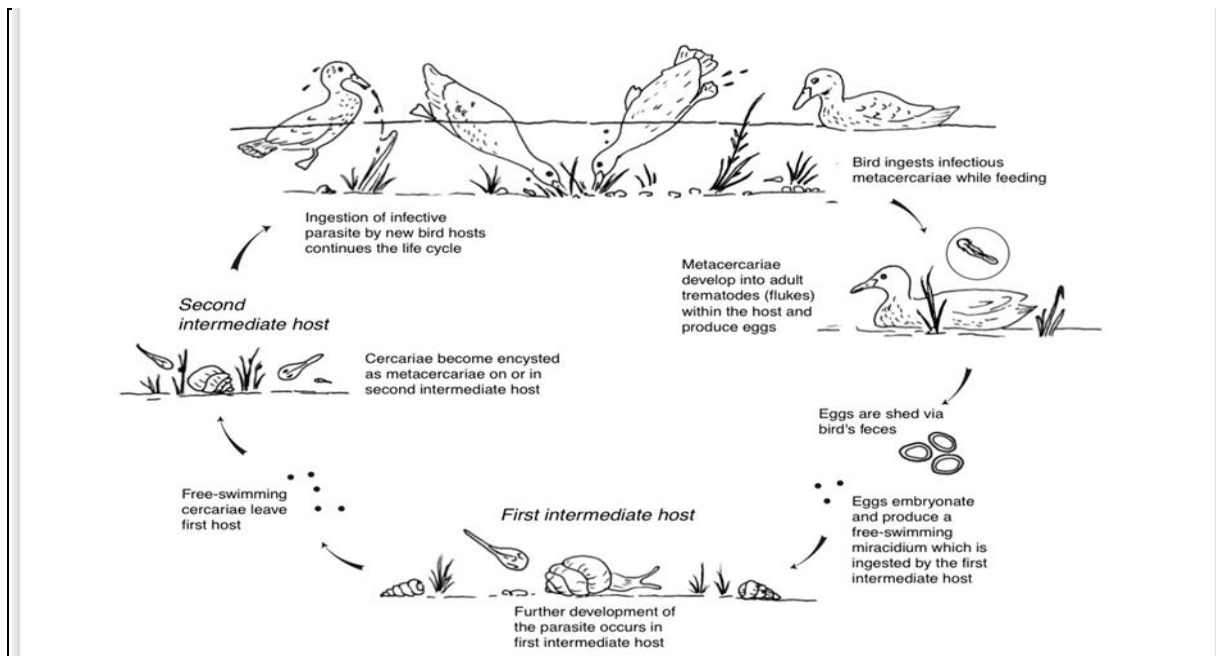


Figure 11: Cycle de vie générale des trématodes (COLE et MILTON, 1999).

1.2.2. Les némathelminthes

Les nématodes sont des vers cylindrique, non segmentés et pseudoacoelomates. Ils ont un tube digestif incomplet, les sexes sont séparés (BUSSIERAS et CHERMETTE, 1995).

1.2.2.1. *Ascaridia*

Il est fréquent chez la volaille, la taille peut atteindre 12 cm chez la femelle. Les espèces *Ascaridia gali* sont observées chez la poule, le dindon, le canard et l'oie. *Ascaridia columbae* chez le pigeon. Le cycle de développement est direct avec une grande résistance de l'œuf dans l'environnement (figure 12).

Parasite pathogène, les vers adultes en grand nombre peuvent entraîner des obstructions mécaniques mortelles, hémorragique (OOTMARLAND, 2008).

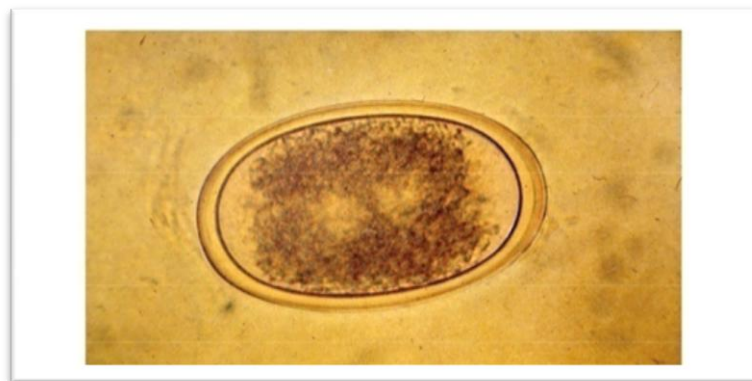


Figure 12 : Œuf d'*Ascaridia* (OOTMARLAND, 2008).

1.2.2.2. *Capillaria*

Ce sont des vers très fins mesurant de 1 à 5cm, le Trichosome très étroit s'étend sur la moitié de la longueur, le mâle possède un long spicule unique. Chez les oiseaux on note :

- *Capillariacaudinflata* : vit dans l'intestin grêle de la poule, du dindon et du pigeon, le cycle est direct.
- *Capillariacontorta* parasite de l'œsophage et du jabot de la poule, du dindon, du canard et des oiseaux sauvages, le cycle nécessite un ver de terre (OOTMARLAND, 2008).

Les oiseaux parasités présentent : **diarrhée**, diminution de la croissance et des mortalités éventuelles (OOTMARLAND, 2008).



Figure 13 : Œuf de capillaire(OOTMARLAND, 2008).

1.2.2.3. *Syngamustrachea*

Parasite de la trachée est une espèce commune chez beaucoup d'oiseaux, on le rencontre chez les galliformes (poulet, dindon, pintade, faisan, perdrix), il se présente toujours dans la trachée sous la forme d'un Y d'où l'appellation de ver fourchu, la femelle est rouge et mesure 2cm tandis que le mâle fait 0.5cm, le ver est muni d'une très grande capsule buccale (VILLATE, 1997 ; LESBOUYRIES, 1941 ; EUZEBY, 1988 ; EUZEBY, 1960).

L'œuf est expectoré avec le mucus, et éliminé avec les fientes (figure 14), la larve L3 se forme dans l'œuf, ingestion de l'œuf contenant la L3, cette larve sera ingérée après éclosion par un hôte paranétiq (vers de terre, limaces, coléoptères, escargots) (figure 14).

Les symptômes, surtout observés chez les faisans et dindons : trachéite hémorragique, hypersécrétion de mucus avec suffocation et mortalité éventuelle (OOTMAARLAND, 2008).

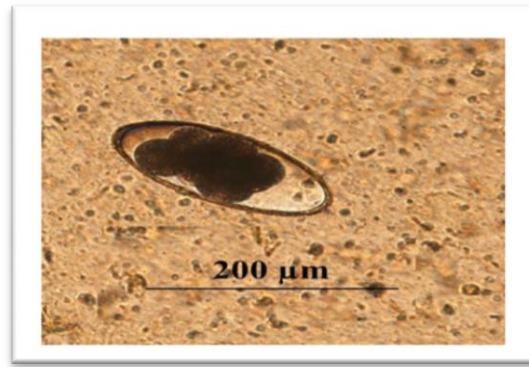


Figure 14: Œuf de *syngamus* sp. observé chez l'Autriche (Atlas coproscopique, 2015)

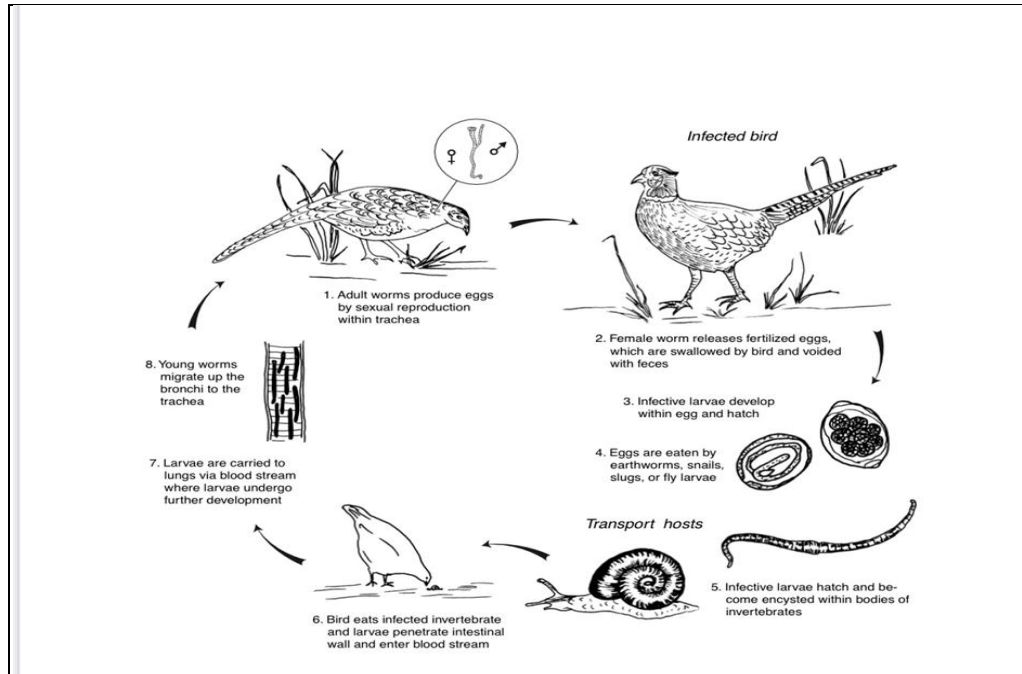


Figure 15: Cycle de vie de ver trachéal (COLE et MILTON, 1999).

1.2.2.4. *Trichostrongylus*

Est un ver allongé, capillaire, mesurant 5 à 11mm de long. il vit dans les caeca de nombreuses espèces de galliformes, domestiques et sauvages. Sa bouche est pourvue de trois lèvres très réduites, la cuticule est lisse en arrière de la bouche puis striée transversalement, les femelles ont la queue conique, les œufs mesurent approximativement 70 sur 40 (figure 16) (LESBOUYRIES, 1941).

Ce parasite est occasionnel sur les galliformes sauvages, il y a parfois une baisse de l'état général avec éventuellement émission d'une diarrhée brunâtre ou sanguinolente, Les infestations massives peuvent être mortelles (LESBOUYRIES, 1941).

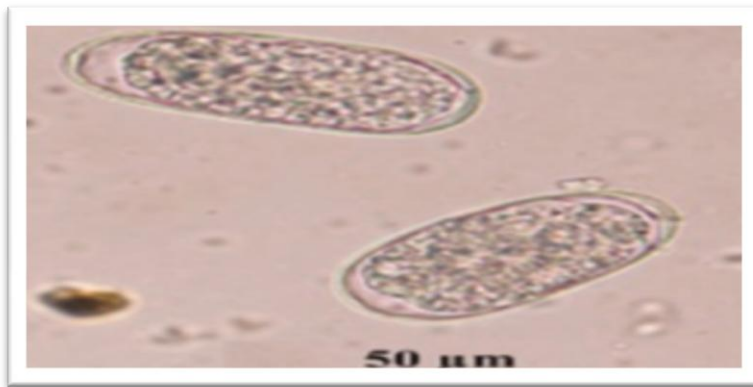


Figure 16 : Œuf de *Trichostrongylus* sp. (Atlas coproscopique, 2015).

1.3. Les arthropodes

1.3.1. les arachnides

Sont des arthropodes à respiration aérienne, la tête est habituellement soudée au thorax (céphalothorax) qui ont deux paires d'appendices buccaux, quatre paires de pattes, jamais d'ailes ni d'antennes, les acariens fournissent les seuls arachnides parasites des oiseaux (NEUMANN, 1909).

1.3.1.1. Les Acariens de la peau

Dermanyssus gallinae : c'est un acarien ovale, un peu aplati, plus large en arrière qu'en avant, il appartient à l'embranchement des arthropodes, la classe des Arachnida, ordre des Mesostigmata, famille des Dermanyssidae (BITAM *et al.*, 2015) (figure 17)



Figure 17: *Dermanyssus gallinae* (BITAM *et al.*, 2015).

Laminosioptes cysticola: le parasite vit sous le peau et est perceptible sous forme de nodules blanchâtres et mobiles de la grosseur d'un grain de blé, il mesure 0.25 mm environ (SAMUEL et BERNARD, 1995).

1.3.1.2. Les acariens des plumes

Ce sont des acariens commensaux du plumage, Genre *Cheyletiella*. en effet, les plumes des oiseaux sont les milieux vivants qui représentent à la fois la nourriture et le biotope du parasite (AMOURA, 2014).

Falculiferrostratus : il appartient à l'embranchement : Arthropoda, classe : Arachnida, ordre : Astigmata, famille : Falculiferidae, Genre : *Falculifer* (MYERS *et al.*, 2014), parasite de plumage très fréquent et assez contagieux, il mesure environ 0.8mm de long, il vit entre des grandes plumes des ailes et de la queue (SAMUEL et BERNARD, 1995).

1.3.1.3. Les acariens des tuyaux

Syringophilusbiplectinatus : c'est un parasite du rachis des plumes, il mesure environ 0.9mm (SAMUEL et BERNARD, 1995).

