

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

Democratic and Popular Republic of Algeria

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

Ministry of Higher Education and Scientific Research

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

École Nationale Supérieure Vétérinaire. Rabie Bouchama

Higher National Veterinary School. Rabie Bouchama

المدرسة الوطنية العليا للبيطرة

N° d'ordre : 016

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences vétérinaires

## Mémoire de fin d'études

Pour l'obtention du **diplôme de Docteur Vétérinaire**

### THÈME

**Contribution à l'étude des parasites intestinaux  
des rapaces nocturnes et diurnes vivants en  
captivité au niveau du parc zoologique du jardin  
d'essai El Hamma**

Présenté par :

Melle : **OUZERDINE Melissa**

Soutenu publiquement, le 04/07/2024 devant le jury :

|        |               |            |                   |
|--------|---------------|------------|-------------------|
| Mme /M | BENATALLAH A. | MCA (ENSV) | Président (e)     |
| Mme /M | MILLA A.      | Pr (ENSV)  | Promoteur (trice) |
| Mme /M | TAIBI M.      | MCA (ENSV) | Examineur (trice) |

Année universitaire 2023-2024



### **Déclaration sur l'honneur**

Je soussignée, OUZERDINE Melissa, déclarée être pleinement consciente que le plagiat de documents ou d'une partie d'un document publiée sous toute forme du support, y compris internet, constitue une violation des droits d'auteur ainsi qu'une fraude caractérisée. En conséquence, je m'engage à citer toute les sources que j'ai utilisées pour rédiger ce mémoire.

Signature

A handwritten signature in blue ink, appearing to read "Melissa", is located below the "Signature" label.

## *Remerciement*

*Je remercie dieu le tout puissant de m'avoir donné la santé et la volonté d'entamer et de terminer ce mémoire.*

*Tout d'abord, ce travail ne serait pas aussi riche et n'aurait pas pu avoir le jour sans l'aide et l'encadrement de Mme MILLA Amel, je la remercie pour la qualité de son encadrement exceptionnel, sa patience, sa rigueur et sa disponibilité durant la préparation de ce mémoire, je vous remercie d'avoir cru en moi et de m'avoir donnée les connaissances que j'ai aujourd'hui, j'ai un énorme respect pour vous pas seulement autant que professeur mais aussi la personne que vous êtes.*

*Je tiens à remercier également les membres de jury mesdames BENATALLAH A. et TAIBI M. pour avoir accepté de faire partie du jury,*

*Mes remerciements s'adressent aussi aux vétérinaires du parc zoologique du Hamma qui m'ont aidé durant mon stage pratique, leur soutien moral et leur encouragement.*

*Merci également à tous les professeurs de l'ENSV pour leurs générosités et la grande patience dont ils ont su faire preuve malgré leurs charges académiques et professionnels.*

*Je tiens à remercier également tous ceux qui m'ont aidé de près ou de loin pour l'élaboration de ce mémoire.*

## *Dédicace*

*Au nom de la miséricorde de dieu, je tiens à adresser cette dédicace aux personnes qui m'ont aidé dans la réalisation de ce mémoire*

*Pour moi d'abord : paix pour votre cœur, moi et je sais que vous ne demandez au monde que la paix et la sécurité, et j'espère que vous l'obtiendrez, c'est vraiment un sentiment merveilleux quand vous réalisez vos désirs, félicitation à vous.*

*A mes très chers parents, trouvez ici chère mère et cher père, dans ce modeste travail, le fruit de tant de dévouement et de sacrifices ainsi que l'expression de ma gratitude et de mon profond amour, merci pour votre sagesse et vos conseils qui ont fait de moi la personne que je suis aujourd'hui. Votre soutien et vos efforts ont été inestimable et je suis vraiment reconnaissante de votre présence continue dans ma vie.*

*A mes chers sœurs, Tinhinene, Cylia, Meriem, mon petit frère Abderrahmane, ainsi que ma cousine Sarah qui n'ont pas cessé de me conseiller, encourager et soutenir tout au long de mes études, que dieu les protège et leur offre la chance et le bonheur.*

*A ma meilleur amie Amel qui depuis des années m'encourage, me comprends et a toujours été à mes côtés. Je te dis merci et je te souhaite beaucoup de bonheur.*

*Enfin, il est temps pour moi de dire merci à mon adorable famille, voisins et amis que j'ai connu durant mon cursus universitaire et à toutes les personnes qui m'ont aidé je vous remercie infiniment.*

*Melissa*

## Liste des abréviations

INPN : Inventaire national du patrimoine naturel

JDH : Jardin d'essai du Hamma

ENSV : Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire

LPO : Ligue pour protection des oiseaux

UICN : Union mondiale pour la nature

## Liste des figures

|   |    |
|---|----|
| <b>Figure 1</b> - Schéma de la morphologie externe des rapaces.....   | 2  |
| <b>Figure 2</b> - Aigle royal.....  | 3  |
| <b>Figure 3</b> - Faucon pèlerin .....  | 5  |
| <b>Figure 4</b> - Vautour fauve.....  | 7  |
| <b>Figure 5</b> –Vautour percnoptère.....   | 9  |
| <b>Figure 6</b> -Milan noir.....  | 11 |
| <b>Figure 7</b> -Buse féroce.....   | 13 |
| <b>Figure 8</b> - Chouette effraie.....   | 15 |
| <b>Figure 9</b> - Chouette hulotte.....   | 17 |
| <b>Figure 10</b> - Oocystes sporulés d' <i>Isospora machadoae</i> sp., récupérés de <i>Turdus albicollis</i> du Brésil.....   | 19 |
| <b>Figure 11</b> : Oocystes d' <i>Atoxoplasma</i> .....   | 19 |
| <b>Figure 12</b> -Oocyste sporulé de <i>Sarcocystis</i> sp.,.....   | 20 |
| <b>Figure 13</b> - Micrographies électroniques à balayage des trophozoïtes (a–c) et formation de pseudokystes (d–f) d'une souche de <i>Trichomonas gallinae</i> obtenue d'un pigeon de roche ( <i>Columbalivia</i> ) et cultivé in vitro par voie axénique..... | 22 |
| <b>Figure 14</b> : <i>Histomonas meleagridis</i> .....  | 23 |
| <b>Figure 15</b> – <i>Heterakis</i> .....   | 24 |
| <b>Figure 16</b> – <i>Ascaridia</i> .....   | 25 |
| <b>Figure 17</b> - Œufs d' <i>Eucoleus contortus</i> du Colin de Virginie ( <i>Colinus virginianus</i> ) .....  | 26 |
| <b>Figure 18</b> -La tête des larves d' <i>Eustrongylides excisus</i> (L4).....   | 27 |
| <b>Figure 19</b> - Cycle de vie des <i>Eustrongylides</i> sp.....   | 28 |
| <b>Figure 20</b> - Mâle de <i>Tetrameresglobosa</i> .....   | 29 |
| <b>Figure 21</b> – <i>Mediorhynchus micracanthus</i> de <i>Chrysomus ruficapillus</i> du sud du Brésil.....   | 30 |
| <b>Figure 22</b> - Cycles de vie représentatifs des cestodes cyclophyllidéens et diphyllbothriids.....  | 32 |
| <b>Figure 23</b> - Localisation du jardin d'essai .....   | 34 |
| <b>Figure 24</b> -Jardin d'essai d'El Hamma.....  | 35 |
| <b>Figure 25</b> - Les enclos des rapaces au niveau du parc zoologique d'El Hamma.....  | 36 |
| <b>Figure 26</b> - Les rapaces du zoo d'EL Hamma.....   | 36 |
| <b>Figure 27</b> : Récolte des fientes.....   | 38 |

|   |           |
|---|-----------|
| <b>Figure 28</b> - matériels utilisés pour la réalisation de la technique de flottaison ..... | <b>39</b> |
| <b>Figure 29</b> -Les différentes étapes de la technique de flottaison .....                  | <b>40</b> |
| <b>Figure 30</b> –Parasites retrouvés chez les rapaces du JDH.....                            | <b>43</b> |
| <b>Figure 31</b> –Abondances relatives des parasites des rapaces du JDH.....                  | <b>45</b> |

## Liste des tableaux

|   |           |
|---|-----------|
| <b>Tableau 1</b> - Alimentation des rapaces au niveau du parc zoologique d'EL Hamma.....        | <b>37</b> |
| <b>Tableau 2</b> - Calendrier des sorties et des prélèvements des fientes des rapaces du JDH... | <b>38</b> |
| <b>Tableau 3</b> : Inventaire des parasites intestinaux des rapaces du JDH.....                 | <b>43</b> |
| <b>Tableau 4</b> - Calendrier des sorties et des prélèvements des fientes des rapaces du JDH... | <b>44</b> |
| <b>Tableau 5</b> -Richesses totale et moyenne des parasites des rapaces du JDH.....             | <b>44</b> |
| <b>Tableau 6</b> -Abondance relative des parasites chez les rapaces du JDH.....                 | <b>45</b> |
| <b>Tableau 7</b> -Prévalences des parasites chez les rapaces du JDH.....                        | <b>46</b> |
| <b>Tableau 8</b> – Intensités moyennes des parasites chez les rapaces du JDH.....               | <b>46</b> |

## Sommaire

Remerciement

Dédicace

Liste des abréviations

Liste des tableaux

|   |          |
|---|----------|
| <b>Introduction.....</b>  | <b>1</b> |
| <b>Chapitre I - Les données bibliographiques sur les Rapaces.....</b> | <b>2</b> |
| I.1. - Rapaces diurnes.....   | 2        |
| I.1.1. - Aigle royal.....   | 3        |
| I.1.1.1. – Systématique.....  | 3        |
| I.1.1.2. – Description.....   | 3        |
| I.1.1.3. - Régime alimentaire.....                                    | 4        |
| I.1.1.4. – Habitat.....   | 4        |
| I.1.1.5. - La reproduction.....                                       | 4        |
| I.1.1.6. - Répartition géographique.....                              | 4        |
| I.1.2. - Faucon pèlerin.....  | 5        |
| I.1.2.1. – Systématique .....   | 5        |
| I.1.2.2. – Description.....   | 5        |
| I.1.2.3. - Régime alimentaire .....                                   | 6        |
| I.1.2.4. - Habitat .....  | 6        |
| I.1.2.5. – Reproduction.....  | 6        |
| I.1.2.6. - Répartition géographique .....                             | 6        |
| I.1.3. - Vautour fauve .....  | 7        |
| I.1.3.1. - Systématique .....   | 7        |
| I.1.3.2. - Description .....  | 7        |
| I.1.3.3. - Régime alimentaire .....                                   | 7        |
| I.1.3.4. – Habitat.....   | 7        |
| I.1.3.5. – Reproduction.....  | 8        |
| I.1.3.6. - Répartition géographique .....                             | 8        |
| I.1.4. –Vautour percnoptère .....                                     | 8        |
| I.1.4.1. – Systématique.....  | 8        |
| I.1.4.2. - Description .....  | 8        |

|  |    |
|--|----|
| I.1.4.3. - Régime alimentaire.....                     | 9  |
| I.1.4.4. – Habitat.....                                | 9  |
| I.1.4.5. - Reproduction .....                          | 9  |
| I.1.4.6. - Répartition géographique .....              | 10 |
| I.1.5. - Milan noir.....                               | 10 |
| I.1.5.1. - Systématique .....                          | 10 |
| I.1.5.2. - Description .....                           | 10 |
| I.1.5.3. - Régime alimentaire.....                     | 11 |
| I.1.5.4. - Habitat .....                               | 11 |
| I.1.5.5. – Reproduction.....                           | 11 |
| I.1.5.6. - Répartition géographique .....              | 12 |
| I.1.6. - Buse féroce (buse de Maghreb) .....           | 12 |
| I.1.6.1. - Systématique .....                          | 12 |
| I.1.6.2. - Description .....                           | 12 |
| I.1.6.3. - Régime alimentaire .....                    | 13 |
| I.1.6.4. – Habitat.....                                | 13 |
| I.1.6.5. – Reproduction.....                           | 13 |
| I.1.6.6. - Répartition géographique.....               | 13 |
| I.2. -Rapaces nocturnes.....                           | 14 |
| I.2.1. - Chouette effraie (effraie des clochers) ..... | 14 |
| I.2.1.1. – Systématique.....                           | 14 |
| I.2.1.2. - Description .....                           | 15 |
| I.2.1.3. - Régime alimentaire.....                     | 15 |
| I.2.1.4. – Habitat.....                                | 15 |
| I.2.1.5. - Reproduction .....                          | 15 |
| I.2.1.6. –Répartition géographique.....                | 16 |
| I.2.2. - Chouette hulotte.....                         | 16 |
| I.2.2.1. – Systématique.....                           | 16 |
| I.2.2.2. – Description.....                            | 16 |
| I.2.2.3. - Régime alimentaire .....                    | 17 |
| I.2.2.4. - Habitat .....                               | 17 |
| I.2.2.5. - Reproduction .....                          | 17 |
| I.2.2.6. – Répartition géographique .....              | 17 |

|  |           |
|--|-----------|
| I.3. - Parasites intestinaux des rapaces diurnes et nocturnes.....           | 18        |
| I.3.1. - Protozoaires .....  | 18        |
| I.3.1.1. - Coccidies .....   | 18        |
| I.3.1.1.1. – <i>Isospora</i> et <i>Atoxoplasma</i> .....                     | 18        |
| I.3.1.1.2. – <i>Sarcocystis</i> .....  | 20        |
| I.3.1.2. – <i>Trichomonas</i> .....  | 21        |
| I.3.1.3.- <i>Histomonas</i> .....  | 23        |
| I.3.2. - Nématelminthes .....  | 23        |
| I.3.2.1. – <i>Heterakis</i> .....  | 24        |
| I.3.2.2. – <i>Ascaridia</i> .....  | 25        |
| I.3.2.3. - <i>Capillaria</i> .....   | 26        |
| I.3.2.4. – <i>Eustrongylides</i> .....                                       | 27        |
| I.3.2.5. – <i>Tetrameres</i> .....   | 28        |
| I.3.3. - Acanthocéphales .....   | 29        |
| I.3.4. - Plathelminthes (Cestodes).....                                      | 31        |
| I.3.5. – Signes cliniques dues aux parasites.....                            | 32        |
| I.3.6. – Arthropodes.....  | 32        |
| I.3.6.1 – Miyases.....   | 32        |
| I.3.6.2 - Tiques .....   | 33        |
| I.3.6.3 Puces.....   | 33        |
| <b>Chapitre II –Méthodologie</b> .....                                       | <b>34</b> |
| II.1.- Objectif de l'étude.....  | 34        |
| II.2. - Présentation de la région d'étude : parc zoologique d'El Hamma ..... | 34        |
| II.2.1. – Historique.....  | 34        |
| II.2.2. – Structuration.....   | 35        |
| II.2.3. - Présentation des espèces étudiées.....                             | 35        |
| II.2.4. - Alimentation des rapaces au niveau du parc zoologique .....        | 37        |
| II.2.5. - Soins et moyens prophylactiques utilisés.....                      | 37        |
| II.3. - Méthode utilisée sur terrain.....                                    | 37        |
| II.3.1. - Période d'étude.....   | 38        |
| II.3.2. - Fréquence .....  | 38        |
| II.4. - Méthodes utilisées au laboratoire.....                               | 39        |
| II.4.1. - Matériel utilisé.....  | 39        |

|   |           |
|---|-----------|
| II.4.2. - Technique de flottaison.....  | 39        |
| II.5. - Exploitation des résultats de la coprologie des rapaces du JDH.....     | 41        |
| II.5.1. - Exploitation des résultats par les indices écologiques.....           | 41        |
| II.5.1.1. - Richesses totale et moyenne.....                                    | 41        |
| II.5.1.2. - Fréquence centésimale F (%) ou l'abondance relative (AR%).....      | 41        |
| II.5.2. - Exploitation des résultats par les indices parasitaires.....          | 41        |
| II.5.2.1. – Prévalence.....   | 42        |
| II.5.2.2. - Intensité moyenne.....  | 42        |
| <b>Chapitre III – Résultats et discussion .....</b>                             | <b>43</b> |
| 3.1.-Résultats.....   | 43        |
| 3.1.1.- Inventaire des parasites des rapaces du JDH.....                        | 43        |
| 3.1.2. -Présence des parasites chez les rapaces du JDH.....                     | 44        |
| 3.1.3. - Richesses totale et moyenne des parasites chez les rapaces du JDH..... | 44        |
| 3.1.4. – Abondances relatives des parasites chez les rapaces du JDH.....        | 44        |
| 3.1.5. – Prévalences des parasites chez les rapaces du JDH.....                 | 46        |
| 3.1.6. – Intensités moyennes des parasites chez les rapaces du JDH.....         | 46        |
| 3.2.- Discussion.....   | 47        |
| <b>Conclusion.....</b>  | <b>48</b> |
| <b>Références bibliographiques</b>  |           |
| <b>Résumé</b>   |           |

## Introduction

Le terme rapace, ou oiseaux de proie désigne un groupe diversifié d'oiseaux carnivores, caractérisé par une vision perçante, un bec crochu et des pattes robustes munies de serres acérées, et tous protégés par la loi (**Willet et al., 2009**). Le statut et la répartition géographique varient d'une espèce à l'autre, tout comme le régime alimentaire et la méthode de recherche de nourriture. Certaines espèces ont un régime alimentaire spécialisé tandis que d'autres ont un régime plus varié (**Bleda, 1986**).

