

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique  
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

جامعة البليدة 1  
Université de Blida 1



Faculté des Sciences de la Nature et de la vie  
Département de Biologie des populations et des organismes

## Mémoire

De fin d'Etudes en Vue de l'Obtention du Diplôme de Master en Biologie

Option : Parasitologie

## Thème

Contribution à l'étude des parasites des Colombidés dans  
la région de Larbaa.

**Présenté par :**

Mlle Fares Amina

Soutenue publiquement le 08 Septembre 2020

**Devant le jury composé de :**

Mme ZERKAOUI A.....Maître Assistante A.....BPO/Univ.Blida 1....Présidente

Dr. TALEB M.....Maître Assistante B..... BPO/Univ.Blida1..... Examinatrice

Dr. BENDJOURI D..... ..Maître de Conférences A ....BPO/Univ.Blida1 ....Promoteur

Dr. MARNICHE F..... Professeur/ ENSV / Alia/Alger...Co-promotrice

# Remerciement

**Je** voudrais en premier lieu, remercier Allah de nous avoir aidé à arriver là où nous sommes.

Je tien à adresser toute ma gratitude à mon promoteur *Monsieur Dr. Bendjoudi Djamel, Maître de conférences A au département de Biologie des Populations et des Organismes*, pour la confiance qui m'a placée en me propose ce travail, sa disponibilité, surtout ses conseils précieux, la qualité de son encadrement et ses encouragements tout au long de la réalisation de mon travail .

**Je** remercie également ma co-promotrice Madame *Pr. Marniche Faiza, Professeur à l'École Nationale Supérieure Vétérinaire d'Alger* pour son amabilité de m'accepter et de partager ses connaissances de manière très pédagogique et pour le temps passé ensemble et surtout sa bonne humeur. Sans son aide ce mémoire n'aurait jamais vu le jour.

Mes remerciements s'adressent à Madame *Zerkaoui Ahlem Maître Assistance A* de faire partie en qualité de président de jury et pour son dévouement durant les années d'étude avec elle.

à Madame *Dr Taleb Meriem Maître Assistance B*, d'avoir accepté de faire partie de jury et d'examiner Mon travail de fin d'étude .

Mes remerciements s'adressent aussi à Monsieur *Kadour Rachid* Technicien supérieur au laboratoire d'Anapathie de l'École Nationale Supérieure Vétérinaire d'Alger de m'avoir accepter et de me donner cette chance et pour l'expérience enrichissante et coopération professionnelle qu'il m'a fait vivre

**Je** tien à remercier également Monsieur *Dr. Idres Takfarinas, Maître de conférence A à l'ENSV*, spécialiste en physiologie et biotechnologie de la reproduction, pour sa disponibilité durant tout ma expérimentation pour l'abattage des pigeons et pour son soutien moral, ainsi que *Mr Khaled* pour ses encouragements.

Enfin, je veux adresser mes reconnaissances a tous ceux qui, d'une façon ou d'une autre, ont apporté une plus à ce travail.

# *Dédicace*

Je dédie ce travail :

**A mes parents Hassina et Mohamed** , quoi que je fasse ou que je dis, je ne saurai jamais vous remercier comme il se doit, que ce travail traduit ma gratitude, mon affection mon respect, et mon amour, merci a vous deux pour que vous m'avez soutenu, épaulé et encouragé durant toutes mes années d'études pour que je puisse atteindre mes objectifs, votre présence à mes côtés été toujours ma source de force pour affronter les différents obstacles.

Que ce modeste travail soit l'exaucement de vos vœux tant formulés, le fruit de vos innombrables sacrifices, bien que je ne vous en acquitterai jamais assez.

**A mes sœurs** Rania , Roumaïssa et Ibtissem merci d'être dans ma vie et merci de m'encourager et me supporter je vous souhaite le bonheur.

**A mes grands-mères**, qui m'a accompagné par ses prières, puisse Dieu lui prêter longue vie et beaucoup de santé.

A la mémoire de *mes grands-pères*, j'aurais tant aimé que vous soyez présents, que Dieu ait vos âmes dans sa sainte miséricorde .

*Mes tantes, Mon oncles, Leurs époux et épouses*, Toutes *mes chères cousines et cousins*, je suis chanceuse d'être membre de cette grandes famille .

*Mes amis*, en Souvenir des plus beaux instants qu'on a passé ensemble

Et À tous ceux qui me sont chers, à tous ceux qui m'aiment.

## **Amina**

## Contribution à l'étude des parasites des colombidés dans la région de Larbaa

### Résumé

Au sein de la classe des oiseaux les pigeons et les tourterelles forment ensemble un vaste groupe rangé dans la famille des columbidés, cette dernière est représentée par deux genres à savoir *Columba* et *Streptopelia*. Ces oiseaux peuvent être atteints par plusieurs pathogènes mais les infections parasitaires jouent un rôle principal dans leur état de santé.

Ce présent consiste à la recherche des ectoparasites, endoparasites et hémoparasites chez les colombidés en particulier le Pigeon biset *Columba livia* de la région de Larbaa. Les 06 pigeons ont été capturés du 09 Février au 12 Mars 2020 par la méthode de piégeage de la boîte tombante avec appât de nourriture pour les attirer.

L'analyse des fientes des 06 pigeons a montré la présence de 03 espèces d'endoparasites sous forme d'œufs dont *Eimeria* sp avec un nombre égal à 342 œufs, *Raillietina* sp (513) et *Echinostoma* sp (40). Le grattage intestinal nous a permis de récupérer des formes adultes de cestode ce qui est confirmé par des coupes histologiques des intestins. Ces cestodes ont été identifiés après un traitement par coloration au carmin chlorhydrique alcoolique dont 66,66% des échantillons sont des *Raillietina cesticillus* et 33,33% sont *Raillietina echinobothrida*.

Concernant la recherche des ectoparasites sur les 06 pigeons on a prélevés 265 individus de poux dont il s'agit de *Columbicola columbae* (142 individus), *Campanulotes compar* (122), *Quateia siamensis* (01).

Pour les hémoparasites, sur les 06 pigeons examinés, 66,66% sont contaminés par *Haemoproteus* sp.

**Mots clés :** Pigeon biset, parasites, Larbaa, coupe histologique.

## Contribution to the study of columbidae parasites in the region of Larbaa

### Abstract

Within the class of birds, pigeons and turtledoves together form a large group included in the columbidae family, these birds can be attacked by several pathogens but parasitic infections has a major role in their health stat .

The objective of our study is to search for ectoparasites, endoparasites and hemoparasites susceptible to be accommodated by columbidae specially *Columba livia* captured from February 09 to March 12, 2020 in Larbaa . The collection of 06 individuals of the species *Columba livia* commonly known as rock pigeons is carried out by a drop box trapping method with food bait to attract them .

The Analysis of the droppings of the 06 pigeons showed the presence of 03 species of endoparasites, totally are eggs, including *Eimeria sp* with N = 342, *Raillietina sp* N = 513 and *Echinostoma sp* N = 40. The intestinal scraping allows us to remove adults of cestode which is confirmed by the histological section of the intestines, these cestodes were stained using carmine stain to be able to identify them and we obtained 66.66% of the samples are *Raillietina cesticillus* and 33.33% are *Raillietina echinobothrida*.

As for the detection of ectoparasites for 06 pigeons , 265 individuals were collected which are totally a lice including *Columbicola columbae* N = 142, *Campanulotes compar* N = 122 and *Quateia siamensis* N = 01.

Regarding hemoparasites , 66.66% of the 06 pigeons are contaminated with *Haemoproteus sp*.

**Key words:** Rock pigeon, parasites, Larbaa, histological section.

## المساهمة في دراسة طفيليات الحمام (columbidae) في منطقة الاربعاء .

### ملخص

ضمن فئة الطيور يشكل الحمام و اليمامة معا مجموعة كبيرة متدرجة من عائلة columbidae حيث يوجد الكثير من البكتيريا و الفيروسات التي يمكن ان تسبب العديد من الامراض لدى الحمام الا ان تعد الطفيليات التهديد الاول لصحة هذه الطيور .

الهدف من دراستنا هو البحث عن الطفيليات الخارجية و الطفيليات الداخلية و الطفيليات الدموية لدى الحمام الذي تم التقاطه من 9 فيفري إلى 12 مارس 2020 في منطقة الاربعاء. تم جمع 6 أفراد منه بطريقة اسقاط الصندوق بالطعم .

أظهر تحليل الفضلات وجود 03 انواع من الطفيليات الداخلية لدى 06 حمامات ، بما في ذلك *Eimeria sp* N = 342 و *Raillietina sp* N = 513 و *Echinostoma sp* N = 40 اما عن نتيجة عملية الكشط المعوي تحصلنا على الديدان الخيطية والتي أكدها قسم المقاطع النسيجية ، وقد عولجت هذه الديدان الخيطية بصبغة قرمزية حتى نتمكن من التعرف عليها واصلنا على 66.66% من العينات هي *Raillietina cestocillus* و 33.33% هي *Raillietina echinobothrida* .

فيما يتعلق بالبحث عن الطفيليات الخارجية لدى 06 حمامات ، تم أخذ 265 فردًا وهي و كلها عبارة عن قمل بما في ذلك *Quateia siamensis* N = 01 ، *Campanulotes compar* N = 122 ، *Columbicola columbae* N = 142

اما الطفيليات الدموية 66.66% من 06 الحمام مصاب بـ *Haemoproteus sp*.