1.3.1.4. L'acarien de la gale déplumant (*Cnemidoptelaevis*)

Est un acarien du sous ordre des Sarcoptiformes, il se loge dans le follicule à la base des plumes, il est invisible à l'œil nu, le mâle mesure environ 0.8mm, la femelle fait le double (SAMUEL et BERNARD, 1995).

L'action pathogène des acariens est due aux piqûres de leur rostre, soustrayant à l'hôte une quantité relativement importante de sang. Ceci peut entraîner une anémie notable chez les jeunes animaux, ces derniers sont privés de sommeil à cause des démangeaisons et peuvent finir par mourir (ANDRE, 1998).

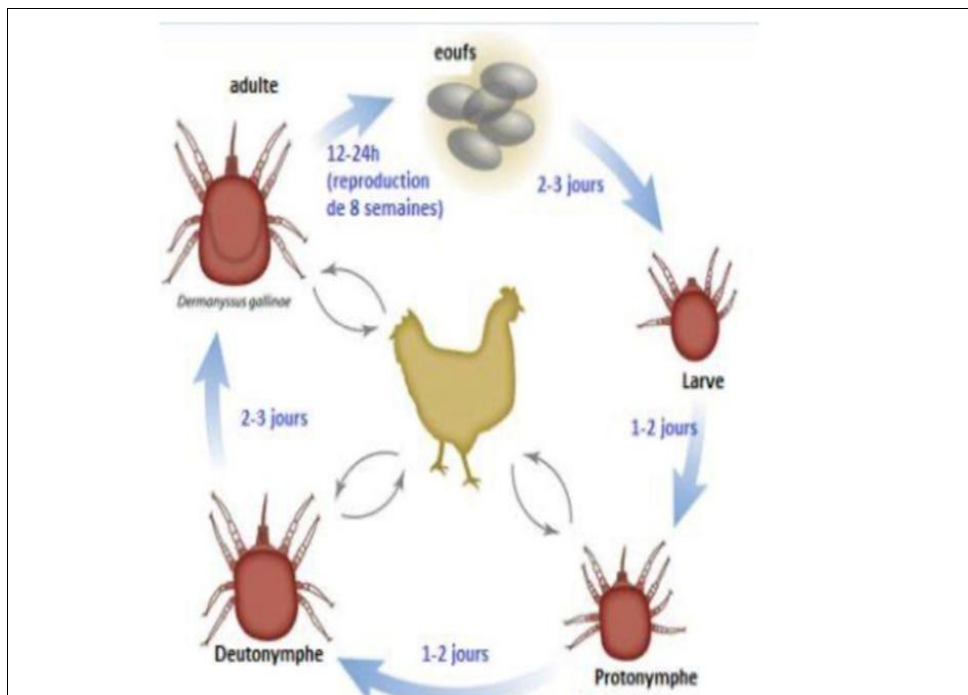


Figure 18: Cycle de vie des acariens (SPARAGANO *et al.*, 2014).

1.3.1.5. Les tiques

1.3.1.5.1. Famille des ixodidae(les tiques dures)

De grande taille 2à 3mm, les adultes et les nymphes sont octopodes tandis que les larves sont hexapodes. Le corps est divisé en capitulum et en idiosome,il porte les organes sensoriels(les pédipalpes),les organes coupants(les chélicères) et l'hypostome(GILOT et MARJOLET,1982).

Ixodes uriae(ceratixodes) :est un parasite commun des oiseaux de mer avec une distribution bipolaire(GORDONetal., 2018).

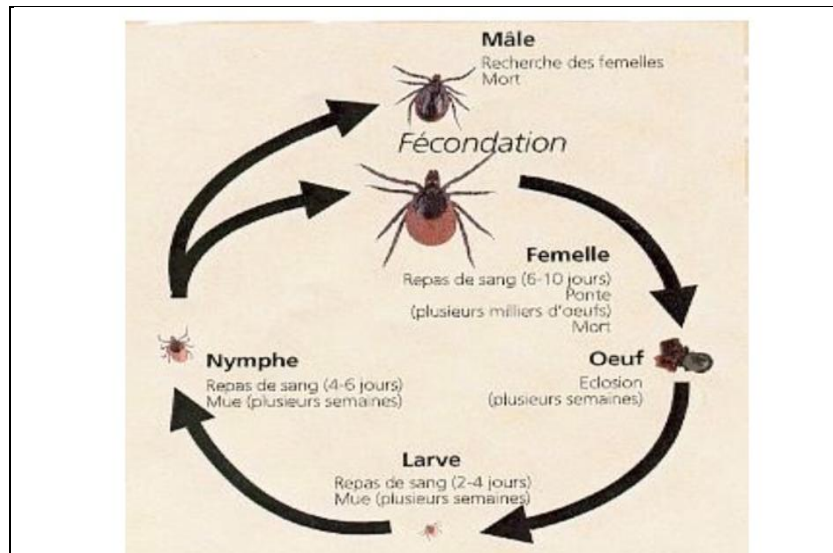


Figure 19 :Cycle de développement d'*Ixodes ricinus* (PERRET,2002).

1.3.1.5.2. Famille des Argasidae (les tiques molles)

Les Argasidae(figure 20) sont très différentes des Ixodidae,sur le plan morphologique,la famille des Argasidés est caractérisée par l'absence d'écusson chitinisé,la présence d'un rostre infère. vivent dans les terriers,lesnids,les grottes, souvent à proximité de leur hôte (TOUATI,2014),on en distingue deux genres :*Argas* et *ornithodoros*(NEUMANN, 1909),les Argas ont le corps ordinairement plat,à bords minces et représentant une suture limitée par deux marges(dorsal et ventrale)de plis fins ou de sautelles,la face ventrale ne présente pas de sillons ventraux profonds, pas de yeux,le tiques de Genre *Argas* se nourrissent la nuit, les femelles pondent entre 500 et 1000 œufs,les œufs éclosent au bout d'une semaine s'il fait chaud, mais parfois trois moi sont nécessaires si les condition climatique se montrent peu propices(DARRIGADE,1999).

Les tiques ont un pouvoir pathogène direct qui est fonction de la sensibilité de l'oiseau et de nombre de tiques, en effet ces parasites agissent en induisant une anémie, en particulier chez les jeunes animaux, elle est plus importante avec lesArgasidésqu'avecles Ixodidés, une paralysie, qui est provoquée par des toxines (DARRIGADE,1999).



Figure 20:La tique molle(OOSTAMRALAND,2008)

1.3.2. Les insectes.

Les insectes sont des arthropodes mandibulés à respiration trachéenne. Ils ont un corps formé de trois parties : la tête, le thorax et l'abdomen, les adultes possèdent une paire d'antennes, trois paires de pattes et généralement deux paires d'ailes, les insectes parasites des oiseaux appartiennent à deux ordres, les Diptères et les Hémiptères (CHARTIER *et al.*, 2000) (SOULSBY, 1968).

1.3.2.1. Les Diptères

Ce sont des insectes suceurs, pourvus de deux ailes seulement et subissant des métamorphoses complètes, les deux ailes sont les ailes antérieures, elles sont membraneuses et nues. L'appareil buccal est une trompe ou un suçoir propre à aspirer les liquides et souvent à piquer, seuls les ordres des Pupipares et des Aphaniptères, qui fournissent des parasites des oiseaux domestiques (poule et pigeon) (NEUMANN, 1909).

1.3.2.2. Les Hémiptères

Ce sont des insectes suceurs, leur rostre comprend quatre stylets enfermés dans une trompe formée de trois articles, ils ont en général quatre ailes, et leurs métamorphoses sont incomplètes ou nulles, les Hémiptères parasites des oiseaux sont tous aptères, ce sont des punaises ou des poux (NEUMANN, 1909) appartenant au sous-ordre des Aptères ou parasites (section des mallophages).

1.3.2.2.1. Mallophages

Ce sont des phiraptères à pièces buccales broyeuses, communément appelés poux broyeurs, leur tête est plus large que leur thorax, on les rencontre chez les oiseaux ou les mammifères, ce sont des parasites permanents, contrairement aux puces et aux tiques, très actifs, ils se déplacent fréquemment et rapidement (KALANTAN et al., 1997), les genres les plus courants sont *Goniodes*, *Goniocotes*, *Lipeurus*, et *Menoponet* les plus rares *Degeeriella*, *Columbicola*, *Samaphantus* et *Colpocephalum* (KALANTAN et al., 1997).

Au cours de sa vie, la femelle pond une centaine d'œufs sur l'hôte en les cimentant à ses plumes, la nymphe, qui ressemble à l'adulte mais de taille inférieure, s'extrait de l'œuf après une à deux semaines. En moins de trois semaines elle effectue de 3 à 5 mues puis, devient adulte le cycle est donc réalisé en 4 à 6 semaines (CALNEK et al., 1997).

La pullulation des mallophages entraîne une incommodité extrême, des démangeaisons qui perturbent la prise alimentaire. Une irritation sévère peut être observée, et aboutit à des dommages au niveau du plumage, retard de croissance chez les jeunes, et amaigrissement des sujets adultes.

1.3.2.3. Siphonaptères

Les siphonaptères ou puces sont des petits insectes au corps comprimé latéralement, contrairement à celui des mallophages, ces parasites sauteurs possèdent des pièces buccales conformées pour piquer et sucer, ils présentent une métamorphose complète, la tête de petite taille, s'unit largement au thorax. Le rostre constitué de deux mandibules, deux mâchoires triangulaires, une longue en stylet rigide et une lèvre inférieure courte (SANCHEZ, 1975), ces parasites importants des oiseaux, en particulier des poulets, les femelles peuvent par exemple rester ainsi attachées pendant 3 à 6 semaines entraînant des petites ulcérations. Après la copulation les femelles pondent les œufs et les déposent dans la zone ulcérée, ils peuvent aussi tomber au sol, ils produisent en six à douze jours, selon la température ambiante (figure 21) (BUSSIERAS et CHERMETTE, 1991).

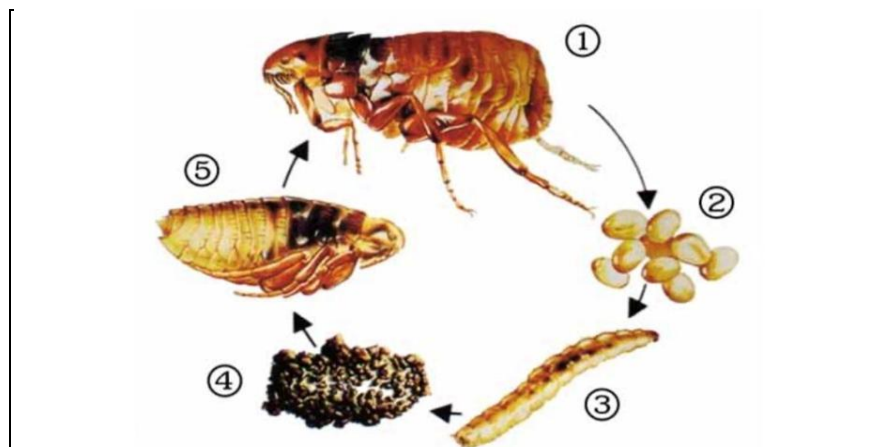


Figure 21 : Cycle de développement des puces (SIMON, 2009).

Les puces ne sont pas des parasites très fréquents des oiseaux sauvages, on les rencontre plus communément dans les poulaillers et les pigeonniers, en outre elles sont difficilement observables en raison de leur activité nocturne (BUSSIERAS et CHERMETTE, 1991) (CALNEK *et al.*, 1997).

2. Les réserves de chasse dans le monde et en Algérie

2.1. Définition des réserves de chasse

Une réserve de chasse est une zone où, dans l'intérêt de la conservation générale du gibier et de la faune, la chasse est interdite en accord avec les autorités cynégétiques (TROUVILLEZ, 1997). Certaines de ces réserves visent la protection d'une espèce particulière : gazelle dans certaines réserves de chasse royale du Maroc, canard siffleur dans la réserve de chasse maritime de la baie du Mont-Saint-Michel (France), ou toute la faune d'une région (SCHRICKEV, 1986).

Une réserve de chasse et de faune sauvage est un type d'aire protégée instituée en France pour protéger des espèces et contribuer au développement durable de la chasse, liée à la notion de chasse. Certaines d'entre elles ont le statut de réserve nationale de chasse et de faune sauvage, du fait de leur importance particulière (espèces présentes en diminution, étendue du site ou en fonction des études poursuivies) (SCHRICKEV, 1986).

2.2. Intérêt écologique et socio-économique des réserves de chasse

Les réserves naturelles sont un symbole de progrès car elles fournissent l'un des affluents - dont l'économie nationale a besoin, car elles constituent un axe majeur au niveau environnemental, ainsi que touristique, culturel et régional ; Sans parler de l'aspect de la protection d'espèces spécifiques d'animaux et d'organismes menacés (YANGEN *et al.*, 2010).

Les réserves de chasse et de faune sauvage ont vocation à :

- De protéger et de développer le patrimoine cynégétique et autres animaux.
- Protéger les populations d'oiseaux migrateurs conformément aux engagements internationaux.
- Assurer la protection des milieux naturels indispensables à la sauvegarde d'espèces menacées.
- D'aménager le biotope (habitat) des espèces qui y vivent, en mettant en place notamment tous les équipements et moyens nécessaires pour permettre au gibier de vivre dans des conditions optimales, tel que l'aménagement de points d'eau, l'amélioration de conditions de son alimentation par introduction de cultures supplémentaires.