Depuis des millénaires, ces espèces sont apprivoisées et utilisées dans diverses régions du monde pour la fauconnerie. Certaines espèces servent également pour des spectacles de vol ou pour l'effarouchement dans des lieux publics ou privés (**Verecourt, 2019**). Cependant plusieurs espèces sont actuellement menacées à divers niveaux. Parmi ces menaces, les endoparasites peuvent causer des problèmes de santé grave, surtout lorsqu'ils s'associent à d'autres facteurs ou en période de stress (**Ferrer et al., 2002**).

Dans le monde, plusieurs études ont été réalisées pour identifier les différents parasites digestifs qui peuvent affecter les rapaces ; plusieurs espèces ont été documentées comme hôtes pour *Trichomonas gallinae* en Europe, en Afrique, aux Etats-Unis et au Mexique (**Brune et al., 2019**). L'infestation par des helminthes a été identifiée lors de l'examen post mortem chez 95% des rapaces (**Santoro et al., 2010**). Les nématodes sont les plus fréquents, suivis par les cestodes et les acanthocéphales (**Ferrer et al., 2002**). Contrairement en Algérie, aucune étude n'a été abordée pour identifier le rôle de ces oiseaux dans la transmission des agents infectieuse ainsi que leur implication sur l'écosystème local et la santé publics.

La présente étude cible d'une part, le suivie de l'état sanitaire parasitologique des rapaces du parc zoologique du jardin d'Essai du Hamma, pendant trois mois, d'autre part d'identifier les parasites intestinaux de chaque espèce de rapace vivant en captivité dans ce parc. Notre mémoire s'articule autour de trois chapitres :

- Le premier chapitre traite d'une revue bibliographique abordant les généralités sur les espèces de rapaces présentes dans le parc zoologique du Hamma, les parasites intestinaux et les ectoparasites qui peuvent affecter ces prédateurs.
- Le deuxième chapitre présente la région d'étude, ainsi que le matériel et les méthodes utilisée dans l'expérimentation sur le terrain et au laboratoire.
- Le troisième chapitre présente les résultats obtenus et leurs discussions.

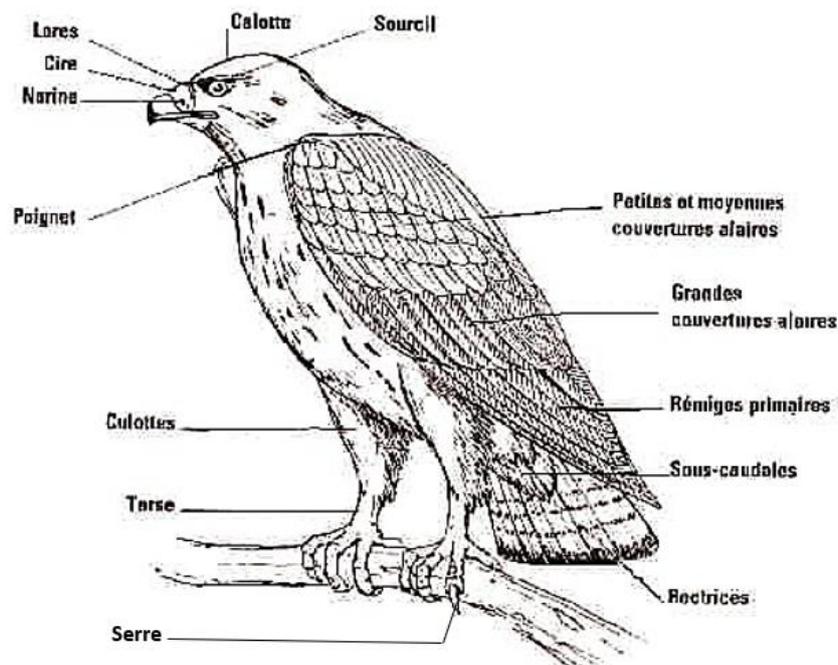
Le travail est terminé par une conclusion et des perspectives.

## Chapitre I - Les données bibliographiques sur les Rapaces

En générale les rapaces se divisent en deux grandes classes. Il y'a les rapaces diurnes et les rapaces nocturnes.

### I.1. - Rapaces diurnes

Ils appartiennent à l'ordre des falconiformes et regroupent 338 espèces dans le monde. Les rapaces diurnes dorment la nuit et s'activent le jour. Ce sont quasiment tous les rapaces (aigle, buse, faucon ...). Ils se caractérisent par une tête aplatis, un corps à aspect vigoureux. Un plumage cryptique compact et dur à la base, recouvre tout le corps à l'exception du bec et des pattes. Les plumes sont de différentes tailles et de formes (les rémiges, les rectrices, les plumes de couverture et le duvet). Le bec est fort et crochu. Il prend des formes différentes en fonction de type de proies que l'oiseau chasse et de type d'habitat dans lequel il vit. Il est doté à sa base d'une membrane cornée dans laquelle s'ouvre les narines. Les mandibules ont des bords tranches dont la supérieure est recourbée en un solide crochet, utilisé pour briser les vertèbres cervicales des proies. Les pattes robustes et grosses terminées par quatre doigts pourvus d'ongles solides crochus et acérés appelés les serres. La partie supérieure des pattes est emplumée forme ce qu'on appelle les culottes. Les yeux occupent une vaste cavité sur le côté du crâne, et leur couleur varie selon les espèces. Ils sont protégés par une arcade sourcilière très développée. Grâce à ces structures particulières, le sens de la vue est très aiguisée supérieur à 10fois de celle de l'homme. Ils ont capables de détecter le moindre son grâce à une structure particulière des oreilles (Fig. 1) (Meylan, 1965).



**Figure 1** –Schéma de la morphologie externe des rapaces (Futura-Sciences, 2001-2024)

## **I.1.1. - Aigle royal**

### **I.1.1.1. –Systématique**

La classification de l'aigle royal est proposée par **Mellier et Besson (2002)** est représentée comme suit :

Règne : Animalia

Embranchement : Chordata

S/embranchement : Vertebrata

Classe : Aves

Ordre : Accipitriforma

Famille : Accipitridae

Genre : *Aquila*

Espèce : *Aquila chrysaetos*(Linnaeus, 1758)

### **I.1.1.2. - Description**

C'est le grand et le puissant rapace, d'une taille de 0,8à 0,9m pour le mâle et de 0,9 à 0,95m pour la femelle. Le poids est de 4,5kg pour le mâle 6,5kg pour la femelle. L'envergure est de 2,20m (**Eliotout, 2010**).Il est de couleur brun sombre aux nuances roussâtres ; une calotte et une nuque claires avec des reflets dorés. La queue est longue et le bord supérieur de l'aile est incurvée en S (**Dubourg, 2021**).Et les pattes sont longues emplumées jusqu'au bout des tarses (Fig. 2). Chaque patte possède quatre doigts : trois devant et une derrière appelée avillon qui est la plus grande de 6 à 7 cm. Les quatre doigts sont recouverts d'une peau écailleuse et armée d'énormes serres. Les jeunes sont marquées de blanc au niveau des rectrices et des rémiges primaires et secondaires qui vont disparaître complètement à l'âge de 5à 6ans l'espèce est protégé par la loi (**Magnien, 2022**)



**Figure 2 - Aigle royal (oiseaux.net 2024)**

### **I.1.1.3. - Régime alimentaire**

L'aigle royal appartient à la famille des opportunistes. Il capture principalement les petits mammifères comme le lapin, le lièvre, le ratel, les renards, les chats, les chèvres et écureuil et les reptiles. Il peut dans certaines régions se nourrir presque exclusivement d'oiseaux et il ne dédaigne pas les charognes. Il est capable de transporter jusqu'à 3kg de nourriture volant **(Brodeur et Morneau, 1999)**.

### **I.1.1.4. - Habitat**

Il préfère les zones montagneuses, en bordure ou en périphérie des grands massifs, sur les reliefs aux altitudes modestes à côté des éléments rocheux et les zones steppiques **(Clouet et Goar, 2006)**

### **I.1.1.5. - La reproduction**

L'aigle royal atteint sa maturité sexuelle à l'âge de 4 à 5ans. Chaque année au mois de décembre, les parades nuptiales s'expriment (montée en spirale, des festons et de piqué).Il niche dans les falaises ou en haut d'un arbre où il construit un ou plusieurs nids appelés les aires. Ces derniers sont faits de branches, de racines, d'herbacées et de divers matériaux. Le nid peut atteindre 2m de haut et peser jusqu'à 1tonne. Au début du printemps, la femelle pond entre 1à4 œufs d'un intervalle de 3 à 4jours et de couleur blanchâtre tachetée de brun. La période d'incubation est de 43 à 45jours. La femelle assure la totalité du temps de couvaion, tandis que le mâle chasse et défend le territoire. L'aiglon prend 2 jours pour sortir de l'œuf où il utilise une petite dent située sur le bout du bec. Il reste dans le nid pendant 70jours. Il va le quitter à un poids de 4kg pour une femelle et 3kg pour un mâle **(Brodeur et Morneau, 1999 ; Daveluy, 2016 ; Magnien, 2022)**.

### **I.1.1.6. - Répartition géographique**

#### **- Dans le monde**

Il a une répartition holarctique. Il se rencontre depuis le Mexique, le nord de l'Afrique et les Himalaya jusqu'au sud des régions arctiques de l'Europe de l'Asie et de l'Amérique du Nord **(Brodeur et Morneau, 1999)**.

#### **- En Algérie**

Il est présent dans le Djurdjura d'une manière effective mais le milieu ne lui permet pas une population importante **(Moali, 2016)**.

## **I.1.2. - Faucon pèlerin**

### **I.1.2.1. - Systématique**

La classification du faucon pèlerin proposée par **Mellier et Besson (2002)** est représentée comme suit :

Règne : Animalia

Embranchement : Chordata

Sous embranchement : Vertebrata

Classe : Aves

Ordre : Falconiforme

Famille : Falconidae

Genre : *Falco*

Espèce : *Falco peregrinus* Tunstall, 1771

Statut : préoccupation mineure

### **I.1.2.2. - Description**

C'est un oiseau de corpulence modeste, d'une taille de 35 à 40 cm pour le mâle, et de 45 à 50 cm pour la femelle. Il présente un poids de 500 à 680 g pour le mâle et de 800 à 1200 g pour la femelle. L'envergure est de 70 à 85 cm pour le tiercelet et 95 à 115 cm pour la femelle. La tête du faucon pèlerin est presque entièrement noire chez les adultes et plus ou moins claire chez les jeunes. Le bec est court et courbé dès la naissance. Il est volumineux chez la femelle. Sa couleur va de noir ardoise au jaune. Les yeux sont de grande taille. Chez les adultes la peau nue autour des yeux est de la même teinte que la cire des pattes et du bec. Le plumage sur les parties supérieures (aile, dos et la queue) est gris bleu. Pour le mâle, le ventre est blanc gris strié de noir, pour la femelle sa coloration tend vers le marron. Les ailes sont pointues, la queue de longueur moyenne (Fig. 3) (**Monneret, 2006**).



**Figure 3 - Faucon pèlerin (LPO, 2024)**

### **I.1.2.3. - Régime alimentaire**

Le régime alimentaire n'étant que le reflet saisonnier parfois hebdomadaire de l'abondance relative de proie et d'un territoire de chasse donné (**Monneret, 2006**). C'est un chasseur quasi exclusif d'oiseaux ou généralement les volatiles, qui représente environ 75% de son menu. Il peut consommer des mammifères (rongeurs), des insectes et exceptionnellement des batraciens (**Monneret, 2006**).

### **I.1.2.4. - Habitat**

Le choix de milieu de vie se fait en majeure partie en fonction du type de roches (les calcaires de teinte clair blanche ou jaune sont préférés à ceux de coloration grise révélatrice d'humidité), de la hauteur de la falaise (30 à 200m) et de l'orientation de la paroi rocheuse (protection contre les intempéries) (**Monneret, 2006**)

### **I.1.2.5. - Reproduction**

Le faucon pèlerin atteint sa maturité sexuelle à l'âge de 2 ans et parfois 1 an (la femelle avant le mâle). Les parades nuptiales s'expriment en janvier où les deux partenaires effectuant des vols acrobatiques et territoriaux, il niche sur des crêtes exposées, des projections de falaise, des étagères de construction ; des grottes et même des nids sur des branches d'autres oiseaux (**White et al., 2002**). Le nid a une forme d'une simple dépression, aucun matériau n'y ajoutée mais des débris peuvent s'accumuler autour de la dépression. La ponte et la couvaison ont lieu entre avril et juin. Une couvée par an est signalée comprenant de 3 à 5 œufs. Ces derniers sont de couleur marron rougeâtre et pondus toute les 48 à 72 heures, l'incubation dure 32 à 35 jours (**Monneret, 2006**).

### **I.1.2.6. - Répartition géographique**

#### **- Dans le monde**

Le faucon pèlerin niche sur tous les continents (Europe, Asie, Afrique, Australie, Amérique du Nord et du Sud), mais absent de l'antarctique, de la nouvelle Zélande, de l'Island et des îles de pacifique oriental (**White et al., 2002**).

#### **- En Algérie**

Il se distribue dans tous le Nord-est (continental ou littoral). Il est présent dans les espaces ouverts et agricoles (**Isenmann, 1990**).

### **I.1.3. - Vautour fauve**

#### **I.1.3.1. - Systématique**

Selon **Svensson et al. (2023)**, le vautour fauve appartient à :

Règne : Animalia

Embranchement : Chordata

Sous embranchement : Vertebrata

Classe : Aves

Ordre : Accipitriforma

Famille : Accipitridae

Genre : *Gyps*

Espèce : *Gyps Fulvus* (Hablizi, 1783)

Statut : protégé par la loi.

### **I.1.3.2. - Description**

Le vautour est un grand rapace (95 à 110 cm). Il pèse entre 6,5 et 12 kilogrammes et a une envergure de 235 à 270 centimètres. Il se caractérise par une tête trapue et une queue courte, un corps brun clair, un long cou sans plumes, un bec fort et léger et des yeux marron clair, (Fig. 4). Les immatures ressemblent aux adultes, sont d'aspect plus foncée avec les plumes plus pointues (**Lamagere, 2011**).



**Figure 4 - Vautour fauve (LPO, 2024)**

### **I.1.3.3. - Régime alimentaire**

Le vautour fauve est un charognard strict. Il dépend des carcasses des moutons ou de bovins laissées sur place par les éleveurs. Il mange en groupe. Un mouton mort peut attirer une centaine de ces oiseaux. Bien que les vautours ne dédaignent pas la viande pure, ils préfèrent manger de la viande fraîche. (**Konig, 1974**).

### **I.1.3.4. - Habitat**

Il survole des environnements ouverts à hautes altitudes tels que les alpages et les prairies. Il préfère les climats chauds et ensoleillés, c'est pourquoi on peut souvent l'observer sur les corniches, les bords de failles et dans les grottes du massif méditerranéen (**Benny, 2005**).

### **I.1.3.5. - Reproduction**

L'âge de maturité sexuelle est d'environ 5 à 6 ans. Les parades nuptiales ont lieu entre décembre et février et comprennent des vols en tandem, généralement avec la femelle qui initie la parade nuptiale. Les vautours nichent sur des falaises abruptes (**Lamagere, 2011**). L'aire est sommaire et ressemble plus à une litière qu'à un véritable nid. Il est composé de brindilles, de mousse, d'herbes cueillies, de plumes mues et plus rarement de fragments de peau. La ponte aura lieu entre la mi-janvier et la mi-février avec une période d'incubation de 43 à 60 jours. Les œufs sont elliptiques mouchetée de roux ou de marron (**Lamagere, 2011**).

### **I.1.3.6. - Répartition géographique**

#### **- Dans le monde**

Les vautours se trouvent le long de la côte méditerranéenne de l'Europe, de l'Afrique du Nord et de l'Asie Mineure, du Proche-Orient à l'ouest de l'Inde (**Lamagere, 2011**).

#### **- En Algérie**

Il est particulièrement commun au nord de l'Algérie dans les montagnes de Djurdjura (**Isenmann & Moali 2000**).

### **I.1.4. – Vautour percnoptère**

#### **I.1.4.1. - Systématique**

Selon **Mellier et Besson (2002)** le vautour percnoptère appartient à :

Règne : Animalia

Embranchement : Chordata

Sous embranchement : Vertebrata

Classe : Aves

Ordre : Accipitriforme

Famille : Accipitridae

Famille : Accipitridae

Genre : *Neophron*

Espèce : *Neophron percnopterus* Savigny, 1809

Statut : liste rouge de l'UICN

#### **I.1.4.2. - Description**

C'est le plus petit vautour européen, d'une taille de 55 à 65 cm. La masse varie entre 1,5 à 2 kg. L'envergure est de 155 à 170 cm (**Dubourg, 2022**). Le corps est blanc et les plumes des ailes sont noires. La tête est pointue et possède un long et fin bec jaune avec une pointe noire. Le cou, le manteau et la poitrine sont brun plus ou moins jaunâtre. Comme tous les autres vautours, il se caractérise par des ailes très longues et très larges, presque rectangulaires

mais très fines à l'extrémité, une queue plutôt courte et les jeunes sont brun noir du bec aux pattes (Fig. 5) (Benny, 2005).



**Figure 5 –Vautour percnoptère (LPO,2024)**

#### **I.1.4.3. - Régime alimentaire**

C'est un charognard qui cherche les petits cadavres (rats, écureuils, tortue, amphibiens, serpents). Il peut également s'alimenter des déchets et d'excréments provenant d'animaux ou d'humains. Les insectes présents les seuls animaux vivants chassés. Contrairement aux grands charognards, le bec mince et effilé du percnoptère l'empêche d'inciser et de découper le cuir des mammifères, ce qui limite son rôle d'équarrisseur aux parties molles et aux petites proies (parcsnationaux.fr).