**الكلمات المفتاحية:** حمام ، الطفيليات ، الاربعاء ، المقطع النسيجي.

## Liste des figures

<b>Figure 1</b> : a. Pigeon biset, b. Pigeon ramier, c. Pigeon colombin (Heinzel <i>et al.</i> , 2004).....	3
<b>Figure 2</b> : a. Tourterelle des bois ; b. Tourterelle turque (Heinzel <i>et al.</i> , 2004).....	3
<b>Figure 3</b> - Dessin (A) et microphotographies (B – E) de oocystes sporulés d' <i>Eimeria columbinae</i> , la couche interne (il) et externe (ol) de la paroi de l'oocyste, micropyle (m), résidu d'oocyste (ou), corps rétractile (rb), corps de Stieda (sb), et corps de sous-stieda (ssb) (Ortúzar-Ferreira <i>et al.</i> , 2019).....	8
<b>Figure 4</b> - oocyste non peuplé d' <i>Eimeria spp</i> (Al-Gawad <i>et al.</i> , 2012) .....	9
<b>Figure 5</b> - - <i>Haemoproteus spp</i> (1-8) Macrogamétocytes. (9-16) Microgamétocytes. Flèches = noyaux de parasites. Frottis sanguins minces colorés au Giemsa (Tatjana <i>et al.</i> , 2011).....	10
<b>Figure 6</b> - a) Scolex de <i>Raillietina echinobothrida</i> avec 2 rangées de crochets (flèche). b) Scolex de <i>Raillietina cesticillus</i> une tête en forme de piston armée de crochets (flèche) (El-dakhly <i>et al.</i> , 2016). .....	11
<b>Figure 7</b> - œuf du cestodes (Malcolm, 1959).....	11
<b>Figure 8</b> - <i>A. columbae</i> : A) Extrémité caudale mâle de (Prc: papilles précloacaires, Poc: papilles postcloacales); B) Extrémité et anus (An) d'une femelle; C) œuf; D) extrémité antérieure avec œsophage en forme de massue (O) (Al Quraishy <i>et al.</i> , 2019) .....	12
<b>Figure 9</b> - <i>Echinostoma sp</i> isolé d'un intesin du Pigeon <i>Columba livia</i> (Ledwoń <i>et al.</i> , 2016).....	13
<b>Figure 10</b> - Un œuf d'Echinostomidae (Chai <i>et al.</i> , 2018).....	13
<b>Figure 11</b> - <i>Dermanyssus gallinae</i> mâle (Akdemir <i>et al.</i> , 2009) . .....	14
<b>Figure 12</b> - <i>Argas reflexus</i> (Sandhu, 2019) .....	14
<b>Figure 13</b> - <i>Pseudolynchia canariensis</i> chez <i>Columba livia</i> (G.x4,5) (Photo Messaoudi Z. ; Bendjoudi <i>et al.</i> , 2018) .....	15
<b>Figure 14</b> - <i>Columbicola columbae</i> observée sous loupe binoculaire (Gx4,5) (Photo : Marniche F., Bendjoudi <i>et al.</i> 2018).....	16
<b>Figure 15</b> - Localisation de la région de Larbaa .....	18
<b>Figure 16</b> - Des individus de Pigeons bisets capturés (Photographie par Fares Amina, 2020).....	19
<b>Figure 17</b> - Collecte des spécimens (Photographie par Fares Amina, 2020).....	19
<b>Figure 18</b> - Pesé des pigeons capturés(Photographie par Fares Amina, 2020) . .....	20

<b>Figure 19</b> - Abattage des pigeons et récupération des viscères (Photographie par Fares Amina, 2020).	21
<b>Figure 20</b> - Testicules de mâle (Photographie par Fares Amina, 2020).	21
<b>Figure 21</b> - Principales étapes de la technique de flottaison des fientes (Photographie par Fares Amina, 2020).	22
<b>Figure 22</b> - Principales étapes de la flottaison des viscères(Photographie par Fares Amina, 2020).	23
<b>Figure 23</b> - Prélèvement des vers intestinaux et grattage d'intestin (Photographie par Fares Amina, 2020).	24
<b>Figure 24</b> - Prélèvement des organes (Photographie par Fares Amina, 2020).	24
<b>Figure 25</b> - Passage des bains alcoolique(Photographie par Fares Amina, 2020).	25
<b>Figure 26</b> - Passage de toluène (Photographie par Fares Amina, 2020).	25
<b>Figure 27</b> – Imprégnation en paraffine (Photographie par Fares Amina, 2020).	26
<b>Figure 28</b> - La mise des prélèvements en bloc de paraffine (Photographie par Fares Amina, 2020).	26
<b>Figure 29</b> - La confection des coupes histologiques (Photographie par Fares Amina, 2020).	27
<b>Figure 30</b> - Coloration des coupes histologiques (Photographie par Fares Amina, 2020).	28
<b>Figure 31</b> - Préparation de carmin chlorhydrique alcoolique (Photographie par Fares Amina, 2020).	29
<b>Figure 32</b> – Prélèvement et fixation des cestodes (Photographie par Fares Amina, 2020).	30
<b>Figure 33</b> – Etalement des vers (Photographie par Fares Amina, 2020).	30
<b>Figure 34</b> - Décalcification des échantillons (Photographie par Fares Amina, 2020).	30
<b>Figure 35</b> - Coloration au carmin chlorhydrique alcoolique (Photographie par Fares Amina, 2020).	31
<b>Figure 36</b> - Décoloration des échantillons (Photographie par Fares Amina, 2020).	31
<b>Figure 37</b> - Montage des vers (Photographie par Fares Amina, 2020).	32
<b>Figure 38</b> - Infestation des poux , Flèche = Poux (Photographie par Fares Amina, 2020).	32
<b>Figure 39</b> - Prélèvement des ectoparasites , Flèche = poux (Photographie par Fares Amina, 2020).	33
<b>Figure 40</b> - Prélèvement et récupération de sang (Photographie par Fares Amina, 2020).	34
<b>Figure 41</b> - Préparation des frottis sanguins (Photographie par Fares Amina, 2020).	35

<b>Figure 42</b> – Endoparasites intestinaux rencontrés dans les fientes des pigeons bisets par la méthode de Flottaison (Photographie par Fares Amina, 2020). .....	37
<b>Figure 43</b> - Spectre des endoparasites retrouvés dans les fientes des pigeons biset par la technique de flottation .....	39
<b>Figure 44</b> - Prévalence des endoparasites trouvés par la technique de flottation (Quantitative Parasitology V 3.0.).....	40
<b>Figure 45</b> - Fragment des cestodes observé sous.....	40
<b>Figure 46</b> - observation des coupes histologique de l'intestin des pigeons biset sous microscope optique G x 40. Flèche = proglottis mûrs de cestode (Photographie par Fares Amina, 2020). .....	41
<b>Figure 47</b> - Scolex de <i>Raillietina cesticillus</i> vue au microscope optique G x 100(Tête en forme de piston, flèche = armé de croche) (Photographie par Fares Amina, 2020).....	41
<b>Figure 48</b> - <i>Raillietina echinobothrida</i> vue au microscope optique G x 100 (a. Scolex, b. Proglottis ) (Photographie par Fares Amina, 2020).....	42
<b>Figure 49</b> - Spectre des espèces de cestodes adultes trouvés chez le pigeon biset.....	43
<b>Figure 50</b> - Les formes trompeuses retrouvées A= fragments de végétaux, B = cristaux, .	43
<b>Figure 51</b> - <i>Campanulotes compar</i> observée sous loupe binoculaire (G X 4,5) ♀ (à gauche) et ♂ (au milieu) , nymphe (droite) (Photographie par Fares Amina, 2020). .....	44
<b>Figure 52</b> - Nymphe de <i>Quateia siamensis</i> observée sous loupe binoculaire (G X 4,5) (Photographie par Fares Amina, 2020).....	45
<b>Figure 53</b> - <i>Columbicola columbae</i> observe sous loupe binoculaire (G X 4,5) ♀ (A) , ♂ (B), nymphe (C) et lente (D) (Photographie par Fares Amina, 2020).....	45
<b>Figure 54</b> - Spectre des espèces de poux prélevées sur les pigeons bisets .....	46
<b>Figure 55</b> - Nombre de poux en fonction des espèces de sexe et de stade .....	47
<b>Figure 56</b> - Effectif de <i>Columbicola columbae</i> en fonction de la taille et de l'état.....	48
<b>Figure 57</b> - Effectif de <i>Campanulotes compar</i> en fonction de taille et de l'état (stade).....	49
<b>Figure 58</b> - Effectifs de <i>Quateia siamensis</i> en fonction de l'état (stade) et la taille.....	50
<b>Figure 59</b> - Prévalence des ectoparasites trouvés chez les pigeons bisets obtenue par le logiciel (Quantitative Parasitology V 3.0.).....	51
<b>Figure 60</b> - Observation de <i>Hoemoproteus</i> sp au microscope optique (G x100) (Photographie par Fares Amina, 2020).....	51
<b>Figure 61</b> - Pourcentage des individus contaminés par <i>Haemoproteus</i> sp. ....	52