La réserve a pour objectif de protéger et améliorer les biotopes des espèces animales à développer, d'établir et de tenir l'inventaire du patrimoine cynégétique de la réserve. Et de servir de lieu d'observation, de recherche, d'expérimentation du comportement de la faune existante, à introduire ou à réintroduire.

Dans ces réserves s'établissent en matière de chasse:un plan de développement cynégétique, un plan de chasse annuel et le prélèvement de quota annuel de gibier.Les effets attendus sont : veiller à la chasse rationnelle de gibier ; promouvoir l'exercice de la chasse (touristique) compte tenu des objectifs de la protection de patrimoine faunistique (LORGNIER, 2003).

2.3.Les réserves de chasse en Algérie

En Algérie, il en existe quatre réserves de chasse à Zéralda, Mascara, Tlemcen et Djelfa, ce sont des établissements publics à caractères administratif (CHENOUF, 2002).

- La réserve de chasse de Zéralda décret n° 84-45 du 18 février 1984 (CHENOUF, 2002), représenté un grand nombre d'espèces de mammifères, les plus observé, lapin de garenne et lièvre, d'oiseaux, de reptiles et d'amphibien (ZEMMOURI, 2008).
- La réserve de chasse de Tlemcen décret n° 83-126 du 12 février 1983 (CHENOUF, 2002), représente les mammifères (lièvre brune, belette, sanglier, lapin de garenne, renard roux), des reptiles (Couleuvre verte et jaune, Lézard des souches Tortue grecque), des oiseaux (aigle royale, aigle de Bonelli, aigle botté) (LETREUCHE *etal.*, 2009).
- La réserve de chasse de Mascara décret n° 83-117 du 05 février 1883, présence de la perdrix rouge (espèce très menacée) (CHENOUF, 2002).
- La réserve chasse de Djelfa décret n° 83-116 du 05 février 1983,se trouve en plein forêt naturelle dePin d'Alep(CHENOUF, 2002), caractérisé par la présence de mouflon à manchette et la gazelle de cuivre(E.P.A,2017).

Chapitre II :
Présentation de la région d'étude

2.1. Présentation de la station d'étude : la réserve de chasse de Djelfa

La réserve de chasse de Djelfa (R.C.D) est créée sous le Décret n°83-116 du 5 février 1983, c'est un établissement public à caractère administratif doté la personnalité morale et de l'autonomie financière, il est placée sous la tutelle du secrétariat d'état aux forêts et à la mise en valeur des terres (CHENOUF, 2002). Il a pour mission de :

- Protéger la faune ;
- Aménager le biotope des espèces qui y vivent, en mettant en place notamment tous les équipements et moyens nécessaires pour permettre au gibier de vivre dans des conditions optimales ;
- Servir de lieu d'observation de recherche et d'expérimentation du comportement de la faune existante (E.P.A., 2017).

2.1.1. Situation géographique

La réserve de chasse de Djelfa est localisée à 280 kms au sud d'Alger, à 17 kms au Nord du chef-lieu de la Wilaya, à 35 kms au sud de la daïra de Hassibahbah et à 6,7 km à l'Est de la commune d'Ain Maâbed. Elle est située dans le massif forestier de Sehary Guebli faisant partie des montagnes des Ouleds Naïls au-delà des piémonts sud de l'Atlas Saharien. Elle dépend des daïrâtes et communes suivantes :

- ❖ Daïra et commune de Djelfa ;
- ❖ Daïra de Dar Chioukh, communes de Dar Chioukh et de Sidi Baizid ;
- ❖ Daïra de Hassi-Bahbah, commune d'Ain Maâbed ;
- ❖ Le siège de la structure est situé localement dans la commune d'Ain Maâbed (E.P.A., 2017).

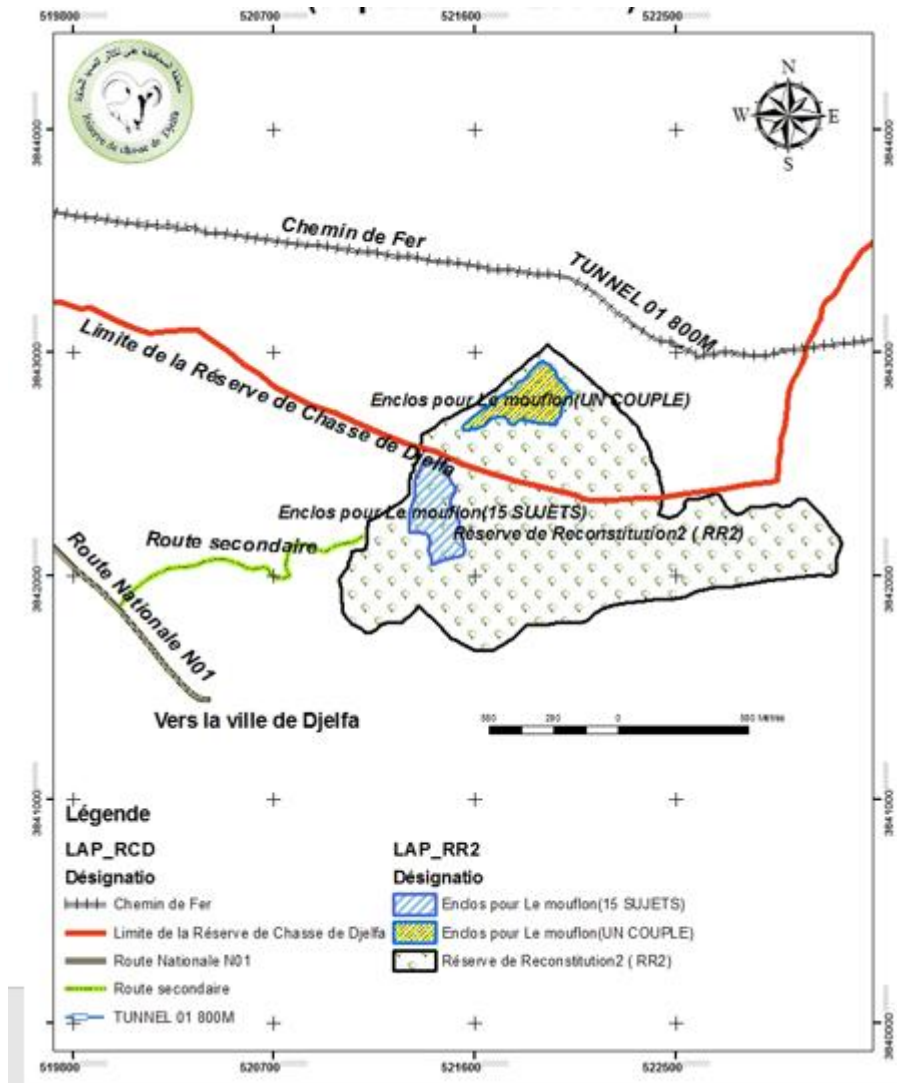


Figure 22: la carte de la réserve de chasse de Djelfa (E.P.A., 2017).

2.1.2. Superficie et importance

Le territoire couvre une superficie de 31.866,2512 ha dont 14.028,66 ha de forêt naturelle d'essence de pin d'Alep, de 1.802,10 ha de reboisement de la même essence.

Le territoire de la R.C.D s'étend sur une grande partie de la forêt domaniale de SéharyGuebliet une partie de la forêt domaniale de Sénalba Chergui qui sont gérées par la conservation des forêts de la wilaya de Djelfa, représentée par la circonscription forestière et le district forestier De Djelfa (E.P.A., 2017).

Parmi les critères pris en considération pour le choix de la zone, on évoque principalement trois :

- D'abord, il y a son caractère naturel. En effet, la forêt naturelle est une ressource très rare dans la steppe. Le massif forestier de SéharyGuebli est un groupement naturel de pins

d'Alep et de chênes verts. Il se caractérise par une densité plus importante de végétaux dans la steppe et par son étendue vaste qui occupe environ 32400 hectares.

- Pour ce qui est deuxième, il abrite aussi des espèces animales (faune arthropodienne et avifaune) et végétales très diversifiées. Cette diversité biologique du massif forestier de Séhary Guebli le rend très vulnérable à la concurrence entre les différents usagers.
- Le dernier critère concerne les populations riveraines qui habitent dans le massif ou ses périphéries ou l'activité principale est l'élevage. Elles exploitent cet écosystème forestier dans leurs activités économiques, sociales et culturelles. Ce qui agit directement sur l'équilibre écologique de ce rideau biologique qui protège la steppe de l'avance du sable (R.C.D., 2008).

2.1.3. Flore de massif forestier de Séhary Guebli

Le pin d'Alep qui est l'essence principale de la forêt domaniale de Séhary Guebli se présente sous forme de peuplements naturels ou en mélange avec le chêne vert et sous forme de groupements. Cet aspect résulte de la dégradation allant du matorral arboré (pinède à genévrier de Phénicie) et peu à peu aux groupements nettement steppiques à alfa. Le massif de Séhary Guebli, qui constitue la grande partie de la R.C.D., présente les types de groupements suivants :

- Groupement de pins d'Alep à chênes verts
- Groupement de pins d'Alep à romarins
- Groupement de pins d'Alep à genévriers de Phénicie
- Groupement à alfa (R.C.D., 2008).

2.1.3.1. Groupement de pins d'Alep à chênes verts

Le groupement de pins d'Alep à chênes verts est localisé surtout en altitude sur les versants Nord et Sud ou domine la pinède à chêne vert. Dans ce type de groupement, il y a une présence de la litière et le sol est moyennement profond. Les principales espèces qui lui sont rattachées sont :

- Chêne vert ou *Quercus ilex*.
- Genévrier oxycèdre ou *Juniperus oxycedrus*.
- Pistachier térébinthe ou *Pistacia terebinthus*
- Pistachier lentisque ou *Pistacia lentiscus*.
- Ciste velu ou *Cistus villosus*.
- Olivardilla ou *phillyrea media*.

- Petite coronille ou *Coronille* ou *Conilla minima*
- Asperge sauvage ou *asparagus acutifolius*

2.1.3.2. Groupement de pins d'Alep à romarins

Le groupement de pins d'Alep occupe indifféremment les versants exposés au Nord et ceux exposés au Sud et peut aller jusqu'aux sommets et fonds des vallées. Le taux de recouvrement dépasse 70%. Le groupement est caractérisé par les espèces suivantes :

- Pin d'Alep ou *Pinus tournefortii*
- Leuzée conifère ou *Leuzaconifera*
- Tarton-raire ou *Thymelaeatartonraira*
- Langue de moineau ou *Thymelaeanitida*
- Ciste velu ou *Cistus villosus*
- Fumana à feuilles de thym ou *Fumanathymifolia*.

2.1.3.3. Groupement de pins d'Alep à genévriers de Phénicie

Ce groupement est localisé en bordure des massifs, le pin d'Alep devient moins abondant et le genévrier de Phénicie le remplace graduellement. Le groupement est caractérisé par les espèces floristiques suivantes :

- Pin d'Alep : *Pinus halepensis*
- Genévrier de Phénicie : *Juniperus phoenicea*
- Alfa : *Stipa tenacissima*
- Globulaire : *Globularia alypum*
- Germadrée blanche : *Teucrium polium*
- Thym d'Algérie : *Thymus algeriensis*.

2.1.3.4. Groupement à alfa

Comme dans toute région située dans la steppe, l'alfa est présent sous forme de touffes isolées ou bien de nappes à surfaces importantes. Le passage à la steppe se fait avec la raréfaction des arbustes, la dominance des annuelles, et des graminées :

- Androsace à grand calice ou *Androsa maxima*
- Drin ou *Aristida punagens*
- Stipe à petites fleurs ou *Stippa parviflora*.

2.1.4. Faune de massif forestier de SéharyGuebli

La faune du massif forestier de SéharyGuebli, est représentée par des espèces sédentaire et migratrices, des prédateur et d'espèces menacées : les espèces sédentaires les plus répandues : la perdrix gabra (*Alectorisbarbarabarbara*), le lièvre (*Lepuscapensis*) et le sanglier (*Sus scrofa*).

Parmi les espèces migratrices : la caille des blés (*Coturnixcoturnix*), le pigeon ramier (*Columbapalumbus*) et la tourterelle des bois (*Streptopeliaturtur*).

Et parmi les prédateur : le chacal (*Canis aureus*), le renard (*Vulpes vulpes*) et le chat sauvage (*Félis lubyca*).

Les espèces menacées de disparition sont la gazelle de cuvier, la genette et le mouflon à manchettes, toutes ces espèces sont endémique de la région (E.P.A., 2017).

Chapitre III :
Matériel et méthodes

Dans ce qui va suivre est développée la description de la station d'étude (la volière de la réserve de chasse de Djelfa), du matériel biologique choisi, la méthode de collecte des fientes, et la méthode d'analyse au laboratoire.