#### **I.1.4.4. - Habitat**

Le vautour percnoptère habite une grande diversité d'habitats. Il cherche sa nourriture dans des milieux semi-ouverts tels que les bordures de marais, les steppes, les dépôts d'ordures, le long des routes et aux périphéries des agglomérations, tout en évitant les zones forestières (Mundy *et al.*, 1992).

#### **I.1.4.5. - Reproduction**

L'âge de maturité est de 4à5ans. Chaque printemps le mâle effectue les prouesses aériennes, enchainant les brusques piquets et les remontées rapides. Le nid est fait dans les falaises qu'il rase de son vol silencieux. L'aire est construite par les deux partenaires et dégage une odeur nauséabonde en raison de l'abondance des excréments. Il occupe généralement la même aire d'une année sur l'autre. A la fin du mois de mars ou du début d'avril, la femelle pond 2à3 œufs blanc sale tachés de brun avec un intervalle de 3 à 5 jours. L'incubation dure 42jours est assurée par les deux partenaires. Le petit quitte le nid au bout de 3 mois (Laurent, 2013).

### **I.1.4.6. - Répartition géographique**

#### **- Dans le monde**

L'espèce est rare au niveau mondial. Sa répartition étant surtout subsaharienne et nord-africaine, ainsi que de la Turquie jusqu'en Inde. En Egypte malgré son autre nom de pernoptère d'Egypte, elle ne semble plus présente que dans le sud du pays. En Espagne et dans les Balkans, l'espèce est devenue très rare (**Tissier, 2021**).

#### **- En Algérie**

Il est en expansion dans quelque région algérienne notamment la wilaya de Msila au nord de l'Algérie, l'atlas Blidéen et Bejaïa (**Ismann & Moali, 2000**).

### **I.1.5. - Milan noir**

#### **I.1.5.1. - Systématique**

Selon **Mellier et Besson (2002)** le milan noir appartient à :

Règne : Animalia

Embranchement : Chordata

Sous embranchement : Vertebrata

Classe : Aves

Ordre : Accipitriforma

Famille : Accipitridae

Genre : *Milvus*

Espèce : *Milvus migrans* (Boddaert, 1783)

Statut : Préoccupation mineure

#### **I.1.5.2. - Description**

C'est un rapace de taille moyenne (48 à 58 cm), d'un poids de 650 à 1000g, et d'une envergure de 130 à 155cm. Il présente un corps élancé et une longue queue triangulaire. Le plumage paraît noir lorsqu'on l'observe de loin, mais en fait il est plutôt brun sombre sur les parties supérieures et brun roux sur les inférieures. Sa tête est fine, d'un blanc brunâtre strié de brun et la nuque est claire. La queue est longue, triangulaire et faiblement échancrée. Le bec est noir bordé de jaune et les pattes sont jaunes (**Fellag et al., 2019**). La bande claire qui traverse les moyennes couvertures sur les sus-alaires est généralement plus terne (Fig. 6). Les juvéniles sont généralement plus vifs que les adultes et présentent un liseré crème distinctif sur les plumes du dessus. Aucune différence sexuelle apparente n'est observée (**Harris et al., 1992**).



**Figure 6 -Milan noir (oiseaux.net, 2024)**

#### **I.1.5.3. - Régime alimentaire**

Le régime alimentaire du milan noir est composé d'une multitude de proie animales, les reptiles, les oiseaux d'eau notamment la mouette et les canards, les micromammifères comme les rongeurs et les insectes occupent une place très importante (**Fellag *et al.*, 2019**). Il ramasse volontiers les poissons morts à la surface des eaux libres (**INPN, 2013**).

#### **I.1.5.4. - Habitat**

Il préfère les habitats ouverts adaptés à leur mode d'alimentation et évitant les milieux boisés et les terres agricoles (**Fellag *et al.*, 2019**). Il fréquente les grandes vallées alluviales, les régions d'étangs et les marais. Il s'établit avec de moindre densité dans les régions plus sèches (**Rebeyrat *et al.*, 2011**).

#### **I.1.5.5. - Reproduction**

Il commence à se reproduire à l'âge de 2 à 3 ans, de avril à juin, mais peut être avancée en raison des changement climatiques. Les parades nuptiales ont été marquées par des acrobaties interminables en plein vol sans trop s'éloigner du site de nidification, en exhibant des postures particulières et inhabituelles (**Fellaget *al.*, 2019**). Il construit son nid en lisière de forêt, souvent près de l'eau à proximité des grands fleuves. Le nid est entassé d'objets hétéroclites (laine, sac en plastique, brindille) (**Fellaget *al.*, 2019**). Chaque année de la mi-avril à la fin juin, la femelle pond 2 à 3 œufs blanc tacheté de brun (**Fellag *et al.*, 2019**). De forme variable apparente, la période d'incubation est de 31 à 32 jours (**Rebeyrat *et al.*, 2011**).

### **I.1.5.6. - Répartition géographique**

#### **- Dans le monde**

- Espèce de l'ancien monde, il niche dans toute l'Europe à l'exception des îles Britanniques, du Danemark, de la Norvège, et des îles de la méditerranée (**Fellag et al., 2019**). C'est le rapace le plus commun de toute l'Afrique paléarctique (**Fellag et al., 2019**).

#### **- En Algérie**

Il Particulièrement commun dans les zones côtières des plateaux et dans les zones continentales (**Boumaaza, 2017**).

### **I.1.6. - Buse féroce (buse de Maghreb)**

#### **I.1.6.1. - Systématique**

D'après **Miller et Besson (2002)**, la buse féroce appartient à :

Règne : Animalia

Embranchement : Chordata

Sous embranchement : Vertebrata

Classe : Aves

Ordre : Accipitriforma

Famille : Accipitridae

Genre : *Buteo* Lacepède

Espèce : *Buteo rufinus* (Cretzschmar, 1829)

Buse féroce : liste rouge des espèces menacées

#### **I.1.6.2. - Description**

C'est le plus grand oiseau de la famille des buses, avec une longueur de 58 à 63 cm, un poids de 900 à 1800 g, et une envergure de 130 à 148 cm. Il présente une tête pâle contrastante, une longue aile. Le plumage est très variable, présente trois couleurs différentes (pâle, brun roux et sombre). Quel que soit la forme du plumage, la buse présente un ventre roux, des couvertures sus-alaires rousses unies, des tâches carpales imposantes, une queue claire non barrée pâle à la base et rousse à l'extrémité et des longs tarses nus (**Debroyer et al., 2013**)(**Fig. 7**). Chez le jeune la queue est gris brun et barrée à l'extrémité (**Debroyer et al., 2013**).



**Figure 7 -Buse féroce (oiseaux.net, 2024)**

### **I.1.6.3. - Régime alimentaire**

Elle se nourrit de micromammifères (les rongeurs tel que les campagnols, les souris, les rats, les gerbilles, les lapins et les pikas). Elle consomme parfois les reptiles (serpents), les oiseaux, et les insectes (Francois, 2020).

### **I.1.6.4. - Habitat**

La buse préfère habituellement les espaces ouverts tels que les zones agricoles, forestières, les steppes sèches, les semi-déserts et les montagnes rocheuses. (Boumaaza, 2017).

### **I.1.6.5. - Reproduction**

La reproduction commence à l'âge de 2 ans. Elle niche principalement sur les escarpements rocheux et les arbres, ainsi que sur les supports métalliques des pylônes électriques lorsque les supports naturels font défauts (Aourir *et al.*, 2022). La femelle pond 3 à 4 œufs blancs tachés de brun roux, et l'incubation dure 28 jours (Aourir *et al.*, 2022).

### **I.1.6.6. - Répartition géographique**

#### **- Dans le monde**

Depuis le sud-est de l'Europe jusqu'en Mongolie, en passant par la Turquie le nord du Moyen-Orient, le sud de la Russie, le nord de l'Inde et la Chine et de l'Afrique du Nord jusqu'au lac Baïkal (Debroyer *et al.*, 2015).

#### **- En Algérie**

Elle peuple les vastes régions montagneuses de la Wilaya de Jijel, notamment celle s'étendant tout le long de la corniche (Belgacem, 2021).

## **I.2. -Rapaces nocturnes**

Ils appartiennent à l'ordre des strigiformes qui regroupe 250 espèces dans le monde. Ils sont à l'origine des plus grandes terreurs et des plus extraordinaires superstitions et présentent une série de caractères adaptatifs remarquables. Ils sont composés de deux familles (Tytonidés et Strigidés) qui sont interfécondes dénotant une proximité génétique indéniable (**Etienne, 2012**). Le corps est couvert de longues plumes duveteuses. Le plumage est terne, allant du blanc au gris, de jaune aux diverses nuances de brun marqués de stries et de taches (**Meylan, 1965**). Les ailes sont grandes et larges, et les rémiges sont des bords doux et frangés permettant un vol silencieux. La tête est ronde et large avec un bec puissant, paraît très court car il est caché par les plumes de la face. L'extrémité de la mandibule supérieure est fortement recourbée (**Meylan, 1965**). Les yeux sont de grande taille immobile dans leur orbite ; la morphologie particulière permet une vision nette même sous une lumière faible ; des plumes fines en éventail s'étalent autour des yeux dessinant ce qu'on appelle le disque facial. Les pattes sont fortes et armées d'ongles acérés. Les tarses et les doigts sont souvent emplumés (**Meylan, 1965**). Les rapaces nocturnes se caractérisent par un os qui n'existe que dans ce groupe d'oiseaux (le radius) et l'absence de l'œsophage ce qui ne leur permet pas d'ingurgiter beaucoup de nourriture par repas. Ils doivent pour pallier ce problème accumulé des proies dans des caches et faire des réserves (**Etienne, 2012**). Leur suc gastrique est moins puissant que les diurnes, pour cela les poils, les plumes et les os sont rejetée en forme de pelote (**Etienne, 2012**).

### **I.2.1. - Chouette effraie (effraie des clochers)**

#### **I.2.1.1. - Systématique**

Selon **Mellier et Besson (2002)**, la chouette effraie appartient à

Règne : Animalia

Embranchement : Chordata

Sous embranchement : Vertebrata

Classe : Aves

Ordre : Strigiforme

Famille : Tytonidae

Genre : *Tyto*

Espèce : *Tyto alba* (Scopoli, 1769)

Statut : préoccupation mineure

### **I.2.1.2. - Description**

Elle est de taille moyenne, de 33 à 34 cm, de poids entre 430 à 620 g et d'envergure de 80 à 95 cm. Elle est tout à fait distinctive et facile à reconnaître grâce à la présence d'un disque blanc entouré de brun en forme de cœur sur sa tête, un bec pâle, de couleur corne avec des yeux sombres et profonds, un corps élancé, et un plumage blanc presque immaculé parfois teinté de roux. Les rémiges et les rectrices sont nettement barrées de noirâtre. Les pattes sont longues et emplumées de blanc ou de roux (Fig. 8). Il n'y a pas de dimorphisme sexuel, mais le mâle est en moyenne plus pâle que la femelle. Les juvéniles sont semblables à l'adulte mais encore plus tachetés (Francois, 2020).



**Figure 8** - Chouette effraie (oiseaux.net, 2024)

### **I.2.1.3. - Régime alimentaire**

Elle est plutôt opportuniste, son régime alimentaire est essentiellement composé de petits rongeurs (campagnol des champs, campagnol agreste, mulot sylvestre et mulot à collier) les insectes sont considérés comme des proies secondaires. Elle consomme peu d'oiseau. Les pelotes de rejections sont noires et luisantes vestiges de ses repas (Meylan, 1965).

### **I.2.1.4. - Habitat**

Elle vit principalement dans les zones bocagères à proximité des habitations, elle affectionne les milieux ouverts comme les prairies, les marais, les landes, la steppe, les savanes et les semi déserts (Francois, 2020).

### **I.2.1.5. - Reproduction**

Elle atteint sa maturité sexuelle à l'âge de 2 ans. Les parades nuptiales commencent aux alentours de février à mars où le mâle effectue des vols nuptiaux, des offrandes qui peuvent donner lieu à des poursuites bruyantes. L'effraie niche dans des cavités, dans des constructions humaines (nidification est cavernicole). Elle a besoin de ces gîtes diurnes pour ne pas être dérangé (Gepomay, 2010). Elle est caractérisée par sa grande prolificité, elle peut

effectuer 2 nichés successives par an. Elle pond en général 3 à 8 œufs, parfois 18 de couleur blanc et subelliptique. La période d'incubation est de 30 jours (Gepomay, 2010).

#### **I.2.1.6. – Répartition géographique**

##### **- Dans le monde**

Très largement répandue dans le monde, notamment dans les régions tropicales et subtropicales, elle ne s'étend guère vers le nord (Etienne, 2012).

##### **- En Algérie**

Elle est largement répandue en Algérie à des altitudes inférieures à 1500 mètres, s'étendant du nord jusqu'aux régions limitrophes du Sahara (Ledant *et al.*, 1981).

#### **I.2.2. - Chouette hulotte**

##### **I.2.2.1. - Systématique**

Selon Mellier et Besson (2002), la chouette hulotte appartient à

Règne : Animalia

Embranchement : Chordata

Sous embranchement : Vertebrata

Classe : Aves

Ordre : Strigiforme

Famille : Strigidae

Genre : *Strix*

Espèce : *Strix aluco* Linné, 1758

Statut : protégée

##### **I.2.2.2. - Description**

C'est une chouette d'une taille un peu plus grande que l'effraie, de 37 à 43 cm, elle pèse 590 g avec une envergure de 81 à 96 cm. Elle est caractérisée par une grosse tête ronde avec un disque facial en forme de huit, pâle, coupé en son centre par une ligne sombre qui rejoint le bec, ce dernier est court et crochu. Les yeux sont grands et sombres entourés d'un léger cercle concentrique. Elle a un corps assez trapu et un plumage tacheté variant du brun roux au grisâtre avec un ventre fortement rayé de sombre, des ailes larges arrondies et des serres puissantes. Les juvéniles ont un plumage blanchâtre (Fig. 9) (Meylan, 1965).



**Figure 9 - Chouette hulotte (oiseaux.net, 2024)**

### **I.2.2.3. - Régime alimentaire**

D'après **Meylan (1965)**, la chouette hulotte est très omnivore, se nourrissant de petits rongeurs ou insectivores, capturant les oiseaux au nid ou dans les dortoirs, saisissant au vol les chauves-souris et les insectes, pêchant des poissons, attrapant les batraciens, consommant au sol des escargots, des insectes ou des lombrics. Cependant, malgré ce régime très varié, ce sont les campagnols et les mulots qui constituent l'essentiel de sa nourriture.

### **I.2.2.4. - Habitat**

Elle habite les grands arbres des forêts, des allées, des parcs et des jardins boisés. Elle vit souvent à proximité des habitations, à la campagne mais également en ville (**Francois, 2020**).

### **I.2.2.5. - Reproduction**

Elle est sexuellement mature à partir de 2 à 3 ans. Les parades nuptiales s'observent en automne. Sa nidification est cavernicole (les cavités des troncs et les vieux nids d'autres oiseaux). Elle effectue une seule ponte par an, et pond 2 à 4 œufs blancs arrondis. La période d'incubation est de 28 à 30 jours (**Maurey, 2024**).

### **I.2.2.6. – Répartition géographique**

#### **- Dans le monde**

Très répandue dans l'ensemble de l'Europe, elle s'étend depuis le tiers inférieur de la Scandinavie jusqu'à l'Afrique du Nord, et gagne l'est jusqu'en Iran et la Sibérie occidentale (**Etienne, 2012**).

#### **- En Algérie**

Largement répandue dans les régions boisées du nord, depuis le littoral de la Méditerranée jusqu'à l'Atlas tellien. Dans cette chaîne montagneuse, elle s'étend de l'Ouarsenis jusqu'au l'Aurès et est commune dans tous les massifs, en particulier en Kabylie. Elle n'a jamais été rencontrée plus au sud sur les hauts plateaux ou dans l'Atlas saharien (**Hamdine et al., 1999**).

### **I.3. - Parasites intestinaux des rapaces diurnes et nocturnes**

Les principaux parasites digestifs infestant les rapaces sont des protozoaires et des métazoaires.

#### **I.3.1. - Protozoaires**

Ce sont des organismes unicellulaires eucaryotes, généralement peu mobiles ou parfois dotés de mouvement (**Euzeby, 2008**)

##### **I.3.1.1. - Coccidies**

Ce sont des protozoaires intracellulaires obligatoires infectent spécifiquement l'épithélium intestinal, ubiquistes spécifiques de l'hôte, leurs cycles de vie est complexe monoxène et comprend deux phases asexuée (schizogonie) et sexuée (sporogonie). Ils sont responsables de la coccidiose, une maladie caractérisée par une infestation digestive chez l'hôte définitifs suivie de la libération des oocystes dans les fèces. Cette maladie passe souvent inaperçu, bien que certains facteurs jouent un rôle crucial dans l'apparition des signes cliniques comme l'âge, l'état immunitaire, le stress et la dose inoculé. Trois genres de coccidies affectent les rapaces (**Gunn et Pitt, 2012**).