## Liste des tableaux

<b>Tableau 1</b> : Inventaire des endoparasites trouvés chez les 06 pigeons capturés. ....	38
<b>Tableau 2</b> - Richesse totale (S) et moyenne (sm) et abondance relative (AR %) des parasites trouvés par la technique de flottation chez les 06 pigeons biset.....	38
<b>Tableau 3</b> - Prévalence, intensité et taux d'infestations des individus pour chaque espèce d'endoparasite.....	39
<b>Tableau 4</b> - Richesse totale (S) et moyenne (sm) et abondance relative (AR %) des espèces de Cestodes adultes trouvés chez les pigeons bisets capturés à Larbaa .....	42
<b>Tableau 5</b> - Liste systématique d'espèces de poux collectés sur les pigeons bisets. ....	44
<b>Tableau 6</b> - Richesse totale (S) et moyenne (sm) et abondance relative (AR %) des espèces de cestodes adultes trouvés chez les pigeons bisets. ....	45
<b>Tableau 7</b> - Effectifs des ectoparasites en fonction de stade et de sexe chez les pigeons bisets .....	46
<b>Tableau 8</b> - Abondance relative de <i>Columbicola columbae</i> en fonction de l'état (stade) et la taille .....	47
<b>Tableau 9</b> : Abondance relative de <i>Campanulotes compar</i> en fonction de l'état (stade) et la taille .....	48
<b>Tableau 10</b> - Abondance relative de <i>Quateia siamensis</i> en fonction d'état (stade) et taille .....	49
<b>Tableau 11</b> - Prévalence, intensité et taux d'infestations des individus pour chaque espèce d'ectoparasites. ....	50
<b>Tableau 12</b> - Résultats des hémoparasites observés chez les pigeons bisets.....	51

# Table de matière

<b>Remerciment</b> .....	
<b>Dédicase</b> .....	
<b>Résumé</b> .....	
<b>Liste des figures</b> .....	
<b>Liste des tableaux</b> .....	
<b>INTRODUCTION</b> .....	<b>1</b>
<b>Chapitre I : Données bibliographiques</b> .....	
I.1.- Aperçu sur les columbidés.....	3
I.2.- Description du Pigeon biset <i>Columba livia</i> .....	4
I.2.1.- Morphologie du <i>Columba livia</i> .....	4
I.2.2.- Position systématique du pigeon biset.....	5
I.2.3.- Répartition géographique .....	5
I.2.3.1.- Dans le monde .....	5
I.2.3.2.- En Algérie.....	5
I.2.4.- Biologie de la reproduction du pigeon biset .....	5
I.3.- Impact des columbidés sur l'environnement.....	6
I.4.- Parasites et maladies des columbidés .....	8
I.4.1.- Les endoparasites .....	8
I.4.1.1.- Protozoaires (coccidies) du pigeon .....	8
I.4.1.2.- Les haemoproteidae .....	9
I.4.1.2.- Les vers intestinaux.....	10
I.4.2.- Les ectoparasites.....	13
I.2.2.1.- Les Acariens.....	13
II.2.2.3.- Les insectes .....	15
I.4.3.- Autres maladies pathogènes des columbidés.....	16

I.4.3.1.- Maladies bactériennes .....	16
I.4.3.2.- Maladies virales .....	17
<b>Chapitre II : Matériel et méthodes .....</b>	
II.1.- Présentation de la région d'étude 'Larbaa' .....	18
II.2.- Matériel du travail .....	19
II.2.1.- Matériel biologique .....	19
II.2.2.- Méthode au laboratoire .....	20
Récupération des viscères .....	20
II.2.3.- Recherche des endoparasites intestinaux .....	21
II.2.3.1- L'enrichissement par flottaison.....	21
II.2.3.2- Technique de grattage intestinal .....	23
II.2.3.3- Technique des prélèvements histologiques.....	24
II.2.3.4- Préparation des vers intestinaux : Cas des Cestodes.....	29
II.2.3.4.1- Préparation de carmin chlorhydrique alcoolique .	29
II.2.3.4.2- Coloration au carmin chlorhydrique alcoolique.....	29
II.2.4.- Recherche des ectoparasites.....	32
Identification des ectoparasites.....	33
II.2.5.- Recherche des hémoparasites .....	33
Réalisation du frottis sanguin .....	34
II.3.- Exploitation des résultats par des méthodes par utilisation des indices écologique	35
II.3.1.- Indices écologique de compositions .....	35
II.3.2.- Utilisation une méthode statistique : indices parasitaires .....	36
<b>Chapitre III : Résultats et discussion.....</b>	
III.- Résultat .....	37
III.1.- Résultat des endoparasites .....	37
III.1.1- Les résultats de la flottation.....	37
III.1.2.- Exploitation des résultats par les indices écologiques de compositions et test statistiques .....	38

III.1.2.1.- Richesse et abondance relatives des endoparasites trouvés .....	38
III.1.2.2.- Exploitation des résultats par une méthode statistique .....	39
III.1.2.- Les résultat de grattage intestinal .....	40
III.1.3.- Résultat des coupes histologiques .....	41
III.1.4.- Résultat de la coloration au carmin chlorhydrique alcoolique (montage de vers).....	41
III.1.4.1.- Richesse et abondance relatives des espèces de cestodes adultes.....	42
III.1.5.- Les faux parasites et les formes trompeuses.....	43
III.2.- Résultat des ectoparasites collectés chez les pigeons bisets de la région de Larbaa .....	44
III.2.2.- Richesse et abondance relatives des ectoparasites prélevés sur les pigeons bisets.....	45
III.2.3.- Effectifs d'ectoparasites en fonction de l'état (stade) et de sexe.....	46
III.2.4.- Effectifs et abondance relative des ectoparasites en fonction de l'état (stade) et la taille pour chaque espèce.....	47
III.2.5.- Exploitation des résultats des ectoparasites des pigeons bisets de Larbaa .	50
III.3.- Résultat des analyses sanguines.....	51
III.4.- Discussion .....	53
<b>CONCLUSION ET PRESPECTIVE.....</b>	<b>55</b>
<b>REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES .....</b>	<b>56</b>

# **Introduction**

## Introduction

Au sein de la classe des oiseaux les pigeons et les tourterelles forment ensemble un vaste groupe rangé dans la famille des columbidés, d'un peu plus de 320 espèces existantes (**Rouxel et Czajkowski, 2004**). La famille des colombidés est représentée par deux genres à savoir *Columba* et *Streptopelia*.

*Columba livia* ou les pigeons de ville font partie intégrante des écosystèmes urbains dans le monde entier, malgré leur omniprésence dans les zones urbaines et leur proximité avec les citadins, ils restent peu connus scientifiquement (**Dehay, 2008**) et souvent négligées dans la recherche (**Hamilton, 2008**). Les changements d'habitat aviaire permis l'utilisation des oiseaux comme indicateurs et indices de santé environnementale, donc les pigeons sont des espèces qui peut aider à détecter la mauvaise qualité de l'air (**Berger, 2013**). Les colombidés jouent ainsi un rôle important dans la dissémination de beaucoup d'espèces végétales dont le repeuplement et la régénération des forêt (**Charles et al., 1981**).

Les columbidés peuvent être porteurs de plus de 110 pathogènes potentiellement transmissibles à l'homme ; Les risques sanitaires liés au pigeon sont liés à l'hygiène élémentaires (**Brugère, 2010**). Plusieurs problèmes de santé peuvent affecter le pigeon où les infections ecto, endo et hémoparasitaires jouent un rôle majeur (**Marques et al., 2007**).

En Algérie, le Pigeon biset est largement répandu à partir de la côte jusqu'au Sahara (**Michelot et Laurent, 1988**). Malgré cette distribution au sein de pays mais les études effectuées sur les colombidés particulièrement le pigeon biset en Algérie précisément sur les parasites restent fragmentaires. Nous pouvons cités les travaux de **Djelmoudi et al. (2014)** qui sont les premiers qui ont travaillé sur le côté parasitaire des pigeons biset en Algérie d'après eux, mais cette étude néglige la recherche des ectoparasites ainsi que les hémoparasites, elle s'intéresse juste sur le côté endoparasite des pigeons. Par contre la recherche faite par **Bendjoudi et al. (2018)** englobe les ectoparasites, les endoparasites et les hémoparasites des colombidés, réalisé dans deux localités de la Mitidja, à savoir Oued Smar et Blida, et c'est dans ce sens que notre étude est orienté d'un côté de compléter la lacune de l'étude de **Djelmoudi et al. (2014)**, ainsi de rechercher de nouvelles espèces, voire même sur la diversité d'ectoparasites, d'endoparasites et d'hémoparasites dans la région de Larbaa tout dépend les conditions climatiques de la région et l'état de santé de leur milieu environnant, c'est une

première étude scientifique qui s'intéresse sur les parasites des pigeons bisets dans cette région.

Ce travail consiste à une contribution à l'étude des parasites des colombidés dans la région de Larbaa. Dans les présents chapitres, nous s'intéressons surtout au Pigeon biset *Columba livia* qui constitue notre matériel biologique sur lequel nous avons mené notre expérimentation. Tout d'abord, nous aborderons dans le premier chapitre, des généralités sur les columbidés, particulièrement *Columba livia*. Le matériel et les méthodes utilisés au laboratoire pour l'identification des parasites et visant à connaître les maladies et les parasites réservés par cette espèce de columbidé, soit d'une façon directe ou indirecte sont placés dans le deuxième chapitre. Les résultats, leur interprétation, ainsi la discussion des données obtenus sont rédigés dans le troisième chapitre. Enfin nous terminons le travail par une conclusion et des perspectives.