3.1. Description de matériel biologique : les oiseaux de la réserve de chasse de Djelfa

3.1.1. Les rapaces

Les rapaces possèdent un bec court, fort; mandibule supérieure recouverte à sa base par une cire, comprimée sur les côtés, courbée vers son extrémité. Narines ouvertes, Pieds forts, nerveux, courts ou de moyennes longueurs, emplumées jusqu'au genou. Doigts trois en avant et un derrière, entièrement divisés, rudes en dessous, armés d'ongles puissants et acérés(TEMMINCK, 1815).

3.1.1.1. Aigle botté (*Hieraetus pennatus*)

C'est un rapace diurne au bec crochu, aux serres puissantes et aux ongles acérés. Il a de longues ailes larges. Sa longueur varie entre 50 et 57 cm et l'envergure elle est de 110 à 130 cm (figure 23). Le poids de ce rapace fluctue entre 500 et 800 g pour le mâle et 850 à 1250 g pour la femelle (GARGUIL, 2003a). Ce rapace consomme préférentiellement des reptiles (grands lézards surtout) et des oiseaux de moyennes et petites tailles (petits passereaux, turdidés, columbidés, corvidés...), mais également de petits mammifères comme les lapereaux et les campagnols (GENSBOL, 1999).



Figure 23 : Aigle botté (*Hieraetus pennatus*) (Original).

3.1.1.2. Aigle royal (*Aquila chrysaetos*) :

Est un grand oiseau de proie, d'une Longueur totale du corps : mâle 80 à 87 cm, femelle 90 à 95 cm et de Poids : mâle 2,9 à 4,4 kg, femelle 3,8 à 6,6 kg (figure 24). Il chasse en espace découvert, en altitude. Chasse au vol, vite et bas, piquant obliquement sur ses proies qu'il capture pattes tendues: divers gallinacés, de lièvres, de marmottes, d'écureuils, de hérissons, de tortues et de cadavres (GARGUIL, 2003b).



Figure 24 : Aigle royal (*Aquila chrysaetos*) (Original).

3.1.1.3. Le Circaète Jean-le-Blanc (*Circaetus gallicus*)

Circaète Jean-le-Blanc mesure entre 65 et 70 cm et son envergure se situe entre 160 et 180 cm et pèse 1,5 à 2 kg (GARGUIL, 2003b). La femelle est plus grande que le mâle adulte (AFKAR *etal.*, 2022) (figure 25), Il se nourrit presque uniquement de reptiles, en particulier de couleuvres. Il n'est pas rare de le voir avec le bout de la queue d'une de ses proies prendre de son bec. Il fréquente les zones semi-désertiques, les sols couverts de broussailles alternant avec les pierrailles, les paysages de garrigue et de maquis (BERTRAND, 2010).



Figure 25: Le Circaète Jean-le-Blanc (*Circaetus gallicus*) (Original)

3.1.1.4. Faucon pèlerin

Le Faucon pèlerin est un rapace de corpulence modeste, Le mâle, un tiers plus petit, est appelé « tiercelet ». Sa taille est de 38 à 46 cm pour le mâle, et de 46 à 54 cm pour la femelle. Son envergure est de 90 à 100 cm chez le mâle et de 104 à 113 cm chez la femelle (figure 26). Le poids est de 600 à 750 g chez le mâle et de 900 à 1300 g, chez la femelle (SVENSON *et al.*, 2010). Il utilise les falaises pour la chasse que pour nicher. Il se nourrit de toutes les espèces. Faisans, perdrix, oies, canards, pigeons et autres grands oiseaux (TEMMINCK, 1815).



Figure 26 : Faucon pèlerin (original)

3.1.1.5. Buse variable (*Buteo Buteo*) :

C'est un rapace de taille moyenne, d'une Longueur 50-55 cm et Envergure 120-130 cm et de Poids 0.5-1 kg, la Buse variable reproduite dans les bois, les forêts, en montagne et quelquefois localement dans les marais. Son plumage est très variable (d'où son nom) à tel point que l'on peut voir des Buses blanches et d'autres très sombres (figure 27). Les petits rongeurs représentent 60 % des animaux qui sont exposés à son régime alimentaire. La Buse variable se nourrit aussi d'insectes, de batraciens, de

lézards, de serpents qu'elle récolte en marchant dans les prés et les champs (GARGUIL, 2003b).



Figure 27:Buse variable (*ButeoButeo*) (original)

3.1.1.6.Milan noir (*milvusmigrans*)

Le Milan noir est un rapace de taille moyenne dont la longueur est comprise entre 50 et 55 cm. Son envergure de 110 à 115 cm, pour une masse équivalente ou légèrement inférieure (700 -900 g) (GARGUIL, 2003b) (figure 28). Presque omnivore, l'éventail des proies est très large et varie selon les disponibilités. Dans les champs, il s'empare de campagnols et, localement, de hamsters. Les amphibiens et les reptiles peuvent jouer un rôle dans son alimentation. Insectes, vers de terre et escargots sont régulièrement capturés. Enfin il mange les charognes et s'empare de divers déchets sur les dépôts d'ordures. Les oiseaux tiennent aussi une grande place dans son alimentation (BENNY, 2014).



Figure 28 : Milan noir (*milvusmigrans*) (Original)

3.1.1.7.Hibou-Grand-Duc (*Bubo bubo*):

Le grand-duc d'Europe est l'oiseau de proie nocturne le plus grand d'une Taille 75 cm et de Poids 1750 à 4200 g et Envergure 160 à 188 cm (figure 29).

Le hibou grand-duc est un chasseur, qui a besoin de 400 à 500 g de nourriture par jour. Il se nourrit des jeunes chevreuils et cerfs, lièvres, taupes, rats, souris, tétras, grenouilles, lézards et scarabées pond deux ou trois très rarement quatre œufs arrondis et blancs. Son régime alimentaire se modifie selon l'abondance de ces diverses proies (PETERSON, 1994).



Figure 29: Hibou-Grand-Duc (*Bubo bubo*) (Original)

3.1.2. Les granivores

Les oiseaux granivores se nourrissent principalement des graines, fruites, mais ils ont un bec solide et court pour casser certaines graines.

3.1.2.1. Pigeon biset (*Columbalivia*)

Le pigeon biset est un ancêtre des races domestiques, abondant dans les villes et villages (MAYOT, 2005). Son corps est trapu, sa tête est ronde et petite, son bec est mince et court. Ils sont essentiellement granivores, mais ils consomment aussi des fruits et plus rarement des invertébrés (DALILA, 1995).



Figure 30: Pigeon biset (*Columbalivia*) (Original)

3.1.2.2. Perdrix gabra (*Alectoris barbara*)

Sa longueur est comprise entre 32 et 34 cm et son envergure de 46 à 53 cm (CRAMP et SIMMONS, 1980), et le poids moyen de mâle est supérieur que la femelle (PEPIN et CONTENT, 1981 In BERGER, 2005), pour le régime alimentaire, les grandes catégories de

parties végétales exploitées en tant que ressources alimentaires par le perdrix sont :les limbes de graminées, les feuilles des cotylédons ,les fleurs, les graines et les bulbes, en fonction du moment du cycle, il s'y'ajoute une proportion de nourriture animale principalement composée d'insectes(Arthropodes) (DIDILLON, 1988).



Figure 31:La perdrix gambra(*Alectorisbarbara*) (Original)

3.1.2.3.Faisan commun (*phasianuscolchicus*) :

Le faisan commun est un oiseau de l'ordre des galliformes, originaire d'Asie, son introduction en Algérie remonte à 1970 par le centre cynégétique de zéralda. Le régime habituel des adultes, compose de plus de 90%de substances végétales et 10% de petits animaux et mollusques(MAYOTetal.,2008).



Figure 32:Le faisan commun(*Phasianuscolchicus*) (Originale)

3.1.2.4.Pintade de numide(*numidiemeleagris*)

La pintade est un oiseau de l'ordre des gallinacés, de la famille des numidés(LE COZ-DOUIN,1992), est un oiseau au corps lourd et arrondi, sa grosseur est à peu près celle de la poule commune(REID, 2001), les principales lignées de pintades domestiques présentent un plumage bleu, gris, blanc ou lilas ,la lignée grise dont le plumage est tacheté de blanc est la plus commune, ce sont des oiseaux granivores et

herbivores (CRAAQ, 2003), se nourrissant de baies, de jeunes pousses, mais aussi de graines et d'insectes (THEWIS *et al.*, 2005).



Figure 33: Pintade de numidie (*Numidie meleagris*) (Original)

3.1.2.5. Le paon bleu (*Pavocristaux*)

Le paon est un oiseau originaire d'Inde, galliforme de la famille des phasianidés, le paon bleu a un plumage bleu métallique au niveau de cou, marron strié de noir sur son dos et il possède une longue traîne. Ils se nourrissent principalement de céréales, des végétaux, des fruites, mais aussi de vers et d'insectes (Figure 34).



Figure 34: Paon bleu (Originale)

3.1.2.6. L'Autriche (*Struthiocamelus*)

L'Autriche est le plus grand oiseau existant actuellement sur la terre, sa taille à 2.5m et parfois 3m, le mâle a un plumage noir tandis que la femelle a un plumage gris (SHANAWANY et DINGLE, 1999). L'Autriche se nourrit essentiellement de plantes herbacées, annuelles et pérennes, au défaut, elle recherche les feuilles, les fleurs et les fruites des plantes succulentes ou ligneuses (O'MALLEY, 1995).



Figure 35:l' Autriche (*Struthio camelus*) (Original)

3.1.2.7.Lecanard colvert(*Anas platyrhynchos*)

Le canard colvert est de la famille des anatidae,il est le plus gros et le plus abondant des canards de surface. Le canard est un animal omnivore, son alimentation se compose principalement de pain, mais, de blé, de pois, de petite bêtes (limaces, vers) et de végétaux (fruits en morceaux, herbes),il peut aussi se nourrir de petits mammifères ou de petites poissons, de petite amphibiens(POTIEZ,2002 ; GOYONDEMONTEIL,2004 ;GUILLEMAIN,2010 ;SODERQUIST,2012).



Figure 36:le canard colvert (Original).

3.2. Méthodes utilisées sur le terrain

La volière de la réserve de chasse de Djelfa est constituée de plusieurs cages, chaque cage héberge les oiseaux de la même espèce (Tableau). Notre travail consiste à récolter un échantillon de fiente de chaque cage à chaque sortie

Tableau 5 : Distribution des espèces aviaire de la réserve de chasse dans les cages.

Oiseaux	Longueur des cages	Hauteur de cages	Largueur des cages	Nombre d'individus dans la cage
Pigeon biset	2m	2m	3m	224
Paon bleu	11m	3m	11m	3
Perdrix gabra	3m	2m	2m	2
Faisan commun	9m	2,5m	6m	168
Aigle botté	3m	2m	2m	2
La buse variable	3m	2m	2m	1
Faucon pèlerin	3m	2m	2m	1
Circaète Jean-le-Blanc	3m	3m	6m	1
Aigle royal	3,5m	2,8m	4m	2
Milan noir	6m	3m	3m	2
Le vautour percnoptère	3m	2m	2m	1
Hibou grand-duc	3m	2m	2m	1
Pintade de numidie	2m	2m	3m	2
L'autiche	11m	3m	11m	3

3.2.1. Méthode de collecte des fientes

La collecte des fientes a été réalisée durant la période de mars jusqu'à juin 2022 à raison d'une sortie par mois. Les fientes sont prélevés à l'état frais, chaque échantillon doit être déposé dans un pot stérile à l'aide d'une spatule, et conservés dans le bichromate de potassium au totale, dans chaque pot sont inscrites : la date de récolte, l'espèce d'oiseaux (figure 37).

Les échantillons sont amenés au laboratoire de la faculté de science de la nature et de la vie de l'université de Ziane Achour, pour effectuer l'analyse coprologique et identifier les espèces de parasites trouvées dans les fientes.



Figure 37: Méthode de collecte et de conservation des fientes (Original)

Le travail a été réalisé sur 23 cages d'oiseaux qui sont représenté dans les tableaux ci-dessous (tableau 6) et (tableau 7), la récolte des fientes a été effectuée à raison d'un échantillon de chaque cage par mois pendant trois mois en mars, mai et juin 2022. A noter que pendant le mois d'avril la réserve a été fermé à l'occasion de mois de Ramadan.

Tableau 6 : Nombre de fientes des oiseaux rapaces récoltées selon les sorties.

Espèces rapaces	Mars	Mai	Juin
Aigle botté	1	1	1
Faucon pèlerin	1	1	1
Aigle royal	1	1	1
Aigle des serpents	1	1	1
Buse variable	1	1	1
Milan noire	1	1	1
Hibou Grand-duc	1	1	1

Tableau 7 : Nombre de fientes des oiseaux granivores récoltées selon les sorties.

Espèces granivore	Mars	Mai	Juin
Pigeon capuchon	1	1	1
Pigeon paon columba	1	1	1
Pigeon voleur columba	1	1	1
Pigeon chinois columba	1	1	1
Pigeon poule columba	1	1	1
Pigeon voyageur	1	1	1
Perdrix gabra	1	1	1
Poule Fiumi	1	1	1
Poule brahma	1	1	1
Faisan commun	1	1	1
Faisan tenebreu	1	1	1
Pintade numidie	1	1	1
Autruche d'Afrique	1	1	1
Emeu	1	1	1
Paon bleue	1	1	1
Les canards	1	1	1

3.2.2. Méthode de collecte des ectoparasites

Afin de récolter les ectoparasites, les cages ont été visitées à la fin de mai jusqu'à juin, nous avons examinés les oiseaux visuellement au niveau de plumage et d'autre partie du corps (Figure 38).