##### **I.3.1.1.1. –*Isospora* et *Atoxoplasma***

###### **- Classification et morphologie**

Selon **Atkinson et al. (2008)**, le genre *Isospora* et *Atoxoplasma* appartient à :

Phylum : *Isporozoa*

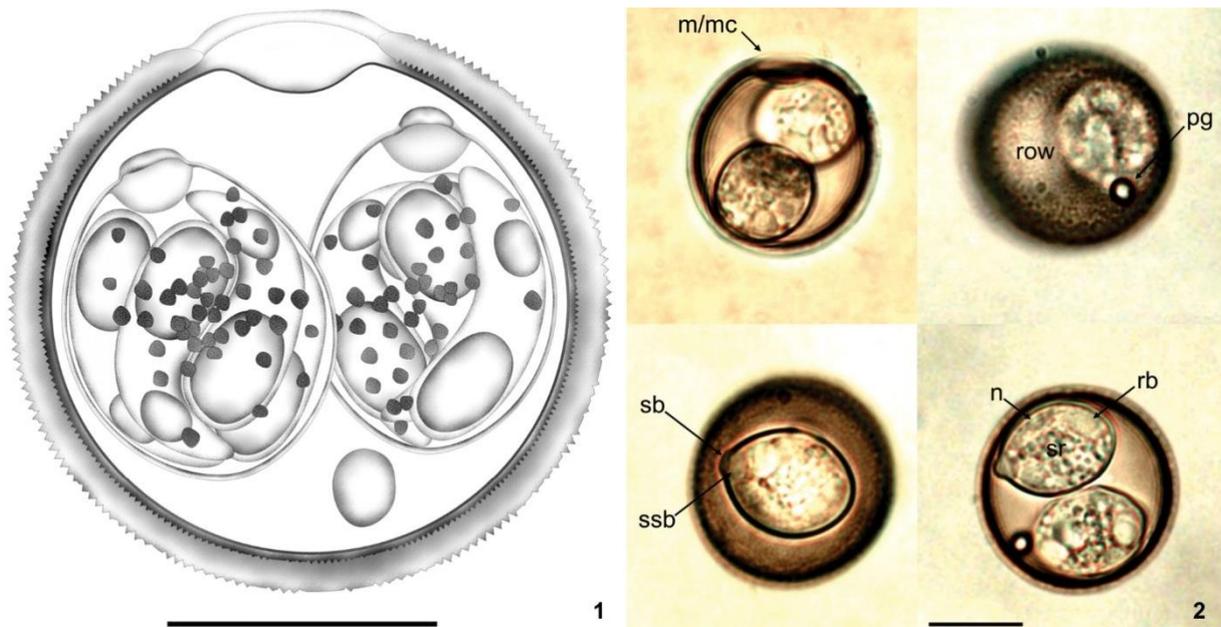
Sous phylum : *Apicomlexa*

Class : *Coccidea*

Famille : *Eimeriidae*

Genre : *Isospora*, *Atoxoplasma*

L'oocyste sphérique à paroi épaisse renferme deux sporocystes contenant chacun quatre sporozoïtes, mesure 12 à 24 $\mu$  de longueur et 10 à 22  $\mu$  de largeur (**Euzeby, 2008**). Il est impossible de distinguer les oocystes des espèces entériques d'*Isospora* (Fig. 10) de ceux d'*Atoxoplasma* (Fig. 11) (**Atkinson et al., 2008**).



**Figure 10** - Oocystes sporulés d'*Isospora machadoae* sp., récupérés de *Turdus albicollis* du Brésil (De Pinho *et al.*, 2018)

(1) dessin au trait; (2) photomicrographies ; le micropyle et le capuchon du micropyle (m/mc), le noyau (n), le granule polaire (pg), le corps réfractile (rb), la paroi rugueuse de l'oocyste (rangée), les corps de Stieda (sb) et de Sub-Stieda (ssb) et le sporocyste residuum (sr). Barre d'échelle = 10 µm.



**Figure 11** : Oocystes d'*Atoxoplasma* (eclinpath.com, 2024)

### - Cycle évolutif

Le cycle est monoxène direct, et la transmission est exclusivement oro-fécal par l'ingestion des oocystes sporulés qui vont se désenkyster dans l'intestin et libèrent les sporozoïtes. Les sporozoïtes envahissent les cellules épithéliales de la muqueuse intestinale et formant d'autant de mérozoïtes, qui après l'éclatement de la cellule, parasitent d'autres cellules intestinales (sporogonie) (Atkinson *et al.*, 2008). Les mérozoïtes de dernière génération se transforment

en macrogamétocytes (cellule femelle) et micro-gamétocytes (cellule mâle). Les macrogamétocytes se développent en macrogamètes et les micro-gamétocytes donne plusieurs microgamètes flagellées, ces derniers entre dans les cellules qui contient des macrogamètes, la fécondation commence et forment un oocyste non sporulé (gamétogonie) qui sera disséminée dans les fèces et continue sa maturité pour donner la forme infestante (**Gunn et Pitt, 2012**). Les espèces d'*Atoxoplasma*, subissent une mérogonie précoce dans les phagocytes mononuclés de la muqueuse intestinal, certaines de ces monocytes infectés quittent l'intestin et se retrouve dans la circulation sanguine, mais les derniers stades se produisent dans la cellule intestinale (**Atkinson et al., 2008**).

#### **I.3.1.1.2. - *Sarcocystis***

##### **- Classification et morphologie**

Ce genre de parasite selon **Atkinson et al. (2008)** appartient à :

Phylum :*Sporozoa*

Sous phylum :*Apicomlexa*

Classe :*Coccidea*

Famille : *Eimeriida*

Genre :*Sarcocystis*

Des parasites à cycle indirecte, ont des stades de tissus intestinaux et produisent des oocystes infectieux qui sont transmis dans les fèces de leurs hôtes définitifs un rapace (**Atkinson et al., 2008**). Les sarcocystes sont de grandes structures fusiformes qui se produisent dans les fibres musculaires de l'hôte intermédiaire, ronds en coupe transversale et allongés en coupe longitudinale. Les oocystes sont extrêmement minces renferment deux sporocystes contenant chacun quatre sporozoïtes (Fig. 12) (**Atkinson et al., 2008**).



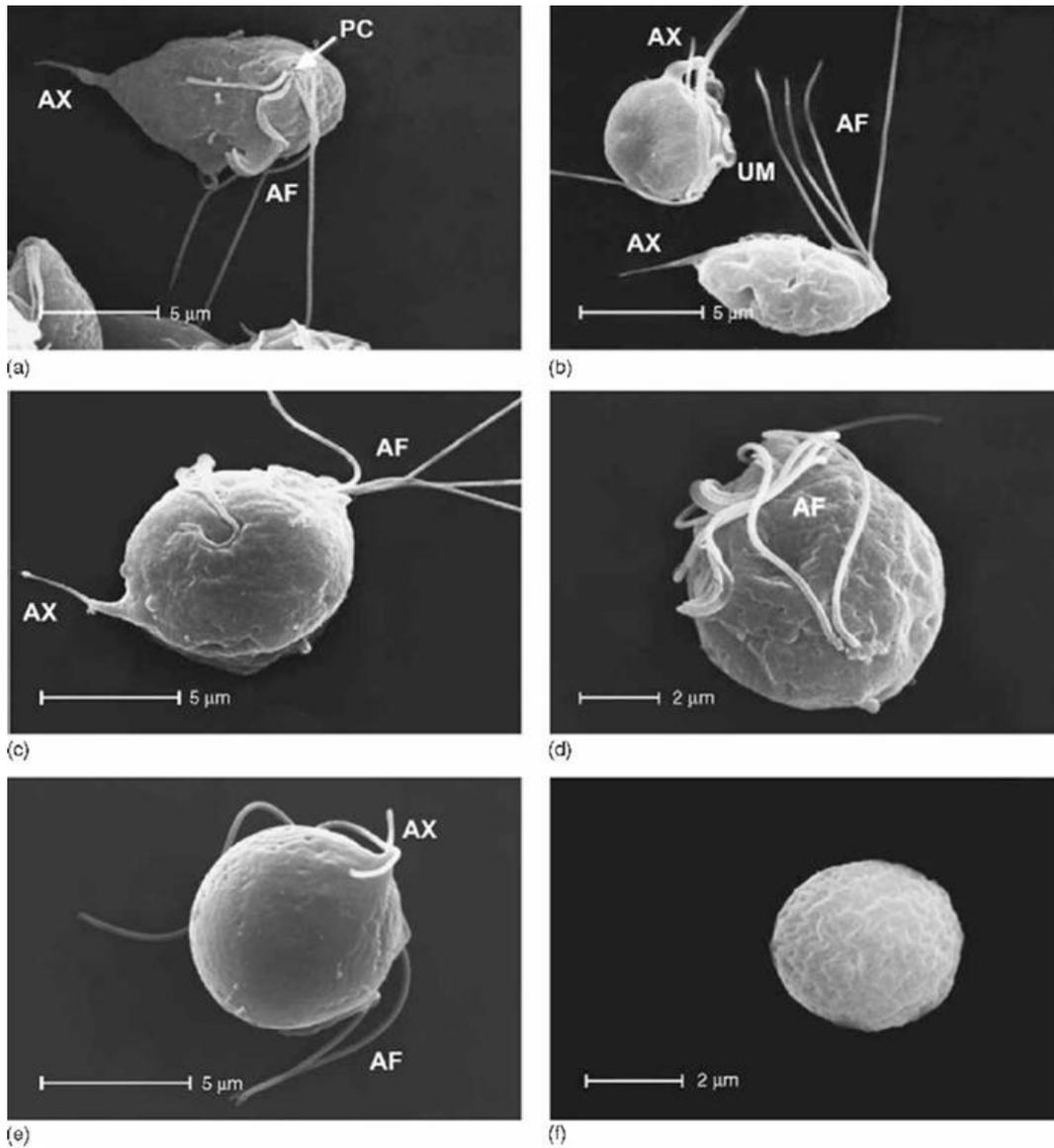
**Figure 12** -Oocyste sporulé de *Sarcocystis* sp., grossissement 400x(CDC, 2024)

### - Cycle évolutif

Similaire à ceux d'*Isospora* mais nécessitent deux hôtes. Lorsqu'un hôte intermédiaire consomme des sporocystes infectieux, les sporozoïtes sont libérés dans l'intestin, traversent la paroi intestinale jusqu'à l'endothélium artériel des ganglions lymphatiques mésentérique où se produisent le 1<sup>er</sup> cycle de reproduction asexuée (mérogonie), les mérozoïtes libérés pénètrent dans les cellules musculaires et se développent en kystes cloisonnés, qui subiront une autre forme de reproduction asexuée (endopolygonie) qui conduit à la formation des bradyzoïtes. L'ingestion des muscles par un hôte définitif, les bradyzoïtes seront libérées dans l'intestin, pénètrent dans les cellules épithéliales et subissent une reproduction sexuée (gaméto gonie) et forment un oocyste mince libéré dans les fèces (Atkinson *et al.*, 2008).

#### I.3.1.2. - *Trichomonas*

Il s'agit d'un protozoaire flagellé, agent de trichomonose, une maladie des voies digestives et rénales. Cosmopolite, sa répartition est étroitement corrélée à celle du pigeon biset, l'un de ses hôtes les plus importants. Ils sont très sensibles à la dessiccation. Il mesure de 12,5 à 20 µ de longueur. La forme varie de la poire à la ronde, avec la présence de quatre flagelles antérieurs caractéristiques et une membrane ondulante bien développée. L'axostyle dépasse l'extrémité postérieure, et aucun flagelle postérieur est libre. Les stades pseudo kystiques ont une forme sphérique qui intériorise les flagelles qui n'ont pas de véritable forme kystique (Fig. 13) (Atkinson *et al.*, 2008).



**Figure 13-** Micrographies électroniques à balayage des trophozoïtes (a–c) et formation de pseudokystes (d–f) d’une souche de *Trichomonas gallinae* obtenue d’un pigeon de roche (*Columbalivia*) et cultivé in vitro par voie axénique (Tasca et De Carli, 2003).

AF, flagelle antérieur ; UM, membrane ondulante; AX, axostyle; PC, périflagellaire

#### - Cycle évolutif

Le cycle est direct sans intervention d’hôte intermédiaire ou paratenique, les trophozoïtes se reproduisent par fission binaire et donnent un flagellée. Les rapaces sont infectés en se nourrissant de proies infectées, en particulier de colombiforme. Il a été démontré que *Trichomonas gallinae* survit dans les carcasses de colombe jusqu’à 48 heures. Les pseudokystes pourraient jouer un rôle dans cette survie, ce qui pourrait à son tour influencer la transmission de la maladie aux rapaces (Atkinson *et al.*, 2008).

### **I.3.1.3.- *Histomonas***

#### **- Classification et morphologie**

Selon **Atkinson *et al.*** (2008), le genre *Histomonas* appartient à :

Phylum : Parabasalia

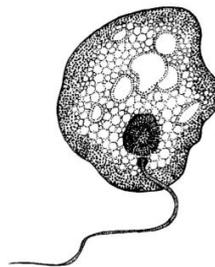
Ordre : Trichomonadida

Famille : Monocercomonadidae

Genre : *Histomonas*

Espèce : *Histomonas meleagridis*.

Maladie causée par des protozoaires du genre *Histomonas* qui mesurent 4 à 30 nm de diamètre, sont ronds à allongés, ont un seul noyau, présentent une motilité amibienne active et peuvent avoir un seul flagelle (Fig. 14). La morphologie dépend du stade de l'infection et de la localisation du parasite dans l'hôte ; les amibes et les trophozoïtes flagellaires coexistent dans la lumière caecale des oiseaux infectés. Les organismes présents dans les lésions de la paroi caecale ou dans le foie sont dépourvus de flagelles (**Atkinson *et al.*, 2008**).



**Figure 14 :***Histomonas meleagridis* (quizlet.com, 2024)

#### **- Cycle évolutif**

Direct, la reproduction se fait par fission binaire, il n'y a pas de stade de kyste ou de résistance environnementale, et les trophozoïtes excrétés dans les fèces ne survivent pas à l'extérieur de l'hôte (**Atkinson *et al.*, 2008**).

### **I.3.2. - Nématelminthes**

Ils forment le groupe le plus important, le plus complexe et le plus diversifié. Ce sont des vers ronds cylindriques, allongés non segmentés arrondies aux deux extrémités de forme circulaire sur une coupe transversale et de symétrie bilatérale. Ils peuvent prendre d'autres formes, allant de la forme sphérique à la forme en fouet. Ils sont recouverts par une cuticule à la surface externe du corps et tapissent l'intérieur de tous les orifices corporels. Ils sont dioïques et la femelle peut produire des milliers d'œufs ou de larves par jour (**Robinson, 2019**). Ils sont représentés ici par six genres.

### I.3.2.1. - *Heterakis*

#### - Classification et morphologie

Selon **Atkinson et al. (2008)** le genre *Heterakis* appartient à :

Règne : Animalia

Phylum : Nematoda

Classe : Secernentae

Ordre : Ascaridia

Famille : Heterakidae

Genre : *Heterakis*

Espèce : *Heterakis gallinarum*

Il s'agit d'un nématode blanchâtre cosmopolite qui vit dans le caecum, agent d'heterakiose. Le mâle mesure de 7 à 13mm de longueur, la femelle est de 10à 15mm (**Olsen, 1981**). Elle est ovovivipare (élimination des œufs entourés d'une paroi contenant une larve au stade 2), la tête est dépourvue de cordon cuticulaire et de sillons, des ailes cuticulaire latérales étendues tout au long du corps, la queue est pointue. Les œufs ovoïdes possèdent une coquille lisse (Fig. 15) (**Euzeby, 2008**).



**Figure 15 -*Heterakis* (Davidson et al., 1982)**

#### - Cycle évolutif

C'est un cycle monoxène qui dure environ un mois, après l'ingestion des œufs présents dans le milieu extérieur ou des vers de terre qui joue le rôle d'un hôte paratenique (*lombricus terrestris*), la larve éclot dans l'intestin et migre vers le caecum ou elle subit une maturité et devient adulte, après la fécondation les œufs sont disséminés via les fientes(**Atkinson et al., 2008**).

### I.3.2.2. - *Ascaridia*

#### - Classification et morphologie

Selon **Atkinson et al. (2008)** le genre *Ascaridia* appartient à :

Règne : *Animalia*

Phylum : *Nematoda*

Classe : *Secernentea*

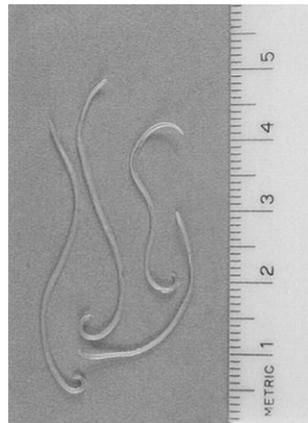
Ordre : *Ascaridida*

Famille : *Ascaridiidae*

Genre : *Ascaridia*

Espèce : *Ascaridia galli*

Il s'agit d'un gros vers opaque de couleur blanche, ovipare de l'intestin grêle des falconiformes, agent de l'ascaridiose. Le mâle mesure 15à70mm et la femelle 20à30mm. Le corps est allongé avec des extrémités amincies, possèdent deux ailes latérales à l'extrémité antérieure. Les œufs sont ellipsoïdes de couleur brunâtre à paroi épaisse (Fig. 16) (**Atkinson et al., 2008**).