# **CHAPITRE I :**

**Donnés**

**BIBLIOGRAPHIUES**

### I.1.- Aperçu sur les columbidés

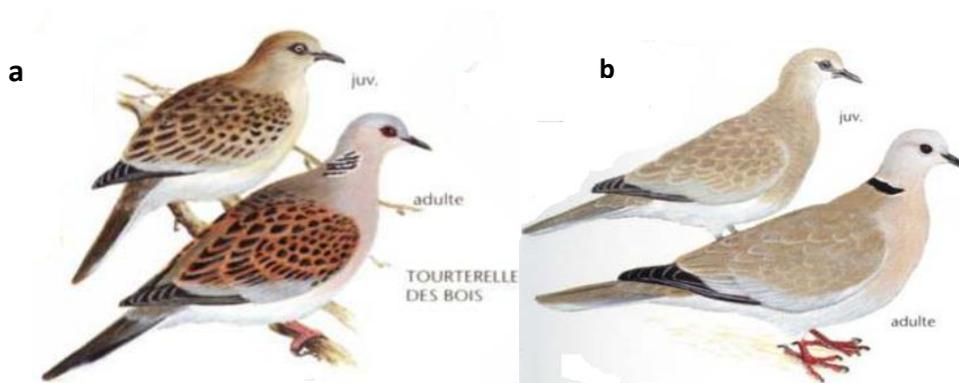
Au sein de la classe des oiseaux les pigeons et les tourterelles forment ensemble un vaste groupe rangé dans la famille des columbidés, d'un peu plus de 320 espèces existantes (**Rouzel & Czajkowski, 2004**). La famille des colombidés est représentée par deux genres à savoir *Columba* et *Streptopelia*.

-. Le genre *Columba* : Pigeon biset, Pigeon ramier, Pigeon colombin (**Johnston et al., 1992**).



**Figure 1** : a. Pigeon biset, b. Pigeon ramier, c. Pigeon colombin (**Heinzel et al., 2004**)

-. Le genre *Streptopelia* : Tourterelle des bois (*Streptopelia turtur*), la Tourterelle turque (*Streptopelia decaocto*) (**Johnston et al., 1992**).



**Figure 2** : a. Tourterelle des bois ; b. Tourterelle turque (**Heinzel et al., 2004**)

Les columbidae ont une taille variable, avec un plumage dense et doux, un corps rond et compact, une petite tête et les deux sexes se ressemblent (**Philip et Richard, 1998**). Les plumes de ces oiseaux se détachent facilement du corps, permettant probablement à l'oiseau de se protéger vis-à-vis des

prédateurs. Ils se reconnaissent facilement à leurs roucoulements accompagnés du gonflement de la gorge, et à leur démarche caractérisée par un mouvement vertical de la tête. Leur gésier de grande taille a la capacité d'ingérer une grande concentration de gravier nécessaire à broyer les aliments les plus coriaces (**Dauphin, 1995**).

Les espèces des columbidés présentes en Algérie sont : la Tourterelle turque (*Streptopelia decaocto*), la Tourterelle des bois (*Streptopelia turtur*), la Tourterelle maillée (*Spilopelia senegalensis*), le Pigeon biset domestique (*Columba livia*), le Pigeon ramier (*Columba palumbus*), et le Pigeon colombin (*Columba oenas*) (**Isenmann et Moali, 2000**).

Dans ce présent chapitre, nous s'intéressons surtout au Pigeon biset *Columba livia*

## **I.2.- Description du Pigeon biset *Columba livia***

Le pigeon biset (*Columba livia*) fait partie de la famille des Columbidés, est présent presque partout dans le monde (**Périquet, 1998 ; Ciminari et al., 2005**). Il est domestiqué depuis l'Antiquité (**Périquet, 1998**). La forme sauvage a pratiquement disparu, mais il reste encore quelques individus en Corse. En ville, on trouve la forme semi-domestique (*Columba livia f. domestica*) (**Périquet, 1998**). En effet, le Pigeon des villes est le descendant du pigeon biset domestiqué retourné à l'état sauvage sous le phénomène de marronnage (**Williams et Corrigan, 1994 ; Johnston et Janiga, 1995 ; Ciminari et al., 2005**).

### **I.2.1.- Morphologie du *Columba livia***

Les pigeons bisets pèsent environs 250 à 370 g (**Johnston, 1992**), avec une longueur environ 32 cm (**Heinzel et al., 2004**). Un ensemble de couleur gris cendré, sur le cou et la poitrine, avec des reflets violet-vert, mais leur domestication a amené une grande variété de couleurs dans les populations urbaines et une aile présente deux barres noires très visibles (**Jean, 2003**). Le dimorphisme sexuel est faible, même si les mâles sont généralement plus gros que les femelles et à avoir une caroncule (petite excroissance blanche située au-dessus du bec) plus large, pour différencier les mâles des femelles (**Johnston et Janiga, 1995**). Le bec de Pigeon biset est surmonté de caroncule de volume variable, plus petite chez les femelles que chez les mâles, chez les jeunes que chez les vieux . Le crâne est demi sphérique avec un cercle oculaire jaune et une courte queue (**Heinzel et al., 2004**). Les pattes rougeâtres couvertes d'écailles se terminent par quatre doigts (**Johnston et al., 1992**).

### **I.2.2.- Position systématique du pigeon biset**

D'après Gmelin 1789, la systématique du Pigeon biset est donnée comme suite :

1. Règne : Animalia
2. Embranchement : Chordata
3. Sous-embranchement : Vertebrata
4. Classe : Aves
5. Ordre : Columbiformes
6. Famille : Columbidae
7. Genre : Columba
8. Espèce : *Columba livia*

### **I.2.3.- Répartition géographique**

#### **I.2.3.1.- Dans le monde**

Le Pigeon biset présente une vaste aire de répartition atteint l'ouest et le sud de l'Europe, le nord de l'Afrique, du Sénégal au Soudan, le Moyen Orient, le Turkestan, la péninsule indienne et le Sri Lanka. Suite à sa domestication et à de nombreuses introductions, ce Columbidé habite maintenant la majeure partie de l'Europe et l'Amérique du nord (CEAEQ, 2005).

#### **I.2.3.2.- En Algérie**

En Algérie, le Pigeon biset est largement répandu à partir de la côte jusque dans le Sahara, partout où les formations rocheuses, ou bien les habitations humaines se trouvent non loin de points d'eau qui lui servent d'abreuvoirs. En Kabylie, il est répandu dans les falaises maritimes et des îlots jusqu'en haute montagne (Michelot et Laurent, 1988). Il est peut-être absent entre Ouargla et le Mouydir, mais il est présent dans le Hoggar et le Tassili (Dupuy, 1966).

#### **I.2.4.- Biologie de la reproduction du pigeon biset**

La saison de reproduction est le moment des parades nuptiales. Ces parades sont associées à la formation du couple, à la construction du nid, à l'agressivité et à la défense. Les couples sont monogames au moins pour la saison (Beaman et Madge, 1998).

La sélection du lieu de nidification est souvent initiée par le mâle qui attire ensuite une femelle. La construction du nid est réalisée par les deux partenaires du couple, elle dure de 3 à 4 jours. Le premier œuf est pondu 10 à 12 jours après l'accouplement. Chaque ponte

comprend deux œufs blancs d'environ 20g, de 3cm de largeur et 4cm de longueur. Les deux œufs sont pondus à 48 heures d'intervalle, couvés en moyenne pendant 18 jours (16 à 19 jours) par les deux parents. À la naissance, les poussins sont recouverts d'un duvet clairsemé ; ils sont entièrement dépendants de leurs parents pour leur survie. Les parents participent au nourrissage des jeunes de façon égalitaire (**Jacquin et al., 2010 ; Jacquin et al., 2012**).

les pigeons ont la particularité de nourrir leurs jeunes durant les huit premiers jours de leur vie en régurgitant un « lait » provenant du jabot. C'est un liquide riche en graisses, en protéines et en cellules épithéliales desquamées, mais pauvre en sucre. Cette substance est secrétée sous l'action stimulante d'une hormone hypophysaire, la prolactine. Chez les pigeons, ce sont les petits qui enfilent leur bec à l'intérieur de celui de leurs parents, quasiment jusqu'à l'œsophage, pour la becquée (**Ravazzi, 2002**).

La croissance du pigeonneau est très rapide et passe de 15 à 20g à la naissance pour atteindre 300g trois semaines plus tard. La femelle assume en général les trois quarts du temps de couvaison pour chaque pigeonneau que le couple élève, répartition établie sur la base du temps passé au nid pour chacun d'entre eux. (**Burley, 1977**).

#### **I.2.4.1.- Spécificité du « lait » des pigeons**

Le lait de Pigeon n'est pas l'équivalent du lait maternel chez les mammifères, même si sa production est commandée par une hormone, la prolactine, équivalente de l'hormone qui stimule la production du lait maternel des mammifères. Chez les pigeons, les deux parents régurgitent du « lait ». En plus de la nourriture, le lait de jabot contient des éléments permettant de protéger le jeune des maladies : il y a donc en même temps nourrissage et vaccination. (**Jacquin et al., 2010**).

#### **I.3.- Impact des columbidés sur l'environnement**

Les oiseaux sont des espèces omnivores, mais beaucoup plus ils sont des individus granivores prélèvent les graines de multiples espèces végétales. Ce phénomène conduit directement à évoquer les conséquences de la consommation de graines et de fruits par les oiseaux. Les oiseaux granivores et frugivores contribuent en effet puissamment à la propagation des végétaux dont ils se nourrissent (**Dorst, 1947**).