Figure 38: Méthode de recherche des ectoparasites (original).

3.3. Méthode de travail au laboratoire

Les méthodes adoptées au laboratoire pour l'analyse des espèces d'oiseaux sont la méthode directe, flottation et sédimentation. Les principes et les techniques de ces méthodes sont expliqués dans ce qui suit.

3.3.1. La Méthode directe

Pour appliquer la méthode directe, nous avons optés pour le matériel suivant :

- Eau physiologique (0,85%)
- Boîtes à coprologie
- Tubes à essai
- Portoir
- Pipettes
- Spatule
- Lames et lamelles
- Microscope optique

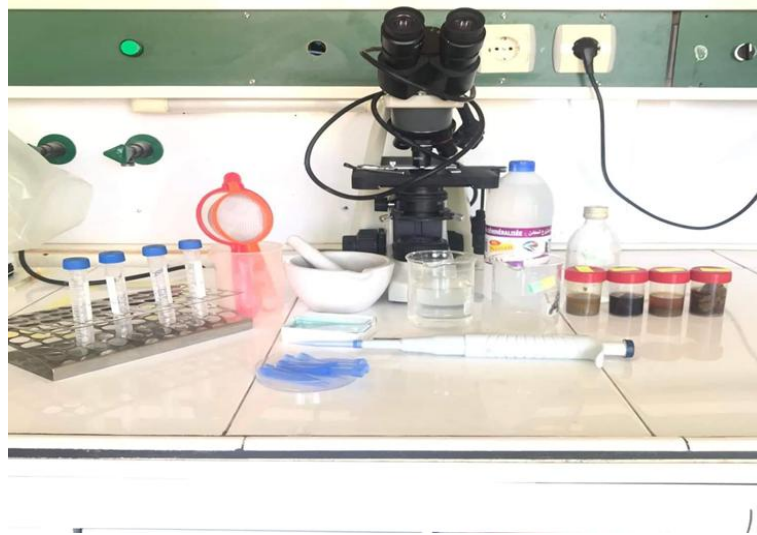


Figure 39 : Matériel utilisé dans la méthode directe (original).

La technique débute par le prélèvement d'une quantité de fiente à l'aide d'une spatule. Par la suite la fiente est déposée dans un tube à essai avec de l'eau physiologique, puis nous mélangeons. Ensuite nous prenons une goutte de ce mélange pour l'étaler sur une lame recouverte avec une lamelle. Après nous passons à la lecture à l'aide d'un microscope optique à grossissement $\times 40$ et $\times 100$.

3.3.2. La concentration par flottation

Pour appliquer la méthode, nous avons optés pour le matériel suivant (figure 40):

- 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

La technique consiste à peser 5g de fiente et la mettre dans le mortier. Ensuite trituration des fientes dans le mortier par l'ajout d'une solution (NaCl) jusqu'à obtenir une suspension homogène. Puis : filtration de la suspension à l'aide d'une passoire et rincer le tamis. 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. A la fin on fait la lecture du résultat obtenu à l'aide d'un microscope optique à grossissement $\times 40$ et $\times 100$.

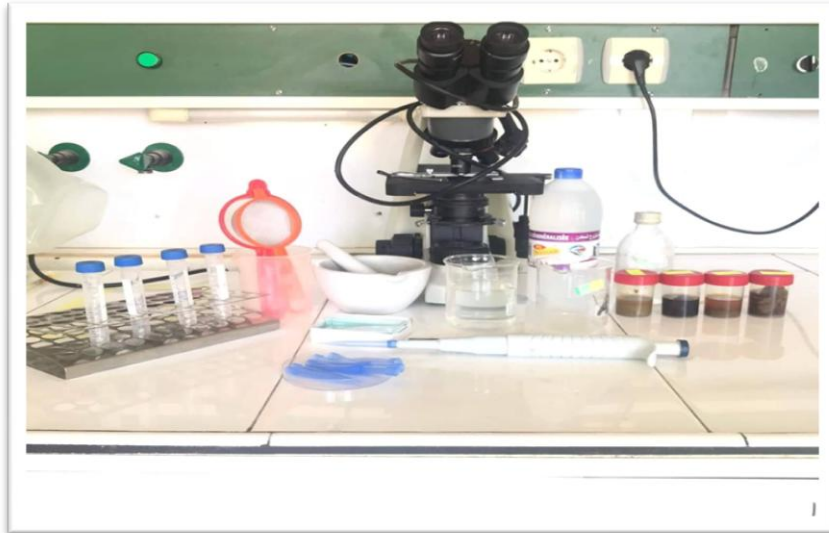


Figure 40 : Matériel utilisé dans la méthode de flottaison (original).



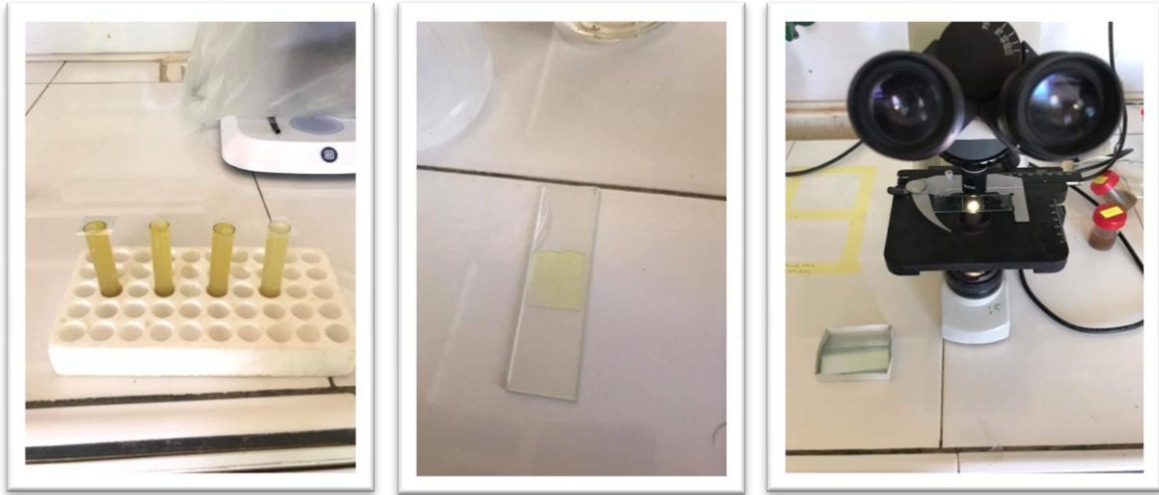
1. Pesée



2. trituration des fientes



3. filtration de la suspension.



4 Versement dans les tubes et

5 Dépôt des lamelles

6 Observation au microscope

Figure 41: principaux étapes de la technique de flottation (original).

3.3.3. La concentration par sédimentation

La même méthode avec la concentration par flottation on remplace la solution dense par la solution du formol ($d=3$) puis on met 10 ml dans des tubes de centrifugeuse puis on le met dans la centrifugeuse avec équilibre et laissez-les 5 min 3000trs/min. Le matériel utilisé est représenté dans la figure 47 et les étapes sont illustrées dans la figure 42.

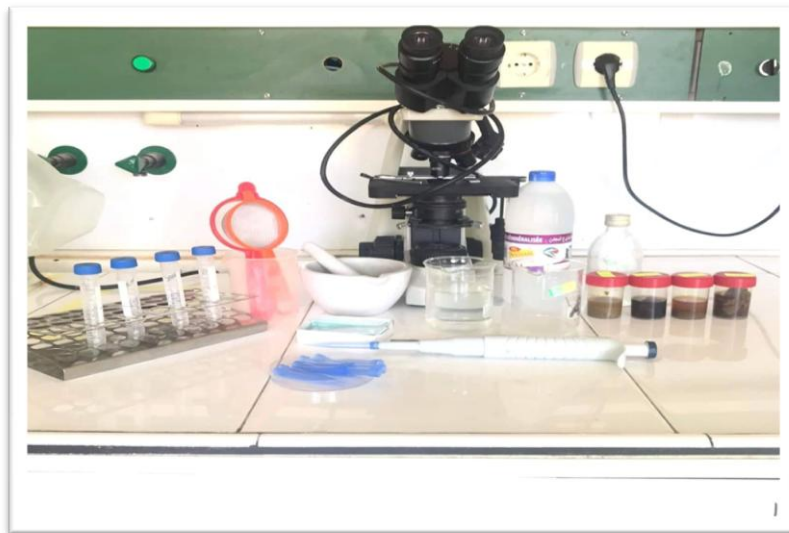
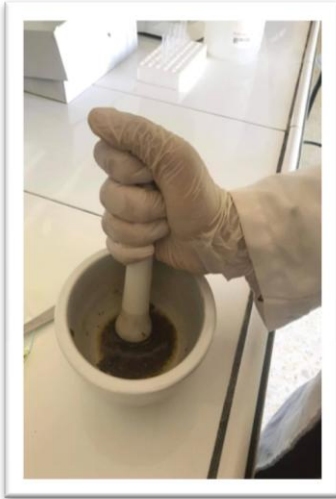


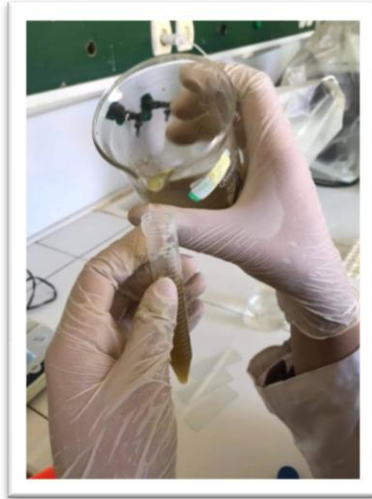
Figure 42 : Matériel utilisé dans la méthode de sédimentation (original).



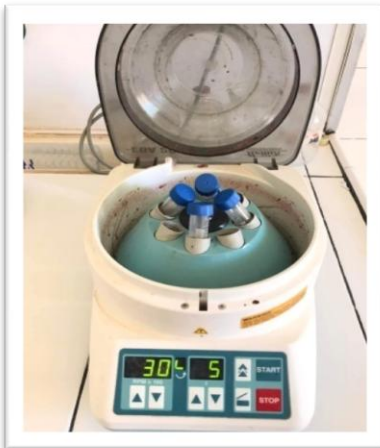
1- Broyage



2- filtration de



3- mélange avec le formol



4- Centrifugation



5- Dépôt sur lame



6- Observation

Figure 43: Principaux étapes de la technique de sédimentation (original).

3.4. Exploitation des résultats par les indices parasitaires

3.4.1. Prévalence

C'est le rapport en pourcentage du nombre d'hôtes infestés(N) par une espèce donnée de parasites sur le nombre d'animaux examinés(H).

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

3.4.2. Fréquence

Fréquence relative (Fr) est égale au rapport entre le nombre de relevés (n) où l'espèce x existe et le nombre total (N) de relevés effectués.

$$Fr = n/N \times 100$$

3.4.3. Abondance relative (Ar%)

L'abondance relative correspond au pourcentage des individus d'une espèce (ni) par rapport au nombre totale de l'ensemble des individus toutes espèces confondues.

L'abondance relative se calcule par la formule :

$$AR = (ni/N) \times 100$$

3.4.4. L'incidence d'intensité

Elle correspond au rapport du nombre total d'individu d'une espèce parasite (n) dans un échantillon 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.

$$I = n/N \text{ (Sochat, 2015)}$$

Chapitre IV : Résultats et Discussion

4.1. Résultats sur les parasites des oiseaux de la réserve de Djelfa

4.1.1 Taux d'infestation des fientes par des endoparasites

Sur les 69 échantillons de fientes des oiseaux examinées, aucun parasite n'a été trouvé, la figure 44 représente un taux d'infestation global de 0% enregistré pendant la période d'étude.

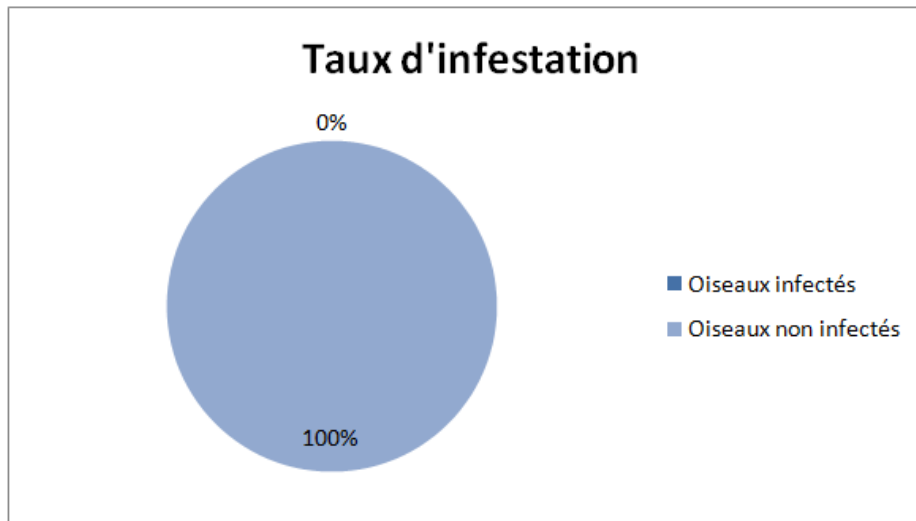


Figure 44: Taux d'infestation global par les endoparasites chez les oiseaux de la réserve (original).