**Figure 16 -*Ascaridia* (Davidson et al., 1982)**

#### - Cycle évolutif

Il a un cycle monoxène avec une période préparente de 35à40jours. Après avoir ingéré l'aliment ou l'eau de boisson souillée par des œufs embryonnés ou des vers de terre, les œufs éclosent dans le proventricule et le tractus gastro-intestinal supérieur, les larves vivent dans la lumière du duodénum et du jéjunum pendant environ 9jours, puis s'enfoncent dans la muqueuse intestinale avant de se déplacer dans la lumière intestinale pour arriver à maturité(**Atkinson et al., 2008**).Les œufs sont éliminés dans les fientes, et sous l'effet de la température et de l'hygrométrie il se forme une larve qui subit des mues et devient infestant(**Boucher et Lardeux, 1995**).

### I.3.2.3. - *Capillaria*

#### - Classification et morphologie

Selon **Atkinson *et al.* (2008)** et **Despommier et Karapelou (2012)**, le genre *Capillaria* appartient à :

Règne : Animalia

Phylum : Nematoda

Classe : Enoplea

Famille : Capillaridae

Genre : *Capillaria*

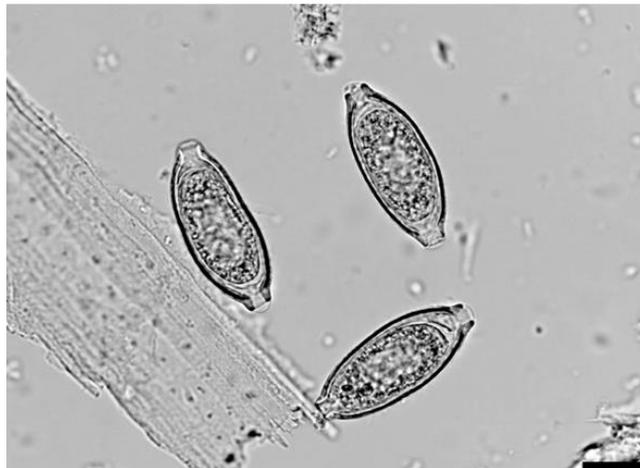
Espèces : *Eucoleus contortus*

*Eucoleus dispar*

*Capillaria tenuissima*

*Barsucapillaria falconis*

Ce sont des petits vers chitineux, ovipares, de la muqueuse du pharynx, de l'œsophage et du jabot des falconidés. Ils ont un aspect d'un fil allongé et mince de 10à50mm de longueur sur 50à100mm de diamètre. Le corps est divisé en deux parties, la partie antérieure amincie et courte et la partie postérieure plus large et plus longue. L'œsophage est plus long que le tiers du corps, l'extrémité distale du mâle est à un seul spicule. Les œufs possèdent des bouchons polaires moins saillants et des bords moins convexes (Fig. 17) (**Euzeby, 2008**).



**Figure 17** - Œufs d'*Eucoleus contortus* du Colin de Virginie (*Colinus virginianus*) (**Atkinson *et al.*, 2008**), Échelle : 20µm.

### - Cycle évolutif

Il est soit direct, par ingestion des œufs libres dans l'environnement contenant les larves L1 (forme infestante), soit indirect, par l'intermédiaire des vers de terre (Atkinson *et al.*, 2008).

### I.3.2.4. - *Eustrongylides*

#### - Classification et morphologie

Selon Atkinson *et al.* (2008), le genre *Eustrongylides* appartient à :

Règne : Animalia

Phylum : Nematoda

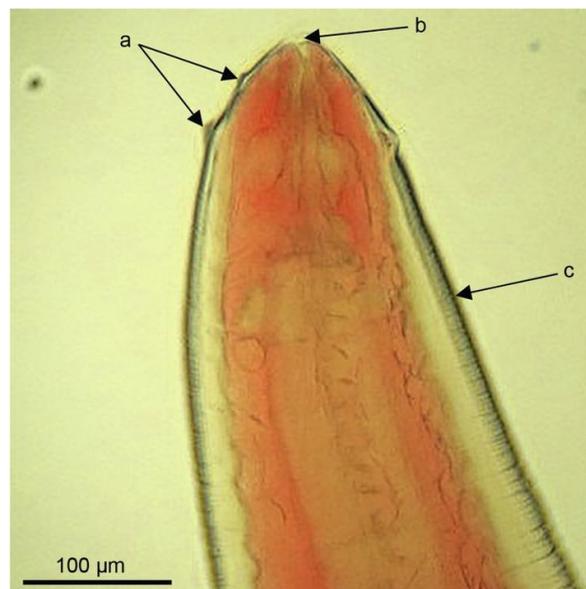
Famille : Dioctophymayidés

Ordre : Enoplida

Genre : *Eustrongylides*

Espec : *Eustrongylides* sp.

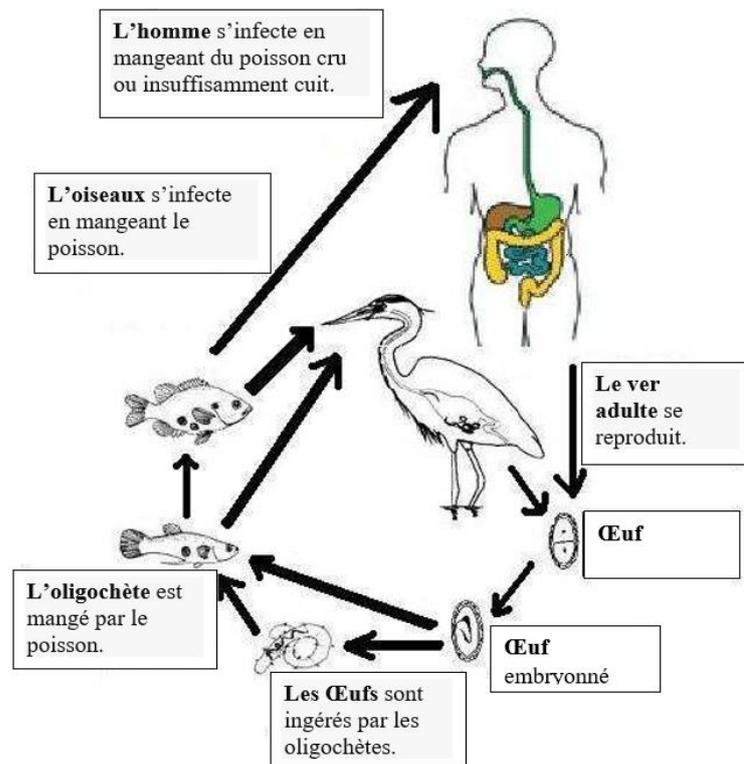
Ce sont des gros nématodes rouges et très visibles, mesurant de 4 à 15 cm ou plus, de longueur et de 1 à 4 mm, de diamètre. Ils possèdent une cuticule striée annulaire. L'extrémité antérieure est non renflée et lisse, et une bouche entourée de papilles disposées en deux cercles (Fig. 18). Une bourse caudale sans cotes rigides et un spicule très long retrouvés chez le mâle, et une extrémité postérieure tronquée chez la femelle (Euzéby, 2008). L'eustrongylidose est la cause de mortalité épizootique la plus fréquente chez les oiseaux et les oisillons dans certaines régions (Atkinson *et al.*, 2008).



**Figure 18** -La tête des larves d'*Eustrongylides excisus* (L4). Visualisé deux rangées de papilles (a) autour de l'ouverture orale (b). Le corps de la larve est visiblement strié (c) (Goncharov *et al.*, 2018)

### - Cycle évolutif

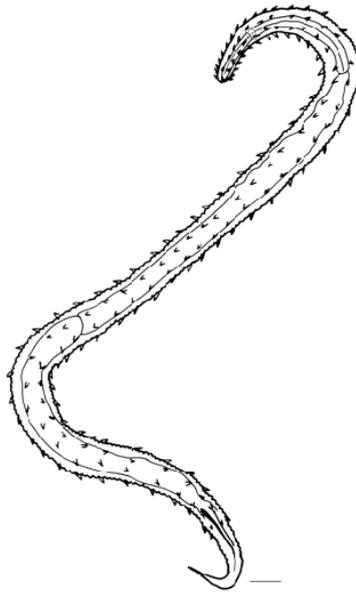
Il implique un hôte définitif aviaire piscivore infecté par des larves infestantes (L4) et des adultes matures à reproduction sexuée, un premier hôte intermédiaire oligochète infecté par des larves du premier, du deuxième et du troisième stade, et un deuxième hôte intermédiaire, le poisson infecté par des larves L3 et L4 (Fig. 19) (Atkinson *et al.*, 2008).



**Figure 19** - Cycle de vie des *Eustrongylides* sp. (Magalhães *et al.*, 2012).

#### I.3.2.5. - *Tetrameres*

Le terme tetrameridose regroupe les maladies provoquées par des espèces appartenant à trois genres de la famille des Tetrameridae : *Tetrameres*, *Microtetrameres* et *Geopetitia* (Atkinson *et al.*, 2008). Le dimorphisme sexuel est très marqué conduit à beaucoup de confusion au début et dans certains cas la femelle a été considéré comme un trématode et non un nématode (Atkinson *et al.*, 2008). Le mâle a un aspect filiforme typique des nématodes blanchâtre porteur d'épine cubculaire latérales (Fig. 20), mais la femelle présente un corps très dilaté subsphérique, rouge sang à cuticule strié transversalement (Euzéby, 2008).



**Figure 20** - Mâle de *Tetrameres globosa* (**Królaczyk et al., 2018**)

Échelle : 100  $\mu$ m

#### - Cycle évolutif

Il est hétéroxène avec un hôte intermédiaire généralement un crustacé (**Euzeby, 2008**).

#### I.3.3. - Acanthocéphales

##### - Classification et morphologie

Les acanthocéphales sont classés d'après **Atkinson et al.(2008)** comme suit :

Règne : Animalia

Phylum : Acanthocephala

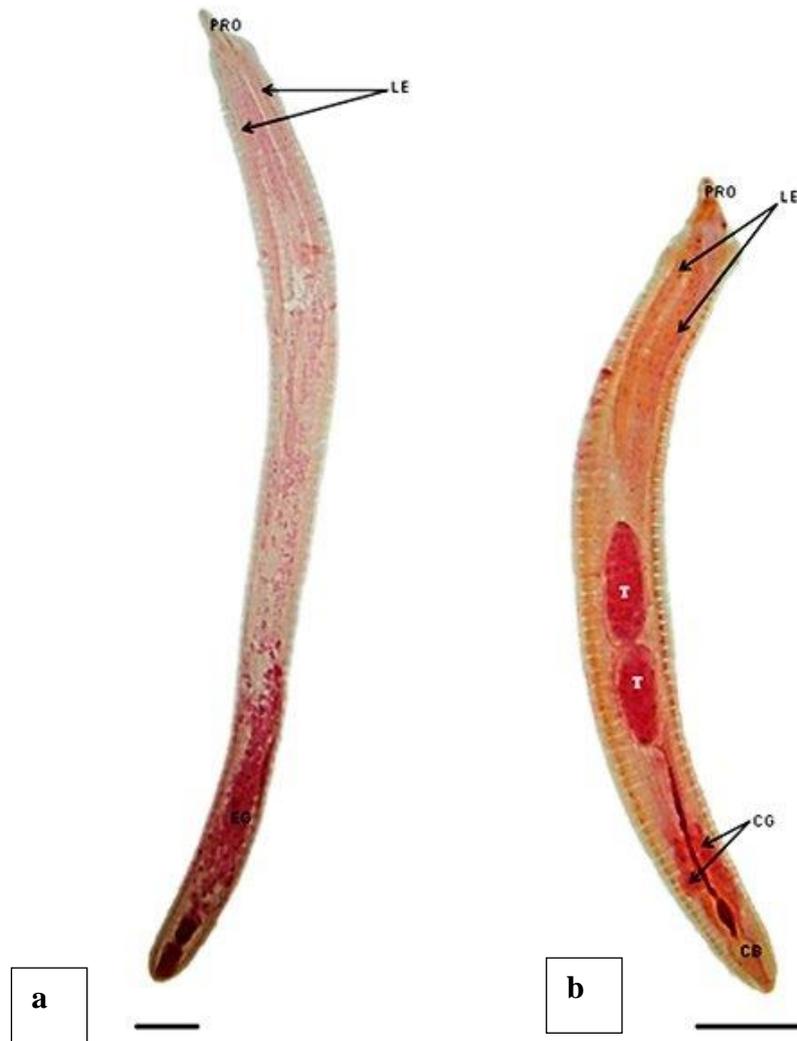
Class : Archiacanthocephala

Ordre : Gigantorhynchida

Famille : Gigantorhynchidae

Genre : *Mediorhynchus*

Ce sont des vers à tête épineuse, cylindrique allongé, ils diffèrent des nématodes par la présence à l'extrémité antérieure d'un proboscis épineux qui le sert d'organe de fixation recouvert de minuscules épines orientées vers l'arrière. Ils sont comme les cestodes dépourvus de tube digestif, dioïque, des parasites rares de l'intestin grêle. Ils peuvent mesurer jusqu'à 70cm de long (Fig. 21) (**Robinson, 2019**). L'œuf est fuselé entouré d'une paroi formée de trois enveloppes (**Atkinson et al., 2008**).



**Figure 21**–*Mediorhynchus micracanthus* de *Chrysomus ruficapillus* du sud du Brésil  
(Bernardon *et al.*, 2018).

a. BAR femelle = 600µm. b. BAR mâle = 950µm. PRO = proboscis; LE = lemniscus; EG = œufs; T = testicules; CG = glande cimentaire; CB = bourse copulatoire.

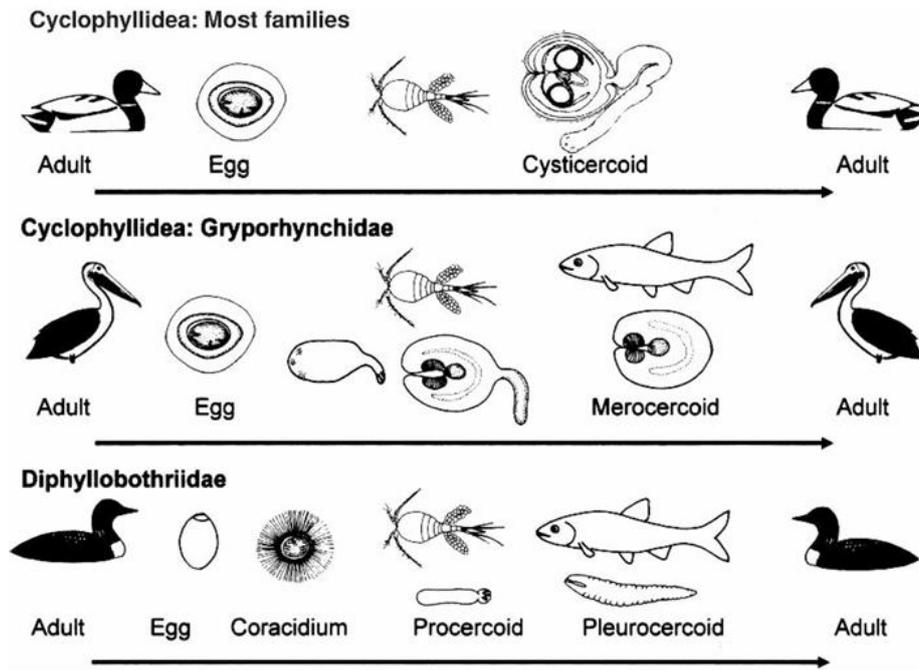
### - Cycle évolutif

Il est de type dixène, nécessite le passage chez un arthropode hôte intermédiaire. L'œuf évacué à l'état embryonné, contient la larve acanthor. L'hôte intermédiaire ingère les œufs qui éclosent et libèrent l'acanthor. Ce dernier se développe pour donner le stade larvaire suivant ou acanthelle, qui à son tour se développe en cystacante dont le proboscis est invaginé. L'hôte définitif ingère l'arthropode, le cystacante évagine son proboscis et se fixe à la paroi de l'intestin grêle, se développe en adulte et le cycle recommence (Robinson, 2019).

#### **I.3.4. - Plathelminthes (Cestodes)**

Corps allongé, rubané constitué d'une chaîne de segments appelés proglottis. Le tube digestif est absent (absorption des nutriments par microtriches). L'extrémité antérieure renferme un appareil de fixation le scolex. Les organes génitaux sont de type hermaphrodite, et les cestodes adoptent un cycle évolutif de type dixène ou trixène (**Euzeby, 2008**). Nous distinguons chez les rapaces trois ordres de cestodes (**Atkinson et al., 2008**).

- **Ordre des Cyclophyllidea** : Le scolex est de type tetracyclophyllidien, pourvu de quatre ventouses circulaires. Deux familles sont connues (Hymenolepididae et Dilepididae) (**Atkinson et al., 2008**). L'évolution est de type dixène. Les segments ovigères sont éliminés par l'hôte définitif avec la lyse des segments dans le milieu extérieur, la libération des œufs et l'évolution en larve vésiculaire simple de type cysticerque. Le développement larvaire s'accomplit chez un hôte intermédiaire (mammifère herbivore, omnivore ou arthropode terrestre) (Fig. 22)(**Atkinson et al., 2008**).
- **Ordre des Tetrabothriidea**: Contrairement aux autres cestodes, le scolex se développe davantage au sein de l'hôte final (**Atkinson et al., 2008**).
- **Ordre des Diphylobothriidea** : Le scolex est de type pseudophyllidien inerme pourvu de deux fentes longitudinales. L'évolution est de type trixène à deux hôtes intermédiaires aquatiques, un premier hôte intermédiaire un crustacé copépode hébergeant la larve procercoïde, un deuxième hôte intermédiaire un amphibien ou un poisson hébergeant la larve plerocercoides dans le tissu musculaire avec un phénomène de paraténie possible (Fig. 22)(**Atkinson et al., 2008**).