Les semences, qu'il s'agisse de graines ou de fruits, sont susceptibles d'être transportées par des agents très divers. Le vent se charge en particulier de la dissémination d'un grand nombre

de plantes. Mais les animaux participent également à cette dispersion. On donne le nom de zoochores aux semences ainsi disséminées (**Dorst, 1947**).

Tous les animaux ont un rôle à jouer dans cette zoochorie, notamment les mammifères et les insectes. Mais les oiseaux semblent prédestinés à ce rôle, du fait de la facilité et de l'amplitude de leurs déplacements (**Dorst, 1947**). Il existe plusieurs modes de transport. Le plus simple consiste en une action mécanique, l'oiseau transportant de façon passive et plus ou moins longtemps des graines fixées à son plumage. En dehors de leur plumage, d'autres possibilités pour le transport de semences. En effet, leurs pattes sont également capables de transporter des germes végétaux recueillis sur le sol détrempé (**Dorst, 1947**).

Les colombidés jouent ainsi un rôle important dans la dissémination de beaucoup d'espèces végétales dont le repeuplement et la régénération des forêt (**Charles et al., 1981**).

Les pigeons de ville font partie intégrante des écosystèmes urbains dans le monde entier, malgré leur omniprésence dans les zones urbaines et leur proximité avec les citadins, ils restent peu connus des scientifiques (**Dehay, 2008**).

Les pigeons sont des espèces qui ont une abondance élevée, ce qu'ils les rendent souvent négligées dans la recherche, à cause de leur caractère commun, et sous-financées, et un manque d'urgence. Ces deux conditions placent le pigeon, ainsi que quelques autres espèces aviaires, comme presque invisibles dans la recherche écologique, sauf dans le contexte des problèmes écologiques et de la réduction de la population. Tandis que le pigeon est une espèce mondiale qui contient une mine d'informations qui peuvent être étudiées (**Hamilton, 2008**).

Les changements d'habitat aviaire et l'utilisation des oiseaux comme indicateurs et indices de santé environnementale donc les pigeons peut aider à détecter la mauvaise qualité de l'air (**Berger, 2013**).

le pigeon est décrit comme une espèce importante pour la recherche écologique, la société et le visage changeant des conditions environnementales (**Capoccia et al., 2018**). Non seulement le pigeon est une espèce qui peut prospérer dans un habitat urbain, mais il contribue également aux niveaux tropiques dans un écosystème urbain. Les columbidés sont efficaces en tant que consommateurs primaires dans la mesure où leur population peut supporter une prédation importante et constitue une source de nourriture importante pour de nombreux oiseaux de proie (**Capoccia et al., 2018**).

#### I.4.- Parasites et maladies des columbidés

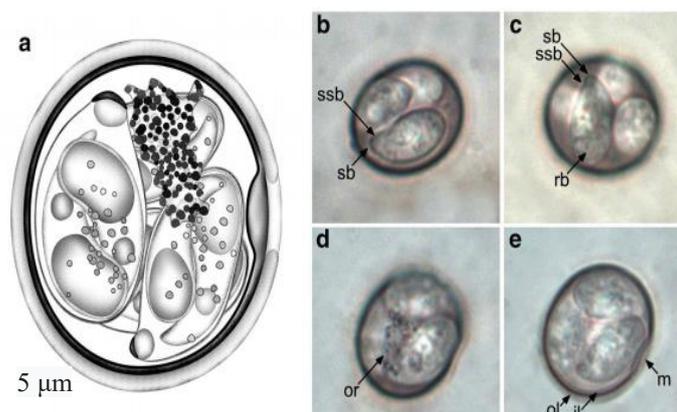
Les columbidés peuvent être porteurs de plus de 110 pathogènes potentiellement transmissibles à l'homme ; 230 cas d'infections humaines recensées étaient potentiellement liés au pigeon, mais seules treize d'entre elles ont eu une issue fatale sur cette période le plus souvent chez des sujets immunodéprimés ou des femmes enceintes. Les risques sanitaires liés au pigeon sont liés à l'hygiène élémentaires (Brugère, 2010).

Plusieurs problèmes de santé peuvent affecter le pigeon où les infections ecto, endo et hémoparasitaires jouent un rôle majeur (Marques *et al.*, 2007).

##### I.4.1.- Les endoparasites

###### I.4.1.1.- Protozoaires (coccidies) du pigeon

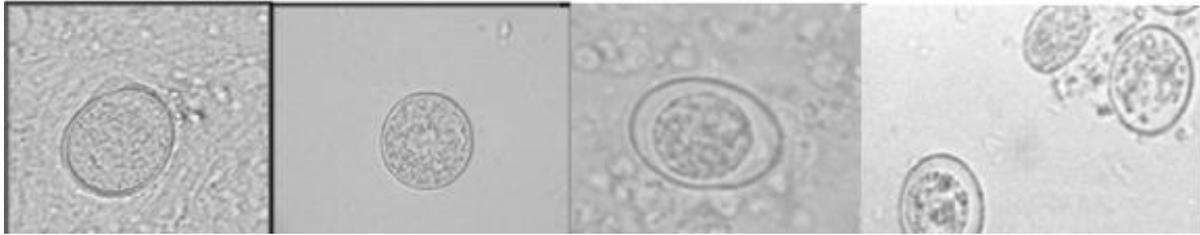
Les coccidies des colombiformes ont été décrites depuis la fin de dix-neuvième siècle et les travaux sont toujours effectués, des révisions taxonomiques détaillées en reconsidérant et organisant 18 *Eimeria spp* et deux *Isospora spp* décrit précédemment ou signalé de colombiformes (Fig.3). Parallèlement à cela une nouvelle espèce d'*Eimeria* est identifiée morphologiquement en technique de gène mitochondrial c'est *Eimeria columbinae*, s'agit de la 19<sup>ème</sup> description d'un *Eimeria* de Colombiformes dans le monde, et la deuxième à avoir une identification moléculaire des gènes (Ortúzar-Ferreira *et al.*, 2019).



**Figure 3-** Dessin (A) et microphotographies (B – E) de oocystes sporulés d'*Eimeria columbinae*, la couche interne (il) et externe (ol) de la paroi de l'oocyste, micropyle (m), résidu d'oocyste (ou), corps rétractile (rb), corps de Stieda (sb), et corps de sous-stieda (ssb) (Ortúzar-Ferreira *et al.*, 2019).

**a.- *Eimeria* :** C'est un protozoaire monoxène de la famille des Eimeriidae. Il se développe dans le tube digestif et particulièrement dans les cellules épithéliales des villosités intestinales

ou cellules de cryptes (Yvoré, 1992). La forme libre d'*Eimeria*, ou forme libre est dite oocyste (Fig.4). Celle-ci évolue en quelques jours vers la forme sporulée infectante.



**Figure 4** - oocyste non peuplé d'*Eimeria spp* (Al-Gawad *et al.*, 2012)

**b.- Isospora :** Les Isospora sont également des agents de coccidioses. Cette coccidiose est décrite sur l'ensemble des continents. Comme les *Eimeria*, les *Isospora* possèdent une grande spécificité d'hôte (Schrenzel *et al.*, 2005). La coccidiose se transmet par l'ingestion, par l'hôte, d'oocystes sporulés. La survie des oocystes de même que leur pouvoir infectieux seront favorisés par les conditions d'humidité élevées ; ils peuvent survivre plus d'une année dans le sol à l'abri du soleil. Ainsi, ils sont fréquemment rencontrés dans les basses-cours ou autour des abreuvoirs et des enclos défectueux. Les oiseaux infestés peuvent propager ou disséminer les oocystes sur de longues distances (MacDouglass *et al.*, 1997).

#### **I.4.1.2.- Les haemoproteidae**

Les hémosporeidies aviaires sont composés de protozoaires apicomplexes des genres *Plasmodium*, *Haemoproteus* et *Leucocytozoon*. Les hémosporeidies sont le groupe le plus diversifié de parasites du sang aviaire avec plusieurs centaines d'espèces infectant les oiseaux dans le monde entier (Valkiūnas, 2004). *Haemoproteus* comprend une dizaine d'espèces de parasites décrites à partir d'hôtes Columbidae (Levin *et al.*, 2012), dépendent de différents groupes de diptères comme vecteurs. Les espèces du sous-genre *Haemoproteus* sont transmises par les diptères de la famille des Hippoboscidae, tandis que les espèces du sous-genre *Parahaemoproteus* sont transmises par les moucheron piqueurs de la famille Ceratopogonidae (genre *Culicoides*) (Sol *et al.*, 2000).

Les stades sanguins des *Haemoproteus sp* (Fig. 5) sont assez visibles dans les frottis sanguins (Valkiūnas, 2004), mais la détermination des espèces est compliquée en raison du nombre limité de caractéristiques morphologiques distinctes. Plus récemment, le séquençage de l'ADN par PCR a été établi pour identifier les lignées de parasites sanguins (Fallon *et*

*al.*, 2003). Dans certains cas, les infections peuvent même être mortelles, en particulier chez les jeunes individus qui n'ont pas encore développé une réponse immunitaire adéquate (*Sol et al.*, 2003 ).