4.1.2. Taux d'infestation par des ectoparasites chez les oiseaux de la réserve

Sur l'ensemble de 23 oiseaux examinés au cours de cette étude, aucun oiseau n'a été trouvé infesté par des ectoparasites. La figure 45 représente un taux d'infestation global de 0% enregistré durant la période d'étude.

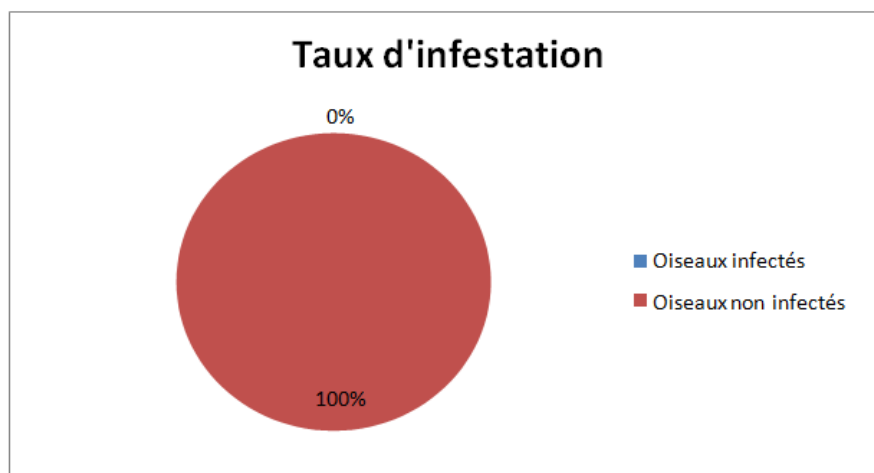


Figure 45: Taux d'infestation global chez les oiseaux de la réserve durant la période d'étude (original).

4.2. Discussion

Dans le présent travail, 23 espèces d'oiseaux granivores et rapaces de la réserve de Djelfa ont fait l'objet d'une étude qui a consisté à la recherche des endoparasites sur 69 échantillons de fientes et des ectoparasites sur 23 individus durant la période de mars à juin 2022.

Les résultats montrent l'absence d'infestations par les ecto et les endoparasites chez les oiseaux de la réserve pendant la période d'étude. Et cela peut être due à la sécheresse enregistrée cette année. Selon JEFFERIES (1994), tous ces parasites sont vulnérables aux conditions environnementales extrêmes. La sécheresse, des températures anormalement hautes et des conditions peuvent leur être fatal.

En Algérie les études sur les parasites dans les jardins ou réserves sont peu nombreuses, nous citons la contribution de LEBDIRI (2016), par l'étude des parasites des animaux de jardin d'essais El Hamma (Alger), pendant la période de février à juin 2016, les prélèvements sur 25 animaux hôtes ont permis d'identifier 12 espèces d'arthropodes (poux, puces et acariens) appartenant à 2 classes, 4 ordres et 9 familles. Les espèces recensées par LEBDIRI (2016) sont : *Dermanyssus* sp., *Diplaegidiacolumbae*, *Dermoglyphuscolumbae*, *Ctenocephalides felis*, *Linognathus* sp., *bovicolacaprae*, *Tricholipeurus balanicus*, *Campanulotes compar*, *Columbicolacolumbae*, *Dgeeriellasp*, *Hohorstiella* et *Colpocephalum* sp. La prédominance concerne les poux avec un pourcentage de 96%.

Dans une autre étude à Oum El Bouaghi, TOLBA (2014) a visé les parasites chez les oiseaux aquatiques dans la région des zones humides. Les résultats de cette étude montrent l'absence totale des endoparasites et hémoparasites et la présence des ectoparasites (des poux et tiques) chez deux espèces d'oiseaux capturés : les poux : *Colpocephalum zebra* et *Ciconiphilus quadripustulatus*, Les acariens sont représentés par deux Tiques molles qui sont les genres : *Argas* et *Ornithodoros*.

En 2017 FELLAG et al. ont étudié les parasites des paons *Pavocristatus* dans deux zoo, jardin d'essais El Hamma et le jardin de Ben Aknoun et au marais de Reghaia (Alger). Les résultats ont révélé la présence des genres *Capillaria*, *Ascaridia*, *Eimeria*, *Amidostomum*, *Giardia*, *cooperia*, *Strongyloides*. Les ectoparasites rencontrés sont *Amyrsidea minuta* et *Colpocephalum tausi*.

Par ailleurs dans le monde, PEREZ *et al.* (2009) ont étudié les parasites intestinaux et les hémoparasites chez les oiseaux d'un Park ornithologique à Granada en Espagne. Au total, 984 échantillons de matières fécales et 41 échantillons de sang ont été prélevés parmi les *Psittacidae*, les *Cacatuidae*, les *Phasianidae* et les *Anatidae*. Un ou plusieurs parasites intestinaux ont été identifiés dans 51,6% des échantillons. Des parasites sanguins ont été trouvés chez 26,8% des oiseaux examinés. Les endoparasites pathogènes les plus fréquents étaient les coccidiens, tels que *Cyclospora sp.* (4,5 %), *Eimeria sp.* (4,1 %) et *Isospora sp.* (2%) et des helminthes tels que *Capillaria sp.* (10. 1%), *Ascaridia sp.* (4,9 %) et *Heterakis gallinarum* (4,9 %). Tous les parasites varient selon la saison, mais la plupart se trouvaient toute l'année. Les infections parasitaires multiples par les parasites intestinaux étaient courantes, 196 des 984 échantillons fécaux ayant 2 à 5 parasites intestinaux.

Les cas les plus fréquents de parasitisme multiple étaient *Blastocystis* plus *Entamoeba sp.* et *Blastocystis* plus *Cyclospora sp.* Les protozoaires hématiques détectés étaient *Haemoproteus sp.* (17%) et *Plasmodium sp.* (7,3%). Le parasitisme multiple par *Haemoproteus sp.* et *Plasmodium sp.* a été détecté dans 1 échantillon de *Gallus gallus*.

En France COLLET (2015) a mené une enquête coproscopique sur les oiseaux de neuf parcs zoologiques français son travail s'est intéressé à définir les prévalences et intensités d'excrétion des œufs de parasites intestinaux chez les oiseaux de neuf parcs zoologiques français après l'analyse coproscopique de 255 échantillons de fèces, ont permis de mettre en évidence et d'identifier des œufs d'helminthes et des oocystes de coccidies. La prévalence totale des coproscopies positives est de 16,5%. La prévalence des Nématodes (14,1%) est supérieure à celle des coccidies (4,7%) qui est relativement faible. Parmi les coproscopies positives, 28,6% sont revenues positives pour plusieurs types de parasites. Les *Capillaria* sont les Helminthes les plus représentés avec une prévalence de 5,9%, suivis par les *Trichostrongylus* (4,3%).

En Afrique et exactement à Nigeria, OTEGBADE et MORENIKEJI (2014) ont étudié les parasites gastro intestinaux des oiseaux des jardins zoologiques. Un total de 178 échantillons fécaux de 83 oiseaux (14 espèces dans huit ordres) a été examiné. Au total, 39 (21,9 %) des 178 échantillons étaient infectés. Cinq espèces de parasites dont deux protozoaires (*coccidien* et *Balantidium spp.*) ; et trois nématodes *Capillaria spp.*, *Ascaris spp.* et *Strongyloides spp.* Ont été enregistrées avec *Capillaria spp.* (14,1 %) comme le parasite gastro-intestinal le plus répandu. Des infections mixtes ont été trouvées dans 18 (10,1 %) échantillons. Des larves de *Strongyloides* ont été observées dans 6 (3,4 %) échantillons. Tous

les Anseriformes étaient infectés mais les Struthioniformes avaient le taux d'infection le plus élevé. Le nombre d'oocystes d'espèces coccidiennes était significativement plus élevé dans tous les zoos.

Toutes ces études ont permis de mettre en évidence une grande diversité de parasites chez les oiseaux de jardins. La majorité de ces parasites sont des parasites à cycle direct. En effet, ces parasites peuvent plus facilement infester leur hôte même si celui-ci n'est pas dans son environnement naturel, puisqu'ils ne nécessitent pas d'hôtes intermédiaires. De ce fait, un déparasitage régulier et des mesures d'hygiène sont nécessaires pour prévenir les infections parasitaires chez les oiseaux captifs.

Conclusion

Conclusion

Notre étude a été menée dans le but de rechercher et de connaître les différents endo et ectoparasites susceptibles d'exister chez les oiseaux de la réserve de chasse de Djelfa.

Pendant la période d'étude qui s'étale de mars à juin 2022. Nous avons effectué des prélèvements sur 23 cages des oiseaux : 8 cages rapaces et 15 cages de granivores, à raison d'un échantillon par cage par mois. Un total de 69 échantillons a été examiné dans le laboratoire de la faculté de sciences de la nature et de la vie de Djelfa. Trois méthodes coprologiques ont été suivies à savoir : examen direct, flottation et sédimentation. La recherche des ectoparasites est effectuée par une fouille totale du corps des oiseaux.

Les résultats de cette étude montrent l'absence totale des endo et ectoparasites chez les oiseaux de la réserve de Djelfa pendant la période d'étude.

Ces résultats peuvent être expliqués par un certain nombre de facteurs, premièrement le suivi régulier de l'état sanitaire des animaux par le vétérinaire de la réserve. Deuxièmement, le mode de vie en captivité et dans des cages diminue l'accès à plusieurs espèces parasitaires, à côté de cela on remarque le nombre réduit des animaux dans les cages.

Troisièmement, l'isolement de la réserve loin des zones urbaines, activités d'élevage ...etc., et la fermeture de la réserve pendant les années de la pandémie covid 19 pour les visiteurs à éliminer toutes sources de contamination. Enfin, La période d'étude courte (3 mois) et le nombre d'échantillons faible (1 par cage par mois) et les conditions climatiques défavorables exceptionnels de cette année notamment la sécheresse qui a duré plus de quatre mois.

Il est intéressant de refaire cette étude pendant toute l'année et avec un nombre d'échantillons plus élevé afin de confirmer l'absence ou la présence de parasites qui affectent les oiseaux en captivité et les maladies infectieuses qui constituent une préoccupation majeure pour la conservation des espèces menacées.

**Références
Bibliographiques**

- 1 ABED A., NAJI H.A., RHYAF A.G., 2014 – Investigation study of some parasites infected domestic pigeon (*Columba liviademestica*) in Al-Dewaniyacity.IOSR, Journal of Pharmacy and Biological Sciences, 9 (4) :13-20.
2. ADAMOU A.E., 2011. Biologie des populations des oiseaux dans les Aurès et les oasis septentrionales. Thèse de doctorat, Université Badji Mokhtar, Annaba, 150p.
3. AFKAR M., SUHAD Y., HIND D. et HANI S., 2022. Morphological study for Accipitrid birds (Accipitridforms, Accipitridae) in Iraq, GSC Biological and Pharmaceutical Sciences, 19(03), pp: 262–269
4. AKHUMYAN K.S., 1978. New intermediate hosts of *Choanotaenia infundibulum* (Bloch 1779). Materialy-pervoi-I-Zakavkazskoi-Konferentsii-po-obshechi-parazitologii-4-6-Maya-1977,-Tbilisi.1978, pp: 203- 208.
5. AMOURA W., 2014 - Ecologie et santé des Laridés dans le Nord-Est algérien. Thèsdoct., Université BadjiMokhtar , Annaba, 160 p.
6. ANDRE J.P., 2005. Guide pratique des maladies des oiseaux de cages et de volières, Ed MED.COM, Paris, 256p.
7. ANDRE J.P., 1998 Parasites externes et internes des Oiseaux. NAC info, gamme OCE, Virbac, 184p.
8. ATKINSON C., THOMAS N. et HUNTER B., 2008. Parasitic Diseases of Wild Birds.Blackwell, 594p.
9. BENNY GENSBOL, 2014. Rapaces diurnes Europe, Afrique du Nord, Moyen-Orient.Guide de la chaux, Ed. Delachaux et Niestlé, 4.2p.
10. BERGER F., 2005. La Perdrix Rouge. Ed ; Belin. 88 pages.
11. BERSON J. P. 1964. Les protozoaires parasites des hématies et du système histiocytaire des oiseaux. Essai de nomenclature. Revue Elevage Médecine Vétérinaire Pays Tropical´,17, pp:43–96.
12. BERTRAND E., 2010. Petit atlas des rapaces diurnes et nocturnes, 3ème édition, Ed. Delachaux et Niestlé, 24p.
13. BITAM I., BAZIZ-NEFFAH F., KERNIF T., BENELDJOUZI A., BOUTELLIS A., BERENGER J-M., ZENIA S. et DOUMANDJI S., 2015. Contribution à la connaissance des ectoparasites d’oiseaux en Algérie, Soc. zool. Fr., 140 (2), pp : 81-98.