**Figure 22** - Cycles de vie représentatifs des cestodes cyclophyllidéens et diphyllobothriids  
Chervy (2002).

### I.3.5. – Signes cliniques dues aux parasites

Les signes cliniques des parasites intestinaux sont représentés notamment par la perte de poids, l'apathie et les plumes ébouriffées, la réduction de la consommation d'eau et d'aliment, la diarrhée hémorragique avec parfois de mucus, l'émaciation, l'incoordination, et la chute de ponte. Les signes ne sont pas pathognomoniques, d'où la nécessité d'examen coprologique des fèces afin d'identifier les oocystes des protozoaires, les œufs des nématodes, les proglottis, ou des fragments de cestodes (Atkinson *et al.*, 2008).

### I.3.6. - Arthropodes

#### II.3.6.1 - Miyases

Il s'agit d'une infestation de tissus sains ou nécrotiques d'animaux vertébrés vivants, par des larves des diptères hématophages de la famille des Galliphoridae, des Muscidae et des Neottiophilidae. Les larves de certaines espèces s'enfouissent dans les tissus en créant des blessures, tandis que les larves d'autres espèces se nourrissent de sang mais restent à la surface de leurs hôtes (Atkinson *et al.*, 2008).

La classification des agents de miyases selon Atkinson *et al.* (2008)

Calliphoridae : *Protocalliphora asiovora*

*Protocalliphora avium*

*Protocalliphora braueri*

*Protocalliphora sialia*

Muscidae : *Passeromyia heterochaceta*

*Hilormis mimicola*

Neottiophilidae : *Neottiophilum praeustum*

### **II.3.6.2 - Tiques**

Ce sont des ectoparasites temporaires, hémato-phages stricts ayant 3 stades évolutifs principaux après les œufs les larves, les nymphes et les adultes mâles et femelles, ils sont de grande taille, de 1mm à 3cm, se différencient des insectes par une structure globuleuse et par la présence de 4 paires de pattes au stade adulte (**Anofel, 2022**).

### **II.3.6.3 - Puces**

Les puces ou siphonaptère sont des insectes cosmopolites de petite taille 1 à 6mm holometaboles, aptère, ectoparasite hémato-phage uniquement à l'état adulte, de couleur brune et à corps aplatie latéro-latéralement (**Anofel, 2022**).

La tête est de petite taille largement attachée au thorax, composé de trois anneaux distincts. Les deux derniers anneaux portent de grandes plaques alaires de chaque côté à la place des ailes, et présentent une paire de patte plus volumineuse adaptée généralement au saut. L'abdomen se compose de neuf segments qui se chevauchent (**Beaucournu et Lopez, 2015**).

## Chapitre II – Méthodologie

### II.1.- Objectif de l'étude

L'objectif de ce mémoire est de suivre d'une part, l'état sanitaire parasitologique des rapaces du parc zoologique du jardin d'Essai du Hamma, pendant trois mois, d'autre part d'identifier les parasites intestinaux de chaque espèce de rapace vivant en captivité dans ce parc.

### II.2. - Présentation de la région d'étude : parc zoologique d'El Hamma

Le jardin du Hamma, situé à l'est d'Alger, à une demi-heure de la ville, est une ancienne pépinière du gouvernement ayant servi à l'acclimatation en Algérie des plantes exotiques utiles à la colonisation (**Gerber, 1892**). Il s'étend en amphithéâtre des abords immédiats de la rue Hassiba Benbouali à la colline des arcades du côté de la rue Belouizdad, il se déploie sur environ 32 hectares (**Hammouni, 2005**). Ce jardin jouait d'une certaine égalité de température et d'une humidité atmosphérique qui le rendent sans rival pour la culture des plantes des pays chauds (**Gerber, 1892**) Le parc zoologique se situe près de la porte Nord du jardin, il s'étend sur une superficie d'un hectare (Fig. 23 et 24).

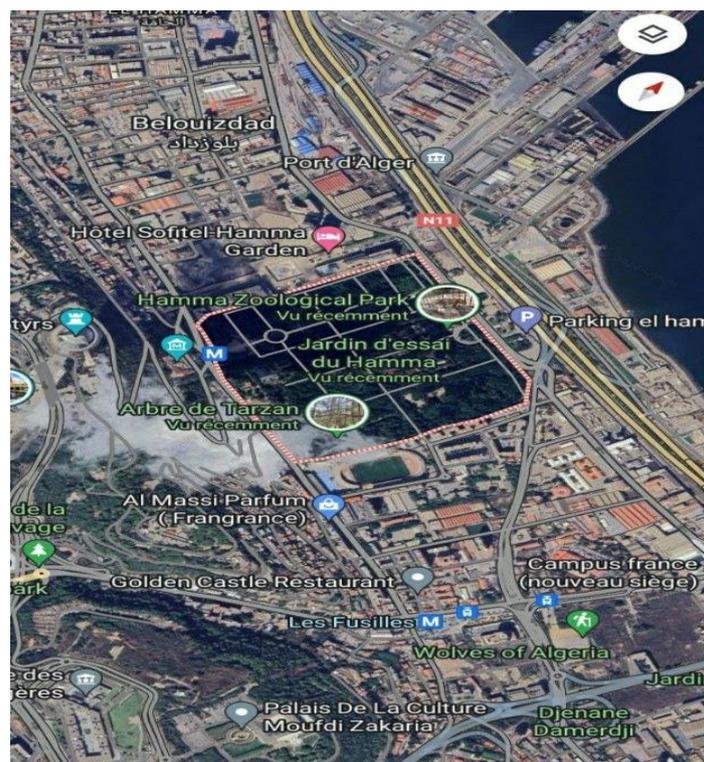


Figure 23 - Localisation du jardin d'essai : vue par satellite (Google map)

#### II.2.1. - Historique

Le jardin est créé en 1832 par le Général Avisard à la fois comme ferme modèle et comme jardin d'essais dans le but d'y développer la culture de végétaux utiles, des variétés étrangères adaptés aux sol et climat de l'Afrique du Nord autant que les espèces autochtones (**Hammouni,**

2005). Il a été passé par cinq phases d'évolution, depuis 1940 à nos jours le jardin se spécialise dans l'horticulture décorative. Le parc zoologique a été créé en 1900 par Joseph d'Ange et dont la collection d'animaux constitue le seul jardin zoologique de l'Afrique du Nord. Il constitue un relais pour les grands établissements de France et d'Afrique, afin d'y faire transiter un grand nombre d'espèces animales pour y peupler de nombreux parcs animaliers (Carra et Gueit, 1952).

Lors de sa création, le parc n'abritait que quelques espèces dont : une paire d'autruche, un dromadaire, un sanglier et quelque singe, c'est vers 1930 que la plupart des aménagements actuels furent établis (Carra et Gueit, 1952).



Figure 24 -Jardin d'essai d'El Hamma(hammagarden.com, 2024)

### II.2.2. - Structuration

Le parc zoologique comprend un petit musée, une clinique vétérinaire, une cuisine, un bureau administratif, ainsi que cinq secteurs dédiés aux différents animaux. (Les carnivores, les omnivores, les herbivores, les granivores et les poissons) (Fig. 25).

### II.2.3. - Présentation des espèces étudiées

Le parc zoologique comporte 8 espèces diurnes (Fig. 26) dont :

4 faucons pèlerins

4 buses féroces

3 aigles royaux

2 milans noirs

1 vautour fauve

1 vautour percnoptère

Et deux espèces nocturnes (Fig. 26):

Une chouette effraie et une chouette hulotte.



**Figure 25** - Les enclos des rapaces au niveau du parc zoologique d'El Hamma (photos personnelles)

A : enclos de l'aigle royal; B : enclos de la buse féroce ; C : enclos du vautour fauve; D: enclos du reste des rapaces



**Figure 26** - Les rapaces du zoo d'EL Hamma (photos personnelles)

A : vautour fauve, B : vautour percnoptère, C : milan noir, D : faucon pèlerin, E : chouette effraie, F : chouette hulotte, G : aigle royal, H : buse féroce

#### **II.2.4. - Alimentation des rapaces au niveau du parc zoologique**

Les 17 rapaces sont nourris de manière rationnée et uniforme, selon un protocole alimentaire précis établi par les vétérinaires en fonction des besoins de chaque animal. Ils reçoivent du poulet et de la viande avec leurs os une fois tous les deux jours. Les quantités distribuées varient selon la saison, tandis que l'eau est disponible à volonté. Le tableau 1 représente les quantités et les fréquences de l'alimentation des rapaces au JDH.

**Tableau 1** –Quantité d'alimentation des rapaces au niveau du parc zoologique d'El Hamma

| <b>Espèces de rapaces</b>  | <b>Quantité de viande ou de poulet</b> | <b>Fréquence</b> |
|----------------------------|--|------------------|
| <b>Aigle royal</b>         | 800gr                                  | 1jour/2          |
| <b>Vautour fauve</b>       | 1,5kg                                  | 1jour/2          |
| <b>Vautour percnoptère</b> | 500gr                                  | 1jour/2          |
| <b>Milan noir</b>          | 500gr                                  | 1jour/2          |
| <b>Faucon pèlerin</b>      | 400gr                                  | 1jour/2          |
| <b>Buse féroce</b>         | 500gr                                  | 1jour/2          |
| <b>Chouettes</b>           | 500gr                                  | 1jour/2          |

#### **II.2.5. - Soin et moyen prophylactique utilisés**

Le nettoyage quotidien des enclos se fait chaque matin avant l'ouverture du zoo.

#### **II.3. - Méthode utilisé sur terrain**

Pour prélever les échantillons de matière fécale, il suffisait de récolter des fientes fraîches éliminées pendant au moins une journée à l'aide d'une spatule. La récolte se faisait le matin avant le nettoyage des enclos par les animaliers, et les échantillons étaient placés dans des pots stériles avec la mention de la date de prélèvement et l'espèce de rapace, en portant des gants et une bavette pour éviter la contamination. La spatule est désinfectée après chaque changement de l'espèce étudiée (Fig. 27). Les boîtes sont ramenées le plus tôt possible au laboratoire de parasitologie et conservées au réfrigérateur à 4 degrés sous l'inspection de Mr Saadi technicien du laboratoire pour les analyser ultérieurement. Au total, 9 prélèvements ont été effectués pendant trois mois.



**Figure 27** : Récolte des fientes (photo personnel)

### II.3.1. - Période d'étude

La période d'étude a débuté au sein du parc zoologique du Hamma de la fin du mois de septembre jusqu'au mois de novembre 2023.

### II.3.2. - Fréquence

Les prélèvements ont été réalisés de manière fréquente 3 à 5 fois par mois durant une période de deux mois. Le calendrier des sorties et des prélèvements des fientes, est mentionné dans le tableau 2.

**Tableau 2** - Calendrier des sorties et des prélèvements des fientes des rapaces du JDH

| Date des prélèvements | AR | FP | VF | VP | MN | BF | CE | CH |
|-----------------------|----|----|----|----|----|----|----|----|
| 25/09/2023            | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | -  |
| 2/10/2023             | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | -  |
| 5/10/2023             | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | -  | -  |
| 11/10/2023            | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 3  | 1  | -  |
| 24/10/2023            | 1  | 1  | 1  | -  | 1  | 2  | -  | -  |
| 30/10/2023            | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | -  | 1  | -  |
| 2/11/2023             | 1  | 1  | 1  | 1  | -  | 2  | -  | 1  |
| 5/11/2023             | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 2  | -  | 1  |
| 11/11/2023            | 1  | -  | 1  | 1  | -  | 1  | -  | 1  |

- : Absence de fientes ; AR : Aigle royal ; FP : Faucon pèlerin ; VF : Vautour fauve ; VP : Vautour percnoptère ; MN : Milan noir ; BF : Buse féroce ; CE : Chouette effraie ; CH : Chouette hulotte

## II.4. - Méthodes utilisées au laboratoire

Afin d'identifier les différents parasites intestinaux des rapaces vivants en captivité au JDH, nous avons effectué deux examens :

- **Examen macroscopique** : elle implique l'examen des caractéristiques des fèces à l'œil nu (consistance, couleur, présence du sang, des portions de parasites ou de larves).
- **Examens microscopiques** : cette étape a été réalisée au niveau de laboratoire de parasitologie de l'école nationale supérieure vétérinaire Alger, nous avons utilisé la méthode microscopique qualitative dite de flottaison, c'est une méthode abordable et facile qui permet de concentrer divers éléments parasitaires pour identifier des œufs ou encore des larves.

### II.4.1. - Matériel utilisé

Le matériel du laboratoire utilisé pour réaliser les analyses coprologiques, est renseigné dans la figure 28.



**Figure 28** - matériels utilisés pour la réalisation de la technique de flottaison (photos personnelles)

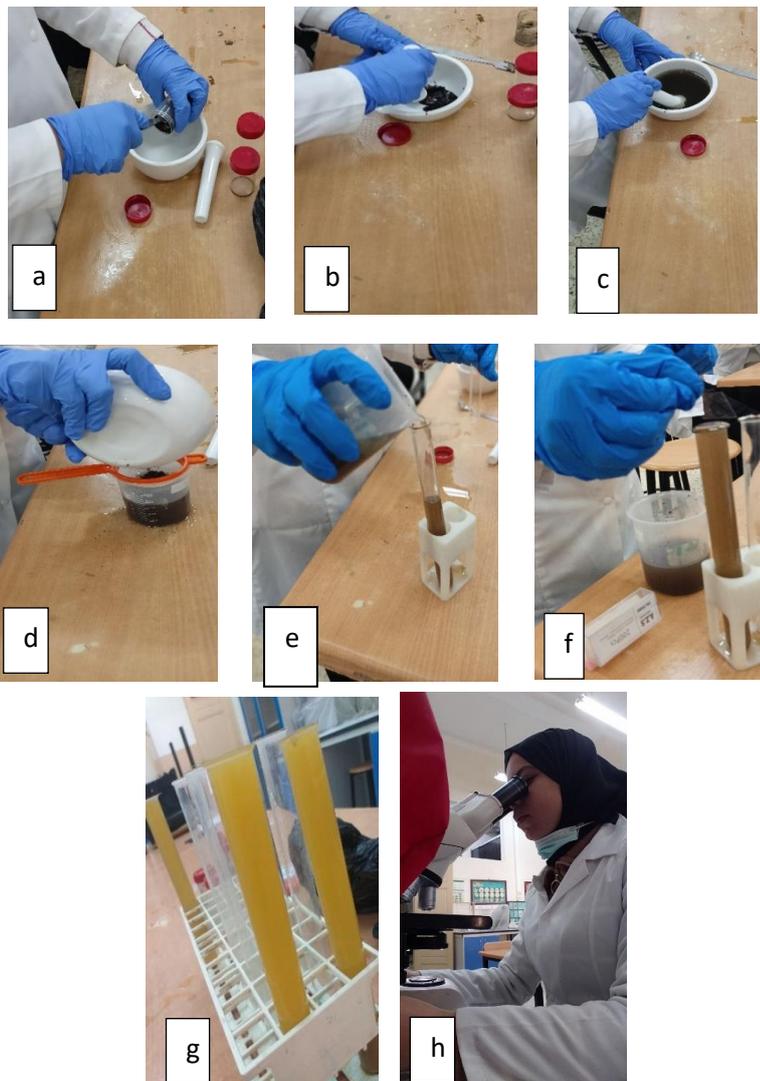
1 : mortier et pilon, 2 : spatule, 3 : passoire, 4 : Bécher en plastique, 5 : porte tube et tube à essai, 6 : chlorure de sodium, 7 : lames, 8 : lamelles, 9 : microscope optique.

### II.4.2. - Technique de flottaison

Nous avons opté pour la méthode de la flottaison pour identifier les parasites intestinaux des rapaces. Son principe consiste à la concentration des éléments parasitaires à partir d'une petite

quantité de fientes en les mélangeant à un liquide dense (de densité supérieure à celle de la plupart des éléments parasites). Les débris sédimentent dans le culot, tandis que les éléments parasites remontent à la surface du liquide où ils sont recueillis pour les identifier (Jouve, 2017).

1. D'abord on dépose l'échantillon dans un mortier à l'aide d'une spatule (Fig. 29 a).
2. Ecraser l'échantillon avec le pilon pour libérer les éléments parasites (fig. 29 b).
3. Mélanger les fientes avec une solution concentrée NaCl (d=1.30) (Fig. 29 c).
4. Filtrer le mélange dans un autre récipient à l'aide d'une passoire à thé (Fig. 29 d).
5. Verser le liquide dans des tubes à essai jusqu'à la formation d'un ménisque convexe (Fig. 28 e).
6. Placer les lamelles dans le ménisque en évitant la formation de bulles, puis laisser reposer pendant 20-25minute pour permettre aux œufs de remonter à la surface (Fig. 29 f, g).
7. Placer les lamelles dans des lames et observer au microscope (Fig. 29 h).



**Figure 29** -Les différentes étapes de la technique de flottaison (photo personnel)

## **II.5. - Exploitation des résultats de la coprologie des rapaces du JDH**

### **II.5.1. - Exploitation des résultats par les indices écologiques**

Les résultats obtenus seront analysés selon des indices écologiques, la richesse totale et moyenne, la fréquence centésimale ou l'abondance relative.