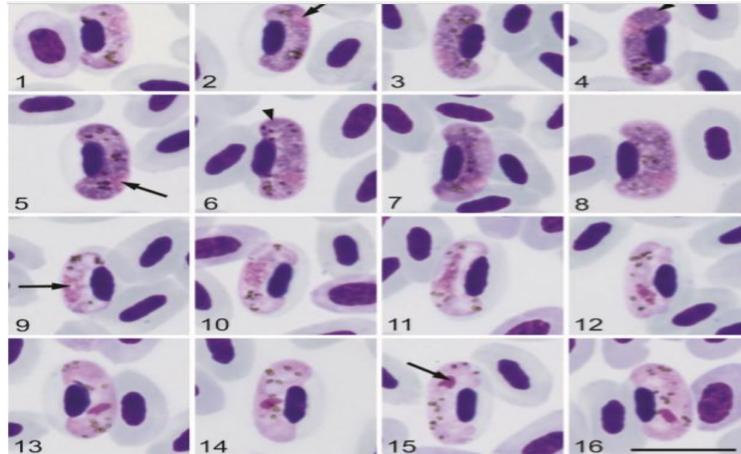


Figure 5 - - *Haemoproteus spp* (1-8) Macrogamétocytes. (9-16) Microgamétocytes. Flèches = noyaux de parasites. Frottis sanguins minces colorés au Giemsa (*Tatjana et al.*, 2011)

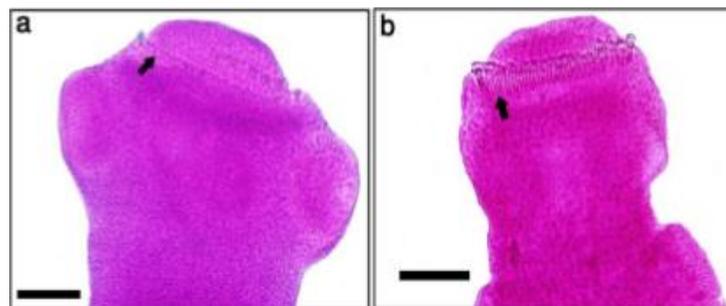
En raison de leur expansion réussie à travers le monde, les pigeons sauvages agissent comme des vecteurs pour *H. columbae* et d'autres parasites hémosporeidiens (*Nebel et al.*, 2020). Le cycle parasitaire est complexe. A chaque étape, le parasite est exposé aux moyens de défense de l'hôte. Cependant, une bonne partie du cycle est complétée à l'intérieur des cellules de l'hôte, ce qui limite l'exposition aux défenses immunitaires de celui-ci. De plus, il existe différents stades où il y a multiplication asexuée du parasite, ce qui permet d'augmenter ses chances de survie. Enfin, il semble que la rupture des érythrocytes qui libère les mérozoïtes dans le sang soit fréquemment synchronisée, ce qui conduit à la libération d'un nombre important de parasites et qui va submerger le système immunitaire de l'hôte (*Valkiūnas*, 2005).

#### I.4.1.2.- Les vers intestinaux

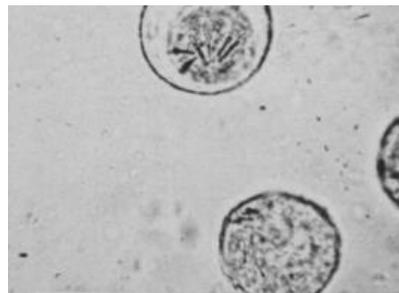
**a.- Les cestodes :** Les parasites cestoda sont les plus importants de la volaille tels que *Raillietina*, *Hymenolepis*, *Choanotaenia* et *Davainea* (*Jatoi et al.*, 2013). Le groupe *Raillietina* composé d'un grand assemblage de plus de 200 espèces connues, des parasites cestoda largement dispersés des hôtes aviaires et mammifères et présentent un large éventail de formes corporelles associations hôtes (*Jadhav et Gore*, 2004). Les Jeunes oiseaux qui sont

gravement touchés, l'infection causant des problèmes de la malnutrition qui conduit à la croissance retard et sensibilité élevée aux infections secondaires (Dede et Richards, 1998).

Les critères morphologiques utilisés pour distinguer *Raillietina* spp. comprend la taille et la forme du scolex (Fig. 6), la morphologie du rostellum (armé d'une ou deux rangées de crochets) et des ventouses (armées ou non), la position (unilatérale ou irrégulièrement alternée) et le nombre de pores génitaux par segment, et le nombre d'œufs dans chaque capsule d'œuf proglottis gravides (Khalil et al., 2006). Donc les caractères morphologiques de *Raillietina* spp. montrent des variations marquées au sein des espèces et entre elles (Al Quraishy et al., 2019).



**Figure 6 - a)** Scolex de *Raillietina echinobothrida* avec 2 rangées de crochets (flèche). **b)** Scolex de *Raillietina cesticillus* une tête en forme de piston armée de crochets (flèche) (El-dakhly et al., 2016).



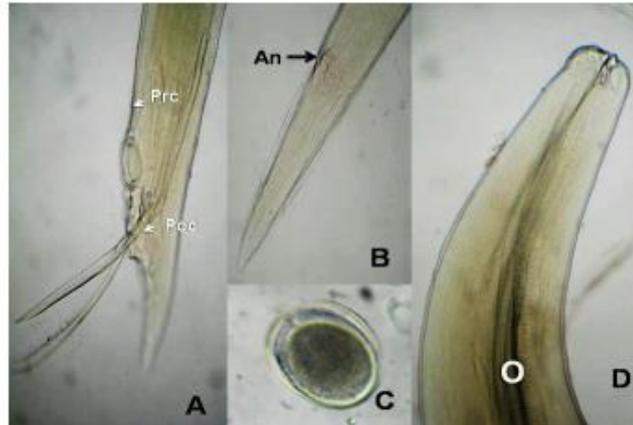
**Figure 7 - œuf du cestodes (Malcolm, 1959)**

## **b.- Les nématodes**

**Ascariidiose** : c'est une maladie qui due à *Ascaridia columbae* est l'un des parasites les plus pathogènes du pigeon sauvage et domestique *Columba livia* (Kajerova et al., 2004). Le parasite se présente sous forme d'un ver rond blanchâtre faiblement translucide, aminci à ses extrémités est caractérisé par une ouverture buccale entourée de trois lèvres trilobées. Dans chaque lèvre a deux dents triangulaires avec une structure en forme de cuillère, avec des ailes

cuticulaires latérales et de ventouses, 10 paires de papilles caudales et deux spicules (Al Quraishy *et al.*, 2019).

Les œufs étaient ovales à coque lisse et épaisse. Ils mesuraient  $60 \times 35 \mu$  (Fig. 8C) (Al Quraishy *et al.*, 2019).



**Figure 8** - *A. columbae* : A) Extrémité caudale mâle de (Prc: papilles précloacaires, Poc: papilles postcloacales); B) Extrémité et anus (An) d'une femelle; C) œuf; D) extrémité antérieure avec œsophage en forme de massue (O) (Al Quraishy *et al.*, 2019)

A l'extérieur du corps, la larve 1 se développe à l'intérieur de la coquille dans les 10 à 14 jours. Il arrive souvent que les vers de terre (par exemple, le genre *Lumbricus*) avalent de tels œufs et peuvent ainsi devenir des hôtes paraténiques. Si les œufs avec la larve 3 ou les vers de terre infectés sont ingérés par les oiseaux (Mehlhorn, 2016).

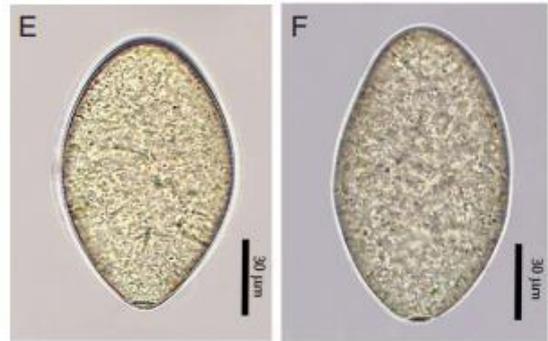
### c.- Trématodes

Les espèces d'Echinostomatidea sont des parasites intestinaux communs et largement distribués qui provoquent des maladies chez les animaux dans le monde entier (Fig. 9). Les hôtes intermédiaires comprennent les escargots, les bivalves et les poissons, tandis que les hôtes définitifs sont principalement les oiseaux et les mammifères y compris l'homme (Huffman *et al.*, 2012). Les espèces de ce genre sont d'une importance considérable en parasitologie médicale, vétérinaire et faunique (Fried, 2001). La voie orale d'infection chez les pigeons est confirmée par la consommation d'escargot qui entraînant une échinostomie grave chez les pigeons (Ledwoń *et al.*, 2016). Les mollusques ont été infesté par les formes tandis que les formes adultes de ces parasites ont été trouvées principalement chez les oiseaux (Zbikowska, 2009). Les trématodes sont la menace la plus grave parmi tous les parasites

intestinaux des pigeons bien qu'ils soient très rares chez ces espèces d'oiseaux (**Ledwoń *et al.*, 2016**). Les œufs ont un opercule petit et peu visible à l'extrémité antérieure (**Fig.10**) et les rides aboperculaires sont également petites et minuscules (**Chai *et al.*, 2018**). Par conséquent, les pigeons, en dehors des oiseaux aquatiques, peut être l'un des vecteurs potentiels de propagation de l'invasion des douves dangereux pour l'homme (**Ledwoń *et al.*, 2016**).