14. BLANCHARD M., 2001 – Les risques sanitaires reliés aux déjections de pigeons en milieux de travail au Québec, mesures de prévention. Mém. Ing. L'école nationale de la santé publique, Rennes-France.74 p.
15. BOUDJENAH S., 2015. Etude des hémoparasites des oiseaux dans la région de Guelma: Cas du Moineau domestique *Passer domesticus*. Mémoire de Master II. Université 8 Mai 1945, Guelma, 37p.
16. BOUREE P., 1989. Dictionnaire de parasitologie. Ed., Ellipses, Paris, 126p.
17. BRUGEROLLE G. and MÜLLER M., 2000. Amitochondriate flagellates. In *The Flagellates*. Ed. Leadbeater, B. S. C. and Green, J. C., pp:166–189.
18. BUSSIERAS J. et CHERMETTE R., 1995. Abrégé de parasitologie vétérinaire, Fasc. III : Helminthologie vétérinaire. Alfort : Ecole Nationale Vétérinaire : Service de parasitologie. 265p
19. BUSSIERAS J. et CHERMETTE R., 1992. Abrégé de Parasitologie vétérinaire. Fascicule II: Protozoologie vétérinaire. Service de parasitologie, Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort, 186p.
20. BUSSIERAS J. et CHERMETTE R., 1988. Abrégé de Parasitologie vétérinaire. Fascicule III: Helminthologie vétérinaire. Informations techniques des services vétérinaires- Ministère de l'Agriculture. Revue du SNVIMA. Editeur Rosset, 267p.
21. BUSSIERAS J. et CHERMETTE R., 1991. Abrégé de Parasitologie vétérinaire. Fascicule IV: Entomologie vétérinaire. Service de parasitologie, Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort, 163p.
22. CALNEK B.W., BARNES H.J., BEARD C.W., MC DOUGALDL.R. et SAIFY.M., 1997. Diseases of poultry. 10th edition. Iowa State University Press, International Publishers limited, 1080p.
23. CEPICKA I., HAMPL V. and KULDA J., 2010. Critical taxonomic revision of Parabasalids with description of one new genus and three new species. *Protist* 161, pp: 400–433. doi: . Taylor and Francis, London, UK. 0.1016/j.protis.2009.11.005.
24. CHARTIER C., ITARD J., MOREL P.C. et TRONCY P.H., 2000. Précis de parasitologie vétérinaire. Edition Tech et Doc /e m inter. 774p.
25. CHENOUF N., 2002. Ministère de l'Aménagement et de l'Environnement. 149p.
26. CLYDE V. et PATTONS S., 1996. Diagnosis, Treatment and Control of Common Parasites in Companion and Aviary Birds. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. Vol.5, n° 2, pp. 75- 84.

27. COLE R.A. et MILTON F., 1999. "Parasites and Parasitic Diseases (Field Manual of Wildlife Diseases)". Other Publications in Zoonotics and Wildlife Disease, 15, 73p. <https://digitalcommons.unl.edu/zoonoticspub/15>.
28. COLE R.A. et MILTON. (1999). Trichomoniasis. In Field Manual of Wildlife Diseases (ed. Friend, M. and Franson, J. C.), pp. 201–206.
29. COLLET A., 2015. Techniques coprologique standards en parasitologie. Biologie clinique
30. COLLET A., 1990. Enquête coproscopique sur les oiseaux de neuf parcs zoologiques français. Thèse docteur vétérinaire, Université Paul-Sabatier de Toulouse, Paris, 76p.
- COMBES C., 2001 – Parasitism. The University of Chicago Press, London.
31. CRAAQ, 2003. La pintade - Guide d'élevage. Centre de référence en agriculture et agroalimentaire du Québec
32. CRAMP S. et SIMMONS K.E.L., 1980. Handbook of the birds of Europe, the Middle East and North Africa. Oxford University press (2). pp: 32-49.
33. CURRENTW.L., UPTONS.J. and HAYNES T.B., 1986. The life cycle of *Cryptosporidium baileyi* sp. (Apicomplexa, Cryptosporidiidae) infecting chickens. Journal of Protozoology, 33, pp: 289-296.
34. DALILA B., 1995. Laboratoire d'Éthologie et Cognition Comparées, Université Paris Ouest Nanterre La Défense. Référence: Johnston R.F., Janiga M. (1995) Feral pigeons. Oxford University Press Oxford
35. DARRIGADE M., 1999. Parasites de la bécasse des bois. Thèse: Méd.Vét.: Toulouse,
36. DAVID Y, KENNETH A et NICODEME T., 2010- conservation à l'échelle du paysage dans le bassin du Congo leçons tirées du programme régional pour l'environnement en Afrique centrale (CARPE), éd UICN, Gland, Suisse, 276p.
37. DIDILLON M-C., 1988. Régime alimentaire de la Perdrix Rochassière (*Alectoris graeca saxatilis* X *Alectoris rufarufa*) dans les Alpes Maritimes. Gibier Faune Sauvage (5). pp: 149- 170.
38. DONELEY B., 2009. Bacterial and Parasitic Diseases of Parrots. Veterinary Clinics of North America Exotic Animal Practice, Vol. 12, No 3, pp:417–432.
39. E.P.A., 2017 ENTREPRISE PUBLIC A CARACTÈRE ADMINISTRATIF
40. ELLIS C., GREINER-BRANSON W., RITCHI E., 1994. Parasites. In : KARI W et CORNICK M.C., 1994 - Avian medicine : principale and application. Ed .wingrerspublishineInc, Florida. pp :1008-1029.
41. EUZEBY J., 1960-le parasitisme en pathologie aviaire-paris :vigot-1960, 512p.

42. EUZEBY J., 1988. Protozoologie médicale comparée, les coccidies.-vol 2.-Lyon : Fondation Marcel Merieux., 465p.
43. FABIYI J.P., 2008. Survey of lice infesting domestic fowls of the Jos Plateau, Northern Nigeria. *Bull Animal Health Production*, 28, pp: 21–9.
44. FELLAG Mustapha, MARNICHE Faïza et BOUKHEMZA Mohamed, 2019- PREMIÈRES DONNÉES SUR LA NIDIFICATION ET LE RÉGIME ALIMENTAIRE DU MILAN NOIR MILVUS MIGRANS (BODDAERT, 1783) AU NIVEAU DE DJEBEL EL TARF DANS LA RÉGION D'OUM EL BOUAGHI (ALGÉRIE), *Revue Agrobiologia* 9(1): 1343-1359.
45. FRANC M., 1994a. Puces et Méthodes de lutte. *Rev. Sci. Tech. O.I.E.*, 13(4): pp. 1019-1037.
46. FRANC M., 1994b. Poux et Méthodes de lutte. *Rev. Sci. Tech. O.I.E.*, 13(4): pp. 1039-1051.
- GARGUIL P., 2003a - Les oiseaux rapaces. Ed. JEAN-PAUL GRISSEROT, 32p.
47. GARGUIL P., 2003b. Les Oiseaux des Montagnes. Ed. JEAN-PAUL GRISSEROT, 33p.
48. GENSBOL B., 1999. Guide des rapaces diurnes. Europe, Afrique du nord et moyen-orient. Delachaux et NiestléS.A, Lausanne, Switzerland - Paris. 414 p.
49. GILOT B., MARJOLET M., 1982. Contribution à l'étude du parasitisme humain par les tiques (Ixodidae et Argasidae), plus particulièrement dans le sud-est de la France. *Med.Mal. Infect.* 12, pp: 340-51.
50. GORDON M-S., CLIVE R-D., LINDA D.-J., PATRICIA A-N. et Kevin R., 2018 - LIFE HISTORY OF THE SEABIRD TICK, IXODES (CERATIXODES) URIAE, AT ST. ABB'S HEAD, SCOTLAND. *Acarologia*, CBGP, CS 30016, 34988 MONTFERRIER-sur-LEZ Cedex, France, 58 p.
51. GOSLING P. J., 2005. *Dictionary of parasitology*. Ed., Taylor and Francis, London, 394p.
52. GOYON DEMONTEIL M-C., 2004. Examen du contenu stomacal des canards sauvages de la Dombes : conséquences pour la gestion floristique des étangs. Thèse Médec. Pharm. Univ. Claude-Bernard, Lyon I. 107p.
53. GUILLEMAIN M., 2010. Canard Colvert (*Anas platyrhynchos*), fiche espèce. Office national de la chasse et de la faune sauvage

54. HIMEUR F, et ZERAOUA H., 2016. Identification et quantification des hémoparasites des adultes du Moineau domestique *Passer domesticus* (Linnaeus, 1758) dans la région de Guelma. Mémoire de Master II. Université 8 Mai 1945, Guelma, 38p.
55. HOERR F.J., RANCK F.M. and HASTINGS T.F., 1978. Respiratory cryptosporidiosis in turkeys. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 173, pp: 1591-1593.
56. HÖFLE U., GORTAZAR C., ORTIZ J.A., 2004. Outbreak of trichomoniasis in a woodpigeon wintering roost. *Eur J Wildlife Res* 50, pp :73-77.
57. HOLSBACK L., CARDOSO M.J., FAGNANI R. et PATELLI T.H., 2013. Natural infection by endoparasites among free-living wild animals. *Revista Brasileira De Parasitologia Veterinária*. Vol. 22, n° 2, pp: 302- 306.
58. JEFFERIES F., 1994- Ed., GLENN, W.- K., BAGNARA, A. -S., et EDWARDS, M.-R. 2005. *Giardia intestinalis*: Molecular characterization of UDP-N-acetylglucosamine pyrophosphorylase. *Gene*, 357(1), 73- 82.
59. KALANTAN A., ARFIN M., AL-AREFI H., BOBSHAITH., HAMADAH S., AL-THAWAB F. et AL- SHAMRANI A., 1997. Occurrence of larval *Philophthalmus gralli* (Mathis and Leger, 1910) in freshwater snail *Melanoidestheria tuberculatus* (Muller) from Al-Hatuf, Saudi Arabia and its development into adult in various experimental hosts. *Parasitology International*. 46, 2, pp:127-136.
60. KEYMER I.F., 1982. *Parasitic diseases: Diseases of Cage and Aviary Birds*. Lea & Fibiger, Philadelphia, pp 535-598.
61. KOCAN R.M., 1969. Various grains and liquid as potential vehicles of transmission for *Trichomonas gallinae*. *J Wildl Dis*, 5, pp: 148-149.
62. LE COZ-DOUIN J., 1992. *L'élevage de la pintade*. Nancy, France : Editions du point vétérinaire. 252 p.
63. LEBDIRI A., 2016. contribution à l'étude des ectoparasites des animaux sauvages de zoo, de jardin d'essais El Hamma (Alger) mémoire master, université de Blida, 109P.
64. LESBOUYRIES G., 1941. *La pathologie des Oiseaux*. Vigot Frères, Editeurs, Paris, 868 p.
65. LETREUCHE-BELAROUCI A., MEDJAHDI B., LETR-BELAROUCI N. & BENABDELI K., 2009. Diversité floristique des Subéraies du parc national de Tlemcen (ALGERIE). *Acta Bot. Malacit.*, 34, pp: 1-13.
66. LORGNIER Ch., 2003. *Chasse et forêt : L'équilibre forêt-gibier*, éd gerfaut, Paris, 43p.

67. MAYOT P., LEPLEY M. et DERIEUX A., 2008. Note sur le régime alimentaire du faisan commun en plaine cultivée. Faune Sauvage. Vol 280, 4-7, 4 pages.
68. MAYOT X., 2005. Les principaux parasites intestinaux du pigeon voyageur : Résultats d'une enquête en élevage. Thèse Doctorat Vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort, 137p.
69. MEKHELLET S. et HADJAB A., 2015 – Contribution à l'étude des parasites externes et internes des Colombidae à Ain Oussera et Messâad (Djelfa). Mém. Master en parasitologie. Fac. Natu. Vie., Univ. Djelfa, 72 p.
70. MEKHICHE I. et NABI R., 2016 – Contribution à l'étude des parasites externes et internes des Colombida à M'sila. Mém. Master en parasitologie. Fac. Natu. Vie, Univ. Djelfa, 73 p.
71. MESBAHI A., 2011 – Impact d'un oiseau nicheur urbain le pigeon Biset (*Columbaliviadomestica*) sur la pollution microbiologique de l'Environnement. Thèse de Doctorat Sci.Bio., Univ. Annaba, 165 p.
72. MÜLLER M., 1993. The hydrogenosome. *Journal of General Microbiology* 139, pp: 2879–2889.
73. MYERS P., ESPINOSA R., PARR C.S., JONES T., HAMMOND G.S. AND DEWEY T.A., 2014. The Animal Diversity Web (online) Accessed at <http://animaldiversity.org>.
74. NEUMANN L.G., 1909. Parasites et maladies parasitaires des oiseaux domestiques. Ed. Asselin et Houzeau, Paris, 253p.
75. NORE T., MALAFOSSE J.F., NORE G., BUFFARD E., 1992 - La dispersion des jeunes de première année dans une population sédentaire de Buse variable (*Buteobuteo*) *Rev. Ecol. (Terre Vie)*, vol 47.
76. O'MALLEY P.J., 1995. Nutrition of Ratites: Comparison of Emu and Ostrich Requirements. *Recent Advances in Animal Nutrition in Australia*. University of New England: Armidale.
77. OMBUGADU A., ECHOR B.O., JIBRIL A.B., ANGBALAGA G.A., LAPANG M.P., MICAH E.M., NJILA H.L., ISAH L., NKUP C.D., DOGO K.S. and ANZAKU A.A., 2018. Impact of Parasites in Captive Birds: A Review. *Journal of Neurology, Psychiatry and Brain Research*, Volume 2019, Issue 01, pp: 1-12.
78. OOMSTAARLAND., 2008- Les maladies parasitaires des oiseaux.
79. OTEGBADE et MORENIKEJI O-A., 2014. F.-Gastrointestinal parasites of birds in zoological gardens in south-west Nigeria, *Tropical Biomedicine* 31(1) :54-62.