#### **II.5.1.1. - Richesses totale et moyenne**

Selon **Ramade (1984)**, la richesse est l'un des paramètres fondamentaux caractéristiques d'un peuplement. La richesse totale S est le nombre d'espèces que comporte un peuplement, c'est-à-dire dans notre étude c'est le nombre total des espèces de parasites retrouvés chez les rapaces. Tandis que la richesse moyenne Sm est le nombre moyen des espèces présentes dans un échantillonnage de plusieurs prélèvements (**Blondel, 1975**). Cette dernière est calculée selon la loi suivante :

$$S_m = S_i / N_r$$

- **Sm** : Richesse moyenne d'un peuplement donné.
- **Si** : Nombre d'espèces observées à chaque prélèvement.
- **Nr** : nombre de prélèvement total.

#### **II.5.1.2. - Fréquence centésimale F (%) ou l'abondance relative (AR%)**

D'après **Blondel (1975)**, la fréquence centésimale F (%) est le pourcentage des individus d'une espèce de parasite (ni), par rapport au total des individus de parasite (Ni). Cette fréquence traduit l'importance numérique d'une espèce au sein d'un peuplement (**Dajoz, 1971**). La formule de la fréquence centésimale est donnée comme suit :

$$F (\%) = n_i \cdot 100 / N_i$$

### **II.5.2. - Exploitation des résultats par les indices parasitaires**

Les analyses parasitologiques utilisés tels que l'état de l'hôte, la prévalence, l'abondance et l'intensité moyenne. Ces tests ont été réalisés à l'aide du logiciel Quantitative Parasitology V 3.0. (**Rozsa et al., 2000**).

### **II.5.2.1. - Prévalence**

La prévalence exprimée en pourcentage est le rapport entre le nombre d'individus d'une espèce hôte infestés par une espèce parasite et le nombre total d'hôtes examinés. Les termes « espèce dominante » (prévalence  $> 50\%$ ), « espèce satellite » ( $15 \leq$  prévalence  $\leq 50\%$ ), « espèce rare » (prévalence  $< 15\%$ ), ont été définis selon **Valtonen *et al.* (1997)**.

### **II.5.2.2. - Intensité moyenne**

L'intensité moyenne (IM) est le rapport entre le nombre total des individus d'une espèce parasite dans un échantillon d'une espèce hôte et le nombre d'hôtes infestés par le parasite. Pour les intensités moyennes (IM), la classification adoptée est celle de **Bilong-Bilong et Njine (1998)** :

$IM < 10$  : Intensité moyenne très faible,

$10 \leq IM < 50$  : Intensité moyenne faible,

$50 \leq IM \leq 100$  : Intensité moyenne moyenne,

$IM > 100$  : Intensité moyenne élevée.

## Chapitre III – Résultats et discussion

### 3.1.-Résultats

Cette partie du chapitre est réservée aux résultats obtenus après l'analyse coprologique des excréments de nos rapaces du JDH par la technique d'enrichissement, la flottaison.

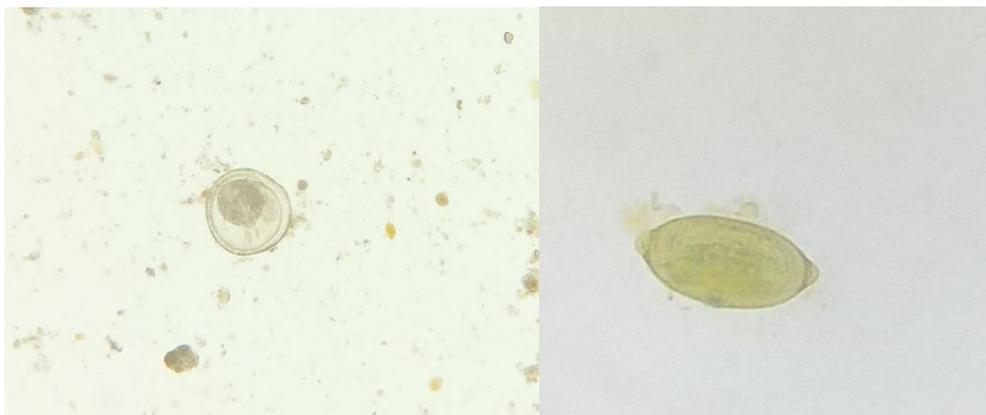
#### 3.1.1.- Inventaire des parasites des rapaces du JDH

Les parasites intestinaux identifiés chez les rapaces du JDH, sont mentionnés dans le tableau 3 et la figure 30.

**Tableau 3** : Inventaire des parasites intestinaux des rapaces du JDH

| Phylum           | Classes   | Ordres          | Familles    | Genres                          |
|------------------|-----------|-----------------|-------------|---------------------------------|
| Nematelminthes   | Nematoda  | Trichocephalida | Trichuridae | <i>Trichuris</i> Roederer, 1761 |
| Plathelminthes   | Cestoda   | -               | -           | Cestoda ind.Rudolphi, 1808      |
| <b>Total = 3</b> | <b>04</b> | <b>07</b>       | <b>10</b>   | <b>02</b>                       |

Deux espèces de parasites sont retrouvées chez les huit espèces de rapaces vivant en captivité dans le zoo du JDH entre septembre et novembre 2023. Elles appartiennent à 2 phyla, 2 classes, 2 ordres, 2 familles et 2 genres.



**Figure 30**–Parasites retrouvés chez les rapaces du JDH (X 400) (photo personnelle)

A gauche : Cestoda ; A droite : *Trichuris*

### 3.1.2. -Présence des parasites chez les rapaces du JDH

Le tableau 4 englobe la présence des parasites chez les rapaces hôtes.

**Tableau 4** - Calendrier des sorties et des prélèvements des fientes des rapaces du JDH

| Hôtes \ Parasites | AR | FP | VF | VP | MN | BF | CE | CH |
|-------------------|----|----|----|----|----|----|----|----|
| <i>Trichuris</i>  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 2  | 0  | 0  |
| Cestoda           | 2  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |

AR : Aigle royal ; FP : Faucon pèlerin ; VF : Vautour fauve ; VP : Vautour percnoptère ; MN : Milan noir ; BF : Buse féroce ; CE : Chouette effraie ; CH : Chouette hulotte

Nous remarquons qu'un genre de parasite est identifié chez la buse féroce (*Trichuris*) et un autre genre a été identifié chez l'aigle royal (Cestoda).

### 3.1.3. - Richesses totale et moyenne des parasites chez les rapaces du JDH

Les richesses totale et moyenne des parasites sont consignées dans le tableau 5.

**Tableau 5** -Richesses totale et moyenne des parasites des rapaces du JDH

|                         | AR   | FP | VF | VP | MN | BF   | CE | CH | Total |
|-------------------------|------|----|----|----|----|------|----|----|-------|
| <b>Richesse totale</b>  | 1    | 0  | 0  | 0  | 0  | 1    | 0  | 0  | 2     |
| <b>Richesse moyenne</b> | 0,11 | 0  | 0  | 0  | 0  | 0,11 | 0  | 0  | 0,22  |

AR : Aigle royal ; FP : Faucon pèlerin ; VF : Vautour fauve ; VP : Vautour percnoptère ; MN : Milan noir ; BF : Buse féroce ; CE : Chouette effraie ; CH : Chouette hulotte

La richesse totale des parasites est égale à 2 espèces chez les rapaces du JDH. Elle est de 1 espèce chez l'aigle royal et la buse féroce. La richesse moyenne des parasites est égale à 0,22 par prélèvement chez les rapaces du JDH. Elle est de 0,11 par prélèvement (1 /9)chez l'aigle royal et la buse féroce.

### 3.1.4. – Abondances relatives des parasites chez les rapaces du JDH

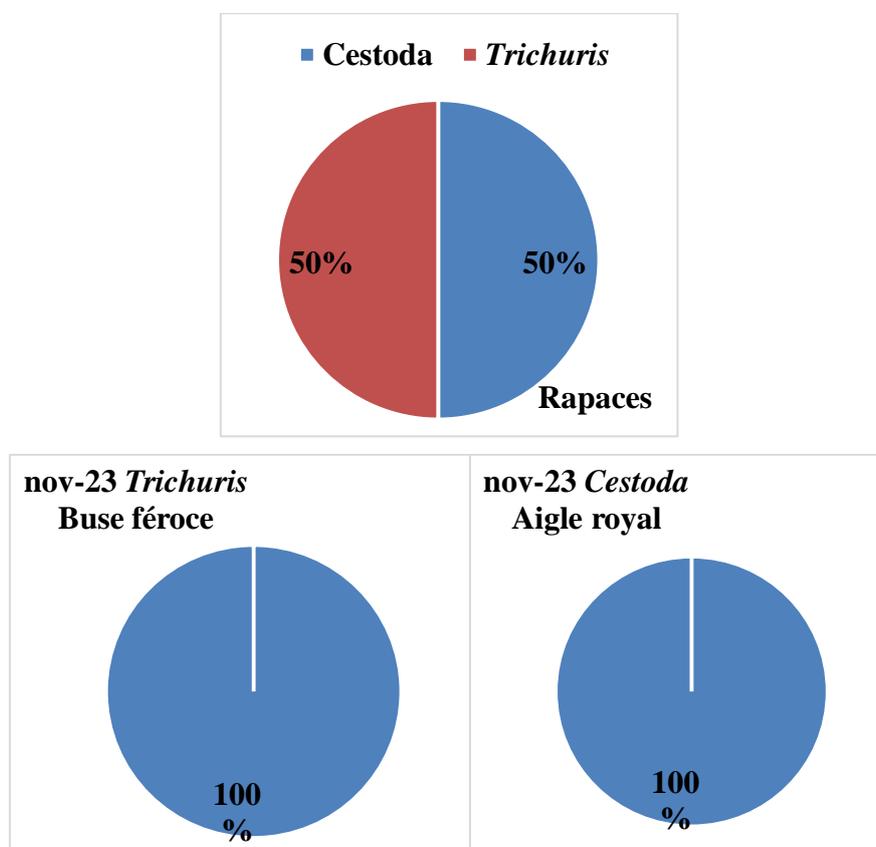
Les valeurs des abondances relatives des parasites sont regroupées dans le tableau 6 et la figure 31.

**Tableau 6** -Abondance relative des parasites chez les rapaces du JDH

| Mois              | Parasites        | Rapaces    |          |          |          |          |            |          |          |            |
|-------------------|------------------|------------|----------|----------|----------|----------|------------|----------|----------|------------|
|                   |                  | AR         | FP       | VF       | VP       | MN       | BF         | CE       | CH       | Total      |
| Septembre<br>2023 | <i>Trichuris</i> | 0          | 0        | 0        | 0        | 0        | 0          | 0        | 0        | 0          |
|                   | Cestoda          | 0          | 0        | 0        | 0        | 0        | 0          | 0        | 0        | 0          |
| Octobre<br>2023   | <i>Trichuris</i> | 0          | 0        | 0        | 0        | 0        | 0          | 0        | 0        | 0          |
|                   | Cestoda          | 0          | 0        | 0        | 0        | 0        | 0          | 0        | 0        | 0          |
| Novembre<br>2023  | <i>Trichuris</i> | 0          | 0        | 0        | 0        | 0        | 100        | 0        | 0        | 50         |
|                   | Cestoda          | 100        | 0        | 0        | 0        | 0        | 0          | 0        | 0        | 50         |
| <b>Total</b>      |                  | <b>100</b> | <b>0</b> | <b>0</b> | <b>0</b> | <b>0</b> | <b>100</b> | <b>0</b> | <b>0</b> | <b>100</b> |

AR : Aigle royal ; FP : Faucon pèlerin ; VF : Vautour fauve ; VP : Vautour percnoptère ; MN : Milan noir ; BF : Buse féroce ; CE : Chouette effraie ; CH : Chouette hulotte

Nous remarquons que les deux genres de parasites représentent chacun un taux de 50% du total des parasites qui infestent les rapaces du JDH. *Trichuris* représente un taux de 100% chez la buse féroce et Cestoda aussi représente un taux de 100% chez l'aigle royal.



**Figure 31**–Abondances relatives des parasites des rapaces du JDH

### 3.1.5. – Prévalences des parasites chez les rapaces du JDH

Les valeurs des prévalences sont englobées dans le tableau 7

**Tableau 7** -Prévalences des parasites chez les rapaces du JDH

| Parasites                | AR           | FP | VF | VP | MN | BF    | CE | CH | Catégories       |
|--------------------------|--------------|----|----|----|----|-------|----|----|------------------|
| <i>Trichuris</i>         | 0            | 0  | 0  | 0  | 0  | 11,11 | 0  | 0  | Rare             |
| Cestoda                  | 11,11        | 0  | 0  | 0  | 0  | 0     | 0  | 0  | Rare             |
| <b>Prévalence totale</b> | <b>22,22</b> |    |    |    |    |       |    |    | <b>Satellite</b> |

AR : Aigle royal ; FP : Faucon pèlerin ; VF : Vautour fauve ; VP : Vautour percnoptère ; MN : Milan noir ; BF : Buse féroce ; CE : Chouette effraie ; CH : Chouette hulotte

La prévalence totale des parasites chez les rapaces du JDH est satellite (22,22%). Les prévalences des parasites par hôte sont rares. Elle est de 11,11% chez l'aigle royal et la buse féroce et de 0% chez les autres rapaces.

### 3.1.6. – Intensités moyennes des parasites chez les rapaces du JDH

Les valeurs des intensités moyennes des parasites sont englobées dans le tableau 8.

**Tableau 8**– Intensités moyennes des parasites chez les rapaces du JDH

| Parasites        | AR | FP | VF | VP | MN | BF | CE | CH | Catégories  |
|------------------|----|----|----|----|----|----|----|----|-------------|
| <i>Trichuris</i> | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 2  | 0  | 0  | Très faible |
| Cestoda          | 2  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | Très faible |

AR : Aigle royal ; FP : Faucon pèlerin ; VF : Vautour fauve ; VP : Vautour percnoptère ; MN : Milan noir ; BF : Buse féroce ; CE : Chouette effraie ; CH : Chouette hulotte

Les valeurs des intensités moyennes des parasites sont très faibles.

### 3.2. - Discussion

Dans notre étude, deux genres de parasites sont retrouvés chez les huit espèces de rapaces vivant en captivité dans le zoo du JDH entre septembre et novembre 2023. Elles appartiennent à 2 phyla, 2 classes, 2 ordres, 2 familles et 2 genres (*Trichuris* sp. et Cestoda sp.ind.). Il faut savoir que le genre *Trichuris* n'est pas spécifique des rapaces, cela peut être due à la présence des chats autour des enclos sachant qu'ils sont des hôtes définitifs de ce parasite. Aucun autre parasite n'a été trouvé. Ce résultat ne s'accorde pas avec les espèces parasitaires obtenues dans une étude réalisée par Santoro *et al.* (2010), en Italy. Cette dernière a marqué la présence de 11 espèces de nématodes appartenant au genre *Cheilospirura*, *Dispharynx*, *Physaloptera*, *Procyrnea*, *Synthimantus*, *Capillaria* et *Porrocaecum*, deux espèces d'acanthocéphales appartenant aux genres *Centrorhyncus* et un seul cestode appartenant au genre *Cladotaenia*. De même, 6 types différents d'œufs d'helminthes ont été identifiés chez 34 rapaces en Etats-Unis, y compris les trématodes, les cestodes, *Capillaria*, *Porrocaecum*, *Ascaridia* et un nématode non identifié (Hawks et Klann, 1997).

Une étude menée aux Etats-Unis sur un protozoaire du genre *Trichomonas*, espèce *Trichomonas gallinae* chez les strigiformes, en particulier chez *Tyto* et *Strix* (Niedringhous *et al.*, 2019). Au Brazil, l'étude réalisée par Bruni *et al.*, montre que plusieurs espèces de falconiformes ont été infectés par la même espèce de *Trichomonas*, alors que notre propre étude n'a révélé la présence d'aucune espèce de protozoaire.

La richesse totale des parasites est égale à 2 genres chez les rapaces du JDH. Elle est de 1 genre chez l'aigle royal et la buse féroce. A l'inverse, l'étude menée par Santoro *et al.* (2010), permet d'identifier 14 espèces. L'abondance relative des parasites qui infestent les rapaces du JDH est de 50% pour les deux genres, la prévalence totale est faible, elle varie selon l'hôte, elle est de 11.11% chez l'aigle royal et la buse féroce. Par contre, elle est de 71,4% selon une étude réalisée par Rossi *et al.* (2012). Ce taux faible pourrait s'expliquer par l'utilisation des antiparasitaires, l'hygiène relative des enclos des rapaces, l'alimentation et le climat qui joue un rôle très important dans l'infestation parasitaire.

## Conclusion

Notre travail vise à identifier les différents parasites intestinaux qui peuvent affecter les rapaces du parc zoologique du JDH. Pour cela nous avons prélevé des échantillons de fientes fraîches et soumis à des analyses coprologiques au niveau du laboratoire de parasitologie. Nous avons opté pour l'utilisation d'une méthode très simple dite flottaison.

Les analyses coprologiques nous ont permis d'identifier deux genres de parasites (*Trichuris* et Cestoda). La buse féroce et l'aigle royal sont les espèces les plus affectées avec une prévalence de 11,1%, contrairement aux autres espèces où ce taux est de 0%.

Les parasites intestinaux représentent un problème majeur pour les oiseaux non seulement les oiseaux domestiques mais aussi les oiseaux sauvages même s'ils sont en captivité. Les parasites peuvent causer des maladies graves allant jusqu'à la mort. Ces prédateurs jouent un rôle crucial dans la dissémination des œufs de parasites dans l'environnement, ce qui peut entraîner la transmission de certaines maladies parasitaires aux autres animaux.