**Figure 9** - *Echinostoma sp* isolé d'un intesin du Pigeon *Columba livia* (**Ledwoń *et al.*, 2016**)



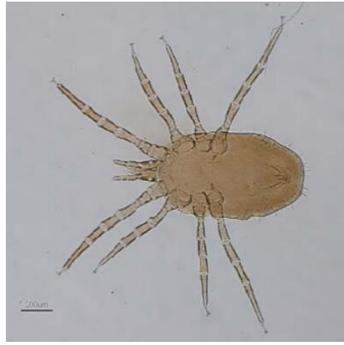
**Figure 10** - Un œuf d'Echinostomidae (**Chai *et al.*, 2018**)

#### I.4.2.- Les ectoparasites

##### I.2.2.1.- Les Acariens

Ce sont des arachnides au corps globuleux, résultant de la fusion du céphalothorax et de l'abdomen, munis de quatre paires de pattes chez les adultes et dépourvus d'ailes. (**Wangrawa, 2010**).

**a.- *Dermanyssus gallinea*** : est un acarien oval, un peu aplati plus large en arrière qu'en avant, bordé de soies courtes et écartées. L'écusson dorsal est long (**Wangrawa, 2010**). Le mâle mesure 600 µm sur 320 µm de large. Ses mandibules sont didactyles avec l'un des doigts allongés en lame aiguë et ondulée (**Fig. 11**). La femelle est plus grande, elle mesure 750 µm de long de et 400 µm de large, elle porte des mandibules en forme de stylet long et mince. (**Wangrawa, 2010**)



**Figure 11** - *Dermanyssus gallinae* mâle (Akdemir *et al.*, 2009) .

### I.2.2.2.- Les Tiques

Les tique du pigeon, *Argas reflexus* (**Fig. 12**), est l'un des ectoparasites suceurs de sang temporaires les plus courants des pigeons sauvages. Il appartient à la famille des tiques molles *Argasidae* (Walker *et al.*, 2014). Il est de couleur brunâtre, de 4–15 mm de long et de 6–7 mm de large lorsqu'il est non nourri. Il a un aspect aplati dorso-ventralement (Walker *et al.*, 2014). L'immense succès écologique de cette espèce de tique est dû à sa longue durée de vie de 7 à 10 ans et à sa capacité à vivre sans repas de sang pendant longtemps, même jusqu'à plusieurs années. (Wackernagel *et al.*, 2010).



**Figure 12** - *Argas reflexus* (Sandhu, 2019) .

En raison de la proximité immédiate de l'habitat naturel des pigeons et des humains dans les villes, les ectoparasites peuvent également provoquer des infestations chez l'homme. De tous ces éléments, la tique du pigeon est de la plus haute importance médicale en raison de son potentiel à transmettre des infections transmises par les tiques et des taux élevés de sensibilisation à sa piqûre (Rolla *et al.*, 2018).

### II.2.2.3.- Les insectes

#### a.- *Pseudolynchia canariensis*

Hippoboscid mouches (Diptères : Hippoboscoidea) vivent la plupart ou l'ensemble de stade adulte sur les plumes ou poils de leurs hôtes (DaCunha *et al.*, 2013). Les mâles et les femelles adultes de ces mouches sont des ectoparasites sanguins obligatoires des oiseaux et des mammifères. La mouche du pigeon (*Pseudolynchia canariensis*), un ectoparasite commun des pigeons et des colombes, est membre des mouches hippoboscides. La mouche du pigeon est un parasite obligatoire des oiseaux (Soulsby, 1982).

Les mouches à pigeons sont des insectes de 5 à 6 mm de long (David, 2007), aplaties dorso-ventralement brunes (Fig. 13) qui vivent parmi les plumes du corps des pigeons et des colombes. Les mouches pigeon se déplacent à travers les plumes des pigeons (Macchioni *et al.*, 2005). *Pseudolynchia canariensis* provoque une irritation chez les oiseaux infestés en particulier les jeunes oiseaux nicheurs âgés de 2 à 3 semaines provoquant des blessures douloureuses pendant le repas de sang et transmet parasites le *Haemoproteus columbae* (Hinkle et Corrigan, 2013).



**Figure 13 - *Pseudolynchia canariensis* chez *Columba livia* (G.x4,5) (Photo Messaoudi Z. ; Bendjoudi *et al.*, 2018)**

#### b.- Les poux

*Columbicola columbae* (Fig. 14), le pou de pigeon élancé se nourrit principalement des barbules des plumes, mais en plus de cela, il se nourrit également de scurf cutané, d'écailles épidermiques, de gaines de plumes en croissance, de pellicule de peau, et du

sang de l'hôte. Aucune différence liée au sexe ou au stade dans les habitudes alimentaires n'a été enregistrée. Le comportement d'accouplement sous-féminal le mâle est sous la femelle (Suneel *et al.*, 2010). La population complète dure environ 10 heures. Le pou préfère les plumes des ailes et de la queue pour la ponte. Les œufs sont généralement pondus sur la surface ventrale de la première rangée de sous-couvertures de plumes alaires (Suneel *et al.*, 2010)



**Figure 14 - *Columbicola columbae* observée sous loupe binoculaire (Gx4,5) (Photo : Marniche F., Bendjoudi *et al.* 2018).**

#### **I.4.3.- Autres maladies pathogènes des columbidés**

D'autres maladies pathogènes signalés chez le Pigeon biset on distingue :

##### **I.4.3.1.- Maladies bactériennes**

##### ➤ **Salmonellose / paratyphoïde**

L'une des maladies les plus importantes des pigeons est la paratyphoïde, causée par *Salmonella typhimurium* qui est détecté chez plus de 95% des pigeons infectés par salmonelle (Pasmans *et al.*, 2008 ; Ledwon *et al.*, 2019). Cette maladie est la plus courante infection à *Salmonella* et bien que d'autres espèces de *Salmonella* affectent les pigeons, seule *S. typhimurium* provoque constamment cette maladie (Branchu *et al.*, 2018). Cette infection

bactérienne s'est avérée adhérer à l'épithélium intestinal des pigeons, peut être transféré aux nouveau-nés via par lait de culture des femelles infectées (**Santos et al., 2020**).

➤ **Colibacillose / *Escherichia coli***

Une autre maladie importante des pigeons est la colibacillose qui est causée par une infection à *Escherichia coli*. Cette bactérie faisait partie de la flore intestinale normale des pigeons si cette bactérie peut causer des problèmes dans les performances des pigeons (**Harlin et Wade, 2009**). *E. coli* a été associée à des infections respiratoires chroniques et à 10 à 15% de ses intestins les sérotypes coliformes sont pathogènes (**Nolan et al., 2013**). Exposition de pigeons atteints de colibacillose les signes cliniques non spécifiques mais courants sont le manque d'appétit, des selles vertes visqueuses, régurgitation et mortalité des pigeonceaux (**Nolan et al., 2013**).

#### I.4.3.2.- Maladies virales

Les maladies virales les plus importants des pigeons sont causé par :

➤ **Herpès-virus du pigeon**

L'herpès-virus (Pi-HV) est l'un des virus les plus courants qui infectent les pigeons dans le monde entier (**Ehlers et al., 1999**). Columbid-herpesvirus-1 (CoHV-1), également connu sous le nom d'herpès-virus du pigeon (Pi-HV). Les infections causées par le Pi-HV a entraîné un taux de mortalité élevé chez les jeunes pigeons de 1 à 3 mois (**Zhao et al., 2015**). Des infections par PiHV ont été fréquemment signalées chez de jeunes pigeons présentant des symptômes de maladie respiratoire telle que la rhinite et peut être accompagnée d'une conjonctivite (**Freick et al., 2008**).

➤ **Paramyxovirus-1**

Le Paramyxovirus-1 (PPMV-1) a été un problème en Europe, en Amérique du Nord et dans d'autres partout dans le monde depuis longtemps (**Harlin et Wade, 2009**). Les signes typiques d'infections PPMV-1 sont des problèmes du système nerveux central tels que difficulté à ramasser se nourrit, incoordination, légère inclinaison de la tête. Fait intéressant, les pigeons atteints de PPMV-1 ne présentent pas de signes de maladie grave et la plupart d'entre eux peuvent récupérer après des soins de longue durée (**Harlin et Wade, 2009**). Les jeunes pigeons sont généralement sensibles au PPMV-1infection.l'incubation du virus à l'intérieur du corps du pigeon peut durer d'une à six semaines (**Harlin et Wade, 2009**).

# **CHAPITRE II :**

## **MATERIELS ET METHODES**

### II.1.- Présentation de la région d'étude "Larbaa"

Larbaa est une Daïra rattachée à la région de Blida, située à 15 kms à l'Est du Chef-Lieu de Wilaya de Blida. Toute la région est localisée dans la partie orientale de la plaine de la Mitidja, appelée Basse Mitidja ou Mitidja Est, bordée respectivement au nord et au Sud par deux reliefs importants : le Sahel algérois et l'Atlas Blidéen (**Fig. 15**) (**Anonyme, 2015**). La région de Larbaa est placée entre une latitude du 36°33'55" Nord et une longitude du 3°9'14" Est, avec une superficie de 150 km<sup>2</sup>. Le climat méditerranéen avec été chaud est le climat principal de cette région (**Anonyme, 2013**).