80. OTEGBADE A.C. and MORENIKEJI O.A., 2014. Gastrointestinal parasites of birds in zoological gardens in south-west Nigeria, *Tropical Biomedicine* 31(1), pp : 54–62.
81. OWEN J.P., NELSON A.C., CLAYTON D.H., 2010. Ecological immunology of ectoparasites systems. *Trends parasitol*, 26, p:530-536. (doi:10.1016/j.pt.2010.06.005).
82. PAPINI R., GIRIVETTO M., MARANG I., MANCIANT F. and GIANGASPERO A., 2011 – Endoparasite Infection in pet and zoo birds in Italy. *The Scientific World Journal*, 12 : 1-9.
83. PERRET ,J.- L.2002-Computer-assisted laboratory observation and field studies of the host-finding behaviour of the tick *Ixodes ricinus* (Acarina : Ixodae) :ecological implications of climate and light.Thèse.Université de Neuchâtel :Institut de zoologie,248 p.
84. 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.
85. PEIRCE M.A., 2000. Order Haemospororida Danilewsky, 1885. In *An Illustrated Guide to the Protozoa*, Vol. 1, 2nd ed., J. J. Lee, G. F. Leedale, and P. Bradbury (eds). Society of Protozoologists, Lawrence, KS, pp. 339–347.
86. PEPIN et CONTENTE , 1983- Utilisation et valeur de diverses méthodes d'estimation de la densité de la Perdrix Rouge (*Alectoris rufa*) au printemps. XV the cong. Int. Union of Game Biologists. Trujillo (Spain), pp: 725-735.
87. PEREZ P., CORDON G. P., PRADOS A. H., ROMERO D., MORENO M. S., PONTES A., OSUNA A. & ROSALES M.J., 2009. Intestinal and haematic parasitism in the birds of the Almuñecar (Granada, Spain) ornithological garden.*Veterinary parasitology*, 165(3-4), 361-366.
88. PETERSON R.T., 1994 - Guide des oiseaux. Sélection du Reader's Digest, Paris, 534p.
89. PONCE GORDO F., HERRERA S., CASTRO A. T., GARCÍA DURÁN B. et MARTÍNEZ DÍAZ R. A., 2002. Parasites from farmed ostriches (*Struthiocamelus*) and rheas (*Rhea americana*) in Europe. *Veterinary Parasitology*. Vol. 107, n° 1-2, pp. 137- 160.
90. POTIEZ D., 2002. La chasse des anatinés dans la baie de Somme. Thèse Méd. Vét. Univ. Nantes. 385p.
91. PRICE E. W., 1929. Asynopsis of the Trematode family Schistosomidæ with description of new genera and species. *Proc. U. S. Nat. Mus.*, Washington, LXXV, p. 1-39.
92. R.C.D., 2008. Plan de gestion de la Réserve de Chasse de la wilaya de Djelfa. Djelfa : R.C.D.; 50 p.

93. RAHIMANGA V., SOULA F., RAHERILALAO M.J., GOODMAN S.M., SADONES H., TALL A., RANDRIANARIVELOJOSIA M., RAHARIMALALA L., DUCHEMIN J.B., ARIEY F. et ROBERT V., 2002 - Hémoparasites des oiseaux sauvages à Madagascar. Arch Inst Pasteur de Madagascar, 68(1&2), p : 90-99
94. RAO A.T. & ACHARJYO L.N., 1984. Diagnosis and classification of common diseases of captive animals at Nandankana Zoo in Orissa (India). Indian Journal of Animal Science 2, p: 147-157.
95. REID M, 2001. L'élevage de volailles saines: (Raising Healthy Poultry, French Translation) (French Edition). Christian Veterinary Mission.
96. RIVOLTA S., 1878. Una forma di croup prodotta da un infusorio, neipolli. Giornale di Anatomia, Fisiologia, e Patologia Animale 10, p :149–158.
97. ROUSSET J.-J., 1993. Copro-parasitologie pratique : Intérêt et méthodologie : Notions sur les parasites du tube digestif. Editions ESTEM
98. RYAN U. AND CACCIÒ S. M., 2013. Zoonotic potential of Giardia. International Journal for Parasitology, 43, p: 943–956.
99. SAMUEL B ET BERNARD L., 1995. Maladies des pigeons (Manuel pratique). Edition : France Agricole. P : 111-120.
100. SANCHEZ REVILLA, P., 1975. Datos actuales sobre las enfermedades infecciosas y parasitarias de las codornices. III.-Enfermedades parasitarias. Veterinaria, -Madrid. 1975, 39, 5-6, p: 191-199.
101. SAPERO J. J., & LAWLESS D. K., 1953. The “MIF” stain-preservation technic for the identification of intestinal protozoa. The American journal of tropical medicine and hygiene, 2(4), p: 613- 619.
102. SCHANTZ, P. M., 1996. Tapeworms (cestodiasis). Gastroenterology Clinics, 25(3), p: 637- 653.
103. SCHMASCHKE R., SCHSE M., EULENBERGER K., and SCHO N., 2003. Quill mites little known parasites of Birds. Vesh. Er .Erkr. Zootière, 41, p: 127-133.
104. SCHRENZEL M.D., MAALOUF G.A., GAFFNEY P.M., TOKARZ D., KEENER L.L., MCCLURE D., GRIFFEY S., MCALOOSE D. et RIDEOUT B.A., 2005. Molecular characterization of isosporoid coccidia (Isospora and Atoxoplasma spp.) in passerine birds. The Journal of Parasitology. Vol. 91, n° 3, pp. 635- 647.
105. SCHRICKE V., 1986. Projet d'aménagement du pré-salé de la réserve de chasse maritime de la baie du Mont-Saint-Michel pour la population migratrice et hivernante de

canards siffleurs (*Anas penelope* L., Aves, Anatidae). *Acta oecologica. Oecologia applicata*, 7(3), p: 235-250.

106. SHANAWANY MM. et DINGLE J., 1999. Ostrich production systems. Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO): Rome, 256 p. (FAO Animal Production and Health Paper; 144)

107. SIMON M., 2009. Eradication des puces: de la biologie au traitement. Nancy: Université Henri Poincaré-Nancy 1.

108. SMITH, S., 1996. Parasites of Birds of Prey: Their Diagnosis and Treatment. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. Vol.5, pp. 97- 105.

109. SOCHAT F., 2015. Evaluation D'un Nouveau Liquide Dense Pour Le Diagnostic Coproscopique Des Infestations Des Ruminants Par Les Trematodes. Toulouse : l'université Paul-Sabatier, 49 p.

110. SÖDERQUIST P., 2012. Ecological and genetic consequences of introduction of native species : the mallard as a model system. Introductory research essay, Department of Wildlife, Fish, and Environmental Studies. N°15: 24p.

111. SOULSBY E.J.L., 1968. Helminths, arthropods and protozoa of domesticated animals. Sixth edition of Monning's Veterinary Helminthology.- ed. Baillière, Tindall and Cassell.-London, pp: 166-226

112. SPARAGANO O, GEORGE D, HARRINGTON D, GIANGASPERO A., 2014. Significance and control of the poultry red mite, *Dermanyssus gallinae*. *Annual Review of Entomology* 59.P : 447-466.

113. STABLER R.M., 1954. *Trichomonas gallinae*: A review. *Exp Parasitol*, 3 , p :368-402.

114. SVENSON L., MULLARNEY K. et ZETTERSTRÖM D., 2010. Le guide ornithologique nouvelle. éd. Delachaux et Niestlé, 446 p.

115. SYCHRA O., LITERAK L., PODZEMNY P., HARMAT P. et HRABAK R., 2011– Insect ectoparasites on wild birds in the Czech Republic during the pre-breeding period, *Parasite*, 18 (1) : 13-9.

116. TAYLOR M.A., COOP R.L. ET WALL R.L., 2016 - *Veterinary Parasitology*, Fourth Edition. Ed. Blackwell Publishing, USA, 1035p.

117. TEMMINCK C., 1815. *Manuel d'ornithologie ou tableau systématique des oiseaux qui se trouvent en Europe*. Ed. J. Neumann, Neumann, Neumann et fils à Amsterdam et G. Dufour, Paris. 667p.

118. THEWIS A., BOURBOUZE A., COMPERE R., DUPLAN J. et HARDOUIN J., 2005. *Zootecnie comparée Nord-Sud*. INRA, Paris.

119. TOLBA M., 2014. Inventaire des parasites chez les oiseaux aquatiques dans la région d'Oum El Bouaghi, thèse magistère, université de d'Oum El Bouaghi, 82p.
120. TOUATI L., 2014. Les parasites des oiseaux d'eau: inventaire et écologie. Thèse doct. Université 08 mai 1945 : F.S.N.V.S.T.U. ; Département d'Écologie et Génie de l'Environnement, Guelma, 199 p.
121. TROUVILLIEZ J., 1997. vingt années de réserves de chasse et de refuges en France : Conclusions et recommandations. *Gibier faune sauvage*, 14(2), p : 227-235. (Notice et résumé inist-CNRS)
122. TZIPORI S., 1983. Cryptosporidiosis in animals and humans. *Microbiological Reviews*, 47, p: 84-96.
123. VALKIUNAS G. A., 2005. *Avian Malaria Parasites and Other Haemosporidia*. CRC Press, Boca Raton, FL.
124. VARADHARAJAN A. & Kandasamy A., 2000. A survey of gastro-intestinal parasites of wild animals in captivity in the V.O.C. Park and Mini Zoo, Coimbatore. *Zoos Print Journal* 5, p : 257-258.
125. VARGHESE T., 1987. Endoparasites des oiseaux de paradis en Papouasie-Nouvelle-Guinée. *Vétérinaire. Parasitol.* 26, 131-144.
126. VILLATE, D. *Maladie des volailles, manuel pratique*. Editions France Agricole. Juillet 1997, 399p.
127. YABSLEY M. J., et S. E. J. GIBBS., 2006. Description and phylogeny of a new species of *Eimeria* from double-crested cormorants (*Phalacrocorax auritus*) near Fort Gaines, Georgia. *Journal of Parasitology*, 92, p:385–388.
128. ZEMMOURI N., 2008. Biologie et écologie de la reproduction de la tourterelle des bois (*Streptopelia turturarenicola* L.) dans l'Algerois et en Kabylie. Thèse de doctorat d'état en science agronomique, INA, EL Harrach, 185p.

Titre : Etude des parasites internes et externes qui infectent les oiseaux de la réserve chasse de Djelfa

Résumé :

Le présent travail a pour but d'identifier les parasites qui peuvent infecter les oiseaux dans la réserve chasse de la wilaya de Djelfa, au total 23 espèces incluant 08 rapaces et 15 granivores ont été examinés, l'examen coproscopique et la recherche des ectoparasites chez les animaux au niveau de laboratoire de la faculté il a montré l'absence des endo et des ectoparasites chez les oiseaux de la réserve de Djelfa.

Mots-clés : oiseaux, parasites, réserve chasse, Djelfa.

Title: Study of internal and external parasites that infet birds in the hunting reserve in Djelfa

Resume:

The purpose of this work is to identify the parasites that can infect birds in the hunting reserve of the wilaya of Djelfa, in total 23 species including 08 raptors and 15 granivors were examined, the coproscopic animals at the search for ectoparasites in the animals at the faculty laboratory level showed the absence of endo and ectoparasites in the birds of the Djelfa reserve.

Keywords: birds, parasites, hunting reserve, Djelfa

العنوان : دراسة الطفيليات الداخلية و الخارجية التي تصيب الطيور في محمية الصيد بالجلفة

ملخص

الغرض من هذا العمل هو التعرف على الطفيليات التي يمكن ان تصيب الطيور في محمية الصيد بولاية الجلفة في المجموع تم فحص 23 نوعا بما في ذلك 08 الطيور الجارحة و 15 من الحيوانات الحبيبية و الفحص الكوبروسكوبي و البحث عن الطفيليات الخارجية في الحيوانات اظهر على مستوى المخبر في الكلية عدم وجود طفيليات داخلية و خارجية في محمية الجلفة

كلمات مفتاحية طيور - طفيليات - محمية الصيد - الجلفة