Pour ses raisons, il est nécessaire de maintenir ces oiseaux en captivité dans des bonnes conditions. Pour éviter la transmission des maladies parasitaires, il est aussi impératif de suivre l'état sanitaire et le traitement antiparasitaire pour les protéger contre l'extinction.

En perspective, pour compléter ce travail, il serait judicieux de réaliser d'autres études sur le portage parasitaire des rapaces en Algérie durant une période plus longue qui englobe toutes les saisons et afin d'élargir les connaissances sur ces oiseaux.

En outre il faudrait aussi réaliser d'autres examens parasitaires comme la méthode de Ritchie modifiée, afin d'identifier les parasites qui ne peuvent pas être visualisés par la méthode de flottaison.

## Références bibliographiques

1. Aourir M., Mouadi J. et Elbahi A. (2022). Nidification de la buse de Maghreb (*Buteo rufinus cirtensis*) dans une carrière de calcaire en cours d'exploitation (Ait Baha, centre-ouest du Maroc). 1.
2. Atkinson C.T., Thomas N.J. and Hunter D.B., 2008 – Parasitic Diseases of Wild Birds. Ed. Wiley-Blackwell, Iowa, 595 p.
3. Anofel (2022). Association française des enseignants de parasitologie et mycologie médicales : guide des analyses pratiques diagnostiques. Ed. Elsevier Masson (SAS), 375-384 p.
4. André J.P (2005). Guide pratique des maladies des oiseaux de cage et de volière. Ed. Med'com, 256 p.
5. Bernardon F.F., Cheuiche T., Silva R.Z., Pereira J.Jr. et Müller G., 2018 - Helminths Assemblage of *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) in Southern Brazil. Neotropical Helminthology, 12(2) :161-178.
6. Brodeur S. et Morneau F. (1999). Rapport sur la situation de l'aigle royal (*Aquila chrysaetos*) au Québec. Société de la faune et des parcs du Québec, Direction de la faune et des habitats, 75p.
7. Benny (2005). Guide des rapaces diurnes Europe. Afrique du nord et Moyen Orient. Ed. Paris.
8. Beaucournu J.C et Gomez Lopez M.S. (2015). Class Insecta Ordre Siphonaptera. Rivista IDE@ SEA n°61 B (30/10/2015) : 1-10.
9. Boucher Samuel et Lardeux Bernard. (1995). Maladie des pigeons. Ed. France Agricole.
10. Bruni Miriam Pinhero, Echenique Joanna Vargas Zillig, Doscantos Carolina Catano, De Macedo Marcia Raquel Pegoraro, Bandarra Paulo Rata, Timm Claudio Dias Schild Ana Lucia PareiraRuas, Jerônimo Lopes Soares Mauro Pereira Farias Nara Amélia da Rosa. (2019). The raptor Chimango Caracara (*Milvago Chimango*) (Aves : Falconiformes) A new host for *Trichomonas gallinae* (Protozoa : Trichomonadidae). IJP. Parasites and wild life 10 (2019) 310\_313.
11. Blondel J.1975.L 'analyse des peuplements d'oiseaux, éléments d'un diagnostic écologique.la méthode des échantillonnages fréquentiels progressifs (E.F.P.). Revue d'écologie ( la terre et la vie) 29/4. 533\_589 pp.

12. Boumaaza M.O. (2017). Inventaire et écologie des oiseaux nicheurs dans les Djebels des hauts plateaux de l'extérieur de l'Algérie. Thèse en vue d'obtention du diplôme de Doctorat, spécialité Biologie. Biodiversité évolution et écologie de la santé.
13. Bilong-Bilong CF et Njine T.1998. Dynamique de population de trois monogènes parasites d'*Hemichromis fasciatus* Peters, 1858 dans le Lac Municipal de Yaoundé et intérêt possible en pisciculture intense. Ann. Fac Sci ; Univ. Ydé I, Série Science Naturelles et Vie 34 (2) : 295\_303 p.
14. Bleda Ochando, B.1986. Les rapaces d'Algérie prédateurs des rongeurs. Département de Zoologie Agricole Institut National Agronomique El Harrach Alger. 74\_79 p.
15. CDC. (2024). U.S. Centers for disease control and prevention. National Center for Emerging and Zoonotic Infectious Diseases (NCEZID) | NCEZID | CDC
16. Chervy, L. (2002). The terminology of larval cestodes and metacestodes. Systematic Parasitology 52 :1–33.
17. Clouet Michel et Goar Jean-Louis (2006). L'aigle royal *Aquila Chrysaetos* au sud du Sahara. Alauda 74 (4) : 441-446.
18. Carra, P et Gueit M. (1852). Le jardin d'ESSAI du Hamma. Gouvernement général de l'Algérie. Direction de l'agriculture.
19. Davidson, W. R., F. E. Kellogg, and G. L. Doster. (1982). An over view of disease and parasitism in south eastern bob white quail. In Proceedings of the Second National Bobwhite Quail Symposium, F. Schitoskey, Jr., E. C. Schitoskey, and L. G. Talent (eds). Oklahoma State University, Stillwater, OK, pp. 57-63.
20. De Broyer A., Voskamp P.&Zekhuis M.(2015). Observation d'une Buse féroce *Buteorufinus* du 6 au 8 juillet 2013 près d'Amel, première donnée belge. Aves 52/3 : 177-182.
21. De Pinho IF., da Silva LM., Rodrigues MB., Lopes BB., Oliveira MS., Luz HR., Ferreira I., Lopes CWG., Berto BP. (2018). *Isosporamachadoae* (Protozoa: Apicomplexa: Eimeriidae), a new coccidian species from white-necked thrushes *Turdus albicollis* (Passeriformes: Turdidae) of South America. Zoologia 35: 1-4.
22. Djaoz R.1971. Précis d'écologie. Ed. Bordas, Paris, 434 pp.
23. Etienne P. (2012). La Chouette chevêche - Biologie, répartition et relations avec l'Homme en Europe. Ed. Biotopie, Mèze, 280 p.
24. Euzéby, J. (2008). Grand dictionnaire illustré de parasitologie médicale et vétérinaire. Ed. Tec et Doc. (Lavoisier), Paris, 832.

25. Eliotout Bernard(2010). Petit atlas des rapaces diurnes et nocturnes : reconnaître 35 espèces par milieux.Ed. Delachaux et Niestlé, Paris.
26. Fellag M., Marniche F. et Boukhemza M. (2019). Première donnée sur la nidification et le régime alimentaire du *Milvusmigrans* au niveau de Djebel El Taref dans la région d'Oum Bouaghi (Algérie). Revue Agrobiologia 9(1): 1343-1359.
27. Ferrer D., Molina R., Castella J., KinsellaJ.M. (2004). Parasitichelminths in the digestive tract of six species of owls (Strigiformes) in Spain. The Veterinary Journal Volume 167. Issue 2, March 2004, 181\_185.
28. Goncharov, S.L., Soroka, N.M., Pashkevich, I.Y, Dubovyi, A.I., Bondar, A.O. (2018). Infection of predatory fish with larvae of *Eustrongylides excisus* (Nematoda, Dioctophymatidae) in the Delta of the Dnipro River and the Dnipro-BuhEstuary in Southern Ukraine. Vestnik Zoologii, 52(2), 137-144.
29. Gunn A., Pitt J.S. (2012). Parasitology an integrated approach. 1st Ed. ISBN-13 : 978-0470684238.
30. Gerber, M. (1892). Rapport sur la visite faite par la société au jardin d'Essai du Hamma, près d'Alger. Bulletin de la société botanique de France 39:10.
31. Hendrix C.M., Robinson Ed., 2019 - Parasitologie Clinique Vétérinaire. Ed. Maloine, Paris, 388p.
32. Hammouni Zakia (2005). Le jardin d'Essai Joyeux touristique de lacapitale.Leçon d'Histoire.
33. Harris, A., Tucker, L., Vinicombe, K.(1992). Identifier les oiseaux (comment éviter les confusions). Ed. Delachaux et Niestlé.
34. Hamdine W., Boukhemza M., Doumandji S., Poitevin F, Thevenot M. (1999). Premières données sur le régime alimentaire de la chouette hulotte (*Strix aluco mauritanica*) en Algérie. Ecologie mediterranea 25 (1), 111-123 pp.
35. Isenmann, P. & Moali, A. 2000. *Oiseaux d'Algérie / Birds of Algeria*. SEOF, Paris.
36. Hawks S., Klann R. (1997). Helminth Ova Recovered From Raptors Admitted for Rehabilitation. Journal of the Iowa Academy of Science. Volume 104.Issue 2. 47-49 p.
37. INPN (Inventaire national du patrimoine naturel), 2013 - Milan royal, *Milvus milvus* (Linné, 1758). Cahiers d'Habitat « Oiseaux » - MEEDDAT- MNHN – Fiche projet,p. 1 à 5
38. Jourde P. et Rebeyart X. (2011). Milan noir *Milvus migrans*. Directive oiseaux. Code : A073.

39. König, C. (1974). Zum Verhalten spanischer Geier an Kadavern. *Journal of ornithology*, 115: 289-320.
40. Królaczyk K., Kavetska K.M., Dzierzba E. et Stapf-Skiba A. (2018). *Tetramereoglobosa* (Linstow, 1879) (Nematoda, Tetrameridae) – a nematode of the Eurasian coot *Fulica atra* (Linnaeus, 1758) recorded for the first time in Poland. *Annals of Parasitology* 2018, 64(2), 137– 141.
41. Lamagere M. (2011). Atlas radiographique du vautour fauve (*Gyps fulvus*). Thèse d'exercice méd.vétérinaire Toulouse 3\_40\_19. 154p.
42. Ledant J.P., Jacob J.P., Jacobs P., Malher F., Ochando, B., Roche J. (1981). Mise à jour de l'avifaune algérienne. *Rev. Le Gerfaut-De Giervalk* (71) : 295-398.
43. Magalhães Â.M.S., Costa B.S., Tavares G.C., Carvalho S.I.G. (2012). Zoonoses parasitárias associadas ao consumo de carne de peixe cru. *PUBVET, Publicações em Medicina Veterinária e Zootecnia*, Londrina, V. 6, N. 25, Ed. 212, Art. 1416.
44. Meylan, A. (1965). Les rapaces oiseaux à protéger. *Bulletin de la Murithienne*, 82 : 106-123.
45. Monneret R.-J. (2017). Le faucon pèlerin. Ed. Delachaux & Niestlé, Paris, 208p.
46. Mundy, P., Butchart, D., Ledger, J., Piper, S. (1992). *The vulture of Africa*, Academic Press, England.
47. Mellier Benoit et Besson Ludovic. 2002. Liste systématique des rapaces. *Bull. Soc. Et. Sci. Anjou*, 2002.t.XVII, p.117-131.
48. Niedringhaus K.D., Burchfield H.J., Elsmo E.J., Cleveland C.A., Fenton H., Shock B.C., Muis C., Brown J.D., Munk B., Ellis A., Hall R.J., Yabsley M.J. (2019). Trichomonosis due to *Trichomonas gallinae* infection in barn owls (*Tyto alba*) and barred owls (*Strix varia*) from the eastern United States. *Volume 16, April 2019*, 100281.
49. Olsen O.W. (1986). *Animal Parasites, their life Cycles and Ecology*. Ed. University Park Press, Baltimore, Maryland.
50. Rossi G., Terracciano G., Gherardi R., Galosi L., Perrucci S. (2012). Parasites, Bacteria, and Associated Pathological Changes in the Digestive System of Diurnal and Nocturnal Raptors in Central Italy. *Volume 10, issue 12, 10(12)*, 1567.
51. Ramade F. 1984. *Element d'écologie ; Ecologie fondamentale*. McGraw-Hill, Paris. 281\_282 pp.
52. Rozsa L., Reiczigel J., Majoros G. 2000. Quantifying Parasites in Samples of Hosts. *The journal of parasitology*. Vol.86, No.2 ; 228\_232 p.

53. Svensson L., Mullarney K. et Zetterström D. (2023). Le guide Ornitho : le guide le plus complet des oiseaux d'Europe, d'Afrique du Nord et du Moyen-Orient, 900 espèces. Ed. Delachaux et Niestlé, Paris, 480 p.
54. Santoro M., Tripepi M., Kinsella J.M., Panebianco A., Mattiucci S. (2010). Helminth infestation in birds of prey (Accipitriformes and Falconiformes) in Southern Italy. Volume 186, issue 1, October 2010, 119-122 p.
55. Tasca T. and DeCarli G.A. (2003). Scanning electron microscopy study of *Trichomonas gallinae*. Veterinary Parasitology 118 : 37-42.
56. Tissier D. (2021). Un Vautour percnoptère dans le Rhône première citation départementale depuis 1891. L'effraie n°54 LPO-Rhône : 6-12.
57. Valtonen E.T., Holmes J.C., Koskivaara M. 1997. Eutrophication ? pollution and fragmentation : Effects on the parasite communities in roach and perch in four lakes in Central Finland. Can. J. Fish. Aquat. Sci. 54 : 572\_585 p.
58. White, C.M., Clum N.J., Cade T.J., et Hunt W.G. (2002). Peregrine falcon (*Falco peregrinus*), dans The Birds of North America (A.F. Pool et F.B. Gill, Ed.). Cornell Lab of Ornithology, Ithaca.

### Référence webographie

Magnien Jean\_Marie 2022. Rapace de fauconnerie généralité.

<https://www.leseffaroucheursduciel.com> consulté le 20/10/2023

Daveluy Guillaume 2016. L'aigle royal

<https://www.jaitoucompris.com> consulté le 20/10/2023

Touchet Laurent 2013. Vautour percnoptère *Neophron percnopterus*.

<https://www.autourdesanimaux.com> consulté le 2/11/2023

Ecoupain d'abord 2003. Buse feroce Buteorufinis-Long-leggad Buzzard

<https://www.oiseaux.net> consulté le 10/02/2024

Belgacem Farid 2021. Une buse feroce récupérée à Jijel

[https://www.liberte\\_algerie.com](https://www.liberte_algerie.com) consulté le 20/06/2024

Francois Jean 2020. chouette hulotte Strix aluco-Tawny Owl.

<https://www.oiseaux.net> consulté le 10/02/2024

Maurey Cesar 2024. Chouette hulotte.

<https://www.monde-animal.fr> consulté le 20/06/2024

Allain Bougrain Dubourg 2021. Vautour percnoptère

<https://www.lpo.fr> consulté le 30/10/2023

Moali A. 2016 les rapaces dans le Djurdjura

<https://www.amis-dudjurdjura.com> consulté le 1/07/2024

<https://www.parcnationaux.fr> consulté le 13/12/2023

<https://www.gepomay.fr> consulté le 10/04/2024

<https://www.instinct-animal.fr> consulté le 12/03/2024

<https://www.elcinpath.com>

<https://www.northafricanbirds.wordpress.com> consulté le 2/02/2024

<https://www.pyrenees-parcnational.fr> consulté le 16/03/2024

<https://www.futura-science.com>

## Résumé

Les parasites sont considérés comme l'une des causes de mortalité chez les oiseaux, surtout les oiseaux sauvages, en raison d'un manque d'attention envers cette catégorie. Notre travail s'est basé sur une étude coprologique des fientes de rapaces vivants en captivité au niveau du parc zoologique d'El Hamma sur une période de trois mois, allant de septembre à novembre 2023. Nous avons utilisé la méthode de flottaison. Sur 61 échantillons prélevés, nous avons identifié deux espèces parasitaires appartenant au genre *Trichuris* et à la classe des Cestoda. Les deux genres de parasites représentent chacun un taux de 50% du total des parasites qui infestent les rapaces du JDH. La prévalence totale est satellite avec un taux de 22,22%. Elle est rare chez les deux parasites. Les résultats obtenus nous permettent de confirmer l'impact de la captivité sur la réduction d'infestation parasitaire des rapaces.

**Mots clés :** Rapaces, JDH, parasites, flottaison, parc zoologique.

## Summary

Parasites are considered to be one of the causes of mortality in birds, especially wild birds, due to a lack of attention towards this category. Our work was based on a coprological study of droppings from captive birds of prey at the El Hamma zoological park over a three-month period from September to November 2023. We used the flotation method. Out of 61 samples taken, we identified two parasitic species belonging to the *Trichuris* genus and the Cestoda class. The two genera of parasites each account for 50% of the total parasites infesting raptors in the JDH. Total prevalence is satellite at 22.22%. It is rare for both parasites. The results obtained allow us to confirm the impact of captivity on the reduction of parasitic infestation in birds of prey.

**Key words:** Raptors, JDH, parasites, flotation, zoo.

## الملخص

تعتبر الطفيليات أحد أسباب نفوق الطيور، وخاصة الطيور البرية، بسبب عدم الاهتمام بهذه الفئة. استند عملنا إلى دراسة مشتركة لفضلات الطيور الجارحة التي تعيش في الأسر في حديقة الحمة الحيوانية على مدى ثلاثة أشهر، من سبتمبر إلى نوفمبر 2023. استخدمنا طريقة التعويم. من 61 عينة تم جمعها، حددنا نوعين طفيليين ينتمون إلى جنس

*Trichuris* وفئة Cestoda

يمثل كلا النوعين من الطفيليات معدل 50% من إجمالي الطفيليات التي تصيب طيور الجارحة من معدل الانتشار الإجمالي يتوافق إنه نادر في كلا الطفيليين. تسمح لنا النتائج التي تم الحصول عليها بتأكيد تأثير الأسر على الحد من الإصابة . مع معدل 22,22 الطفيلية بالطيور الجارحة

**الكلمات المفتاحية:** الطفيليات، التعويم، حديقة الحيوان JDH الطيور الجارحة،