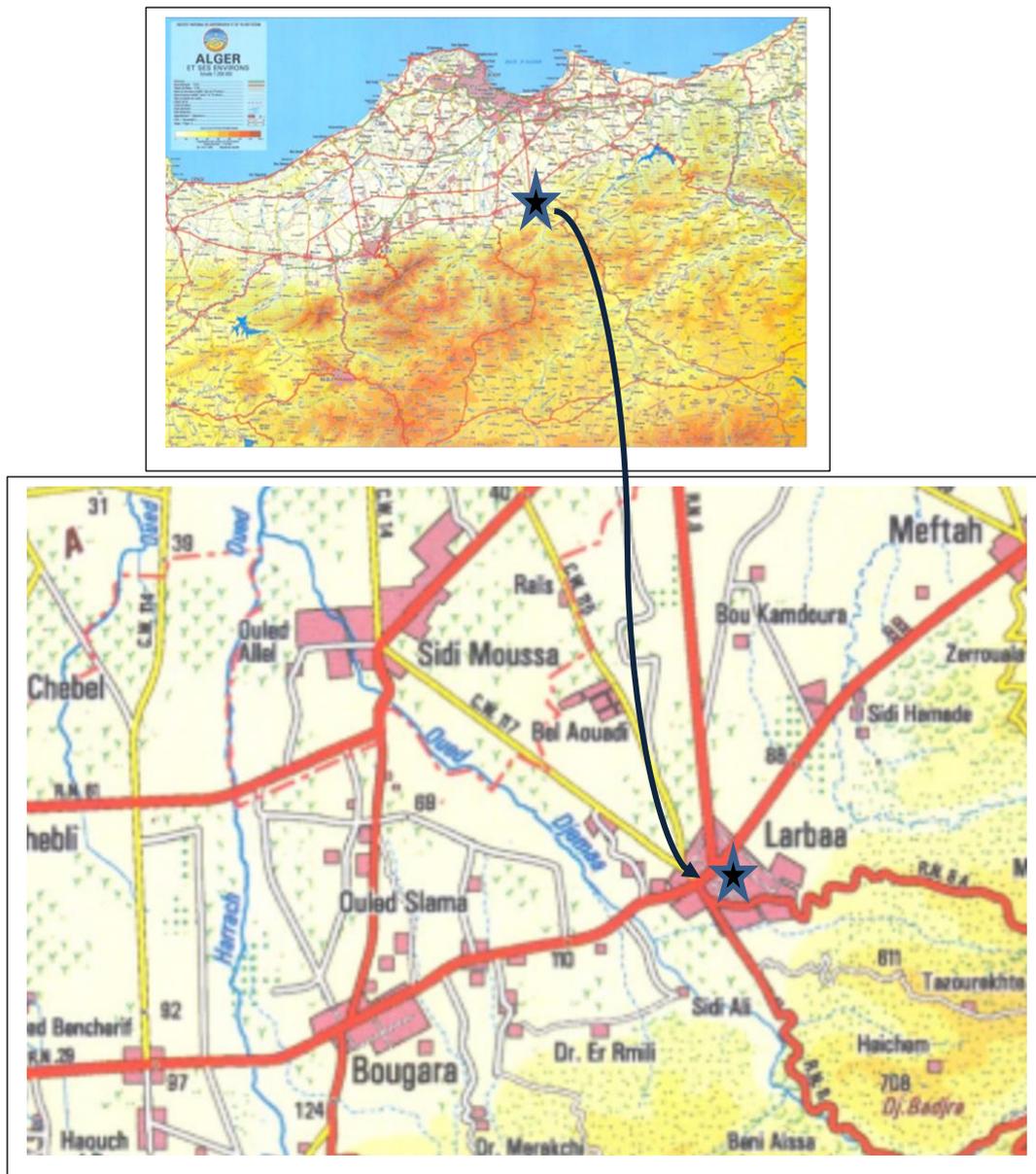


Figure 15 - Localisation de la région de Larbaa



## II.2.- Matériel du travail

### II.2.1.- Matériel biologique

Le matériel biologique utilisé dans cette étude, est un columbidé représenté par l'espèce *Columba livia* appelé communément le pigeon biset ou le pigeon des villes (**Fig. 16**).



**Figure 16** - Des individus de Pigeons bisets capturés (Photographie par Fares Amina, 2020).

La collecte des pigeons est effectuée par une méthode de piégeage de la boîte tombante avec appât de nourriture pour les attirer (**Fig. 17**).



**A** . Piège de la boîte tombante

**B**. Présence des pigeons dans le lieu de piégeage.

**Figure 17** - Collecte des spécimens (Photographie par Fares Amina, 2020).

Nous avons capturé dans la région de Larbaa au total 06 individus de pigeons durant la période allant du 09 février au 12 mars 2020.

### II.2.2.- Méthode au laboratoire

Les pigeons sont ramenés au laboratoire de zoologie à l'école nationale supérieure vétérinaire pour examinations et récupération des viscères. Nous avons procédé à des étapes suivantes :

❖ Pesée des pigeons est réalisée par une balance de précision et une balance électronique portable (**Fig. 18**). D'abord on pèse un sac en tissu vide, puis on place un pigeon dans le sac pour les peser par la suite on note les deux poids, puis on soustrait le poids du sac, pour obtenir le poids de pigeon et la 2ème méthode utilisée c'est pesé les pigeons après les avoir abattus à l'aide d'une balance de précision.



**Figure 18 - Pesé des pigeons capturés(Photographie par Fares Amina, 2020) .**

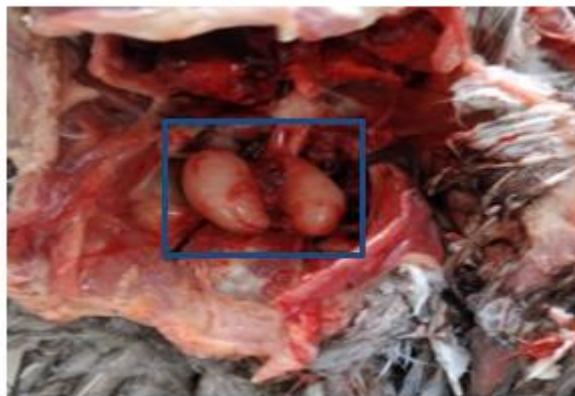
### ❖ Récupération des viscères

Pour la récupération des viscères, tous d'abord les pigeons sont égorgés et leurs sang est récupérés dans des tubes EDTA pour des frottis sanguins en suit ils sont pris pour une dissection qui nous a permis de récupérer les viscères et les analyser selon des différentes méthodes (**Fig. 19**).



**Figure 19** - Abattage des pigeons et récupération des viscères (Photographie par Fares Amina, 2020).

➤ Le sexage des spécimens est basé sur les gonades (des testicules mâles et des ovaires femelles) après la dissection tous les individus examinés sont des mâles selon l'observation de ces gonades (Fig. 20).



**Figure 20** - Testicules de mâle (Photographie par Fares Amina, 2020).

### II.2.3.- Recherche des endoparasites

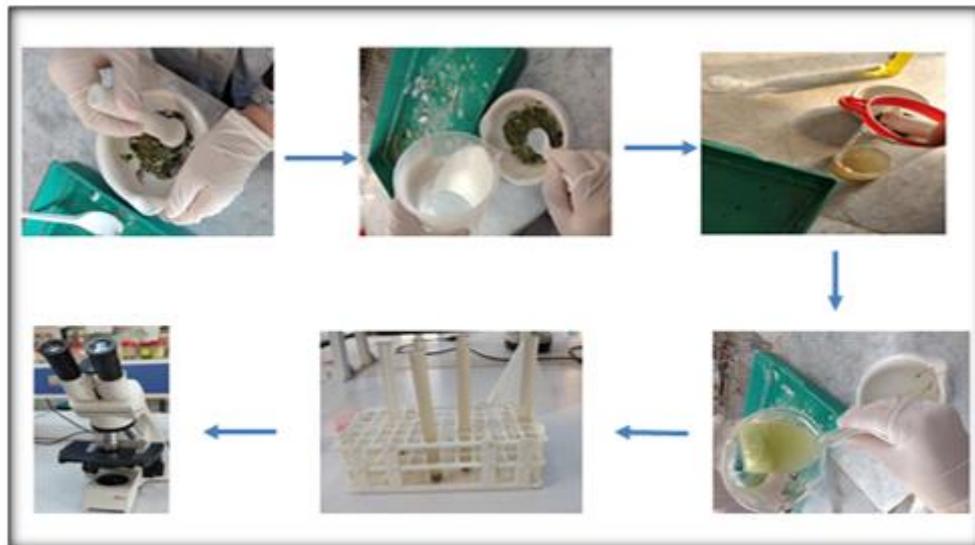
#### II.2.3.1- L'enrichissement par flottaison

L'enrichissement par flottaison consiste à concentrer les œufs des vers et les oocystes des protozoaires, il s'agit d'une technique de haut sensibilité (Bowman, 2014). La séparation des

œufs et des oocystes de la matière fécale se fait grâce à un liquide de dilution (NaCl) de forte densité qui permet la flottaison des éléments parasitaires moins dense (Zajac *et al.*, 2013).

❖ **Le protocole de la technique est donné comme suit pour la matière fécale (Fig. 21) :**

- ✓ Prendre à l'aide d'une cuillère à café 5g des fientes fraies récupérer des cages de pigeons dans une boîte de pétrie sur une balance.
- ✓ Mettre les fientes dans le mortier, ajouter 75ml de la solution NaCl et les biens mélanger, tamiser le mélange dans une passoire.
- ✓ Verser la suspension fécale tamisée dans un tube à essai.
- ✓ Recouvrir le tube avec précaution avec une lamelle porte objet.
- ✓ Laisser reposer entre 15 et 20 minutes pour éviter sa cristallisation.
- ✓ Récupérer la lamelle délicatement sur laquelle les éventuels éléments parasitaires se sont collés et la placer rapidement sur une lame.
- ✓ Observer sous microscope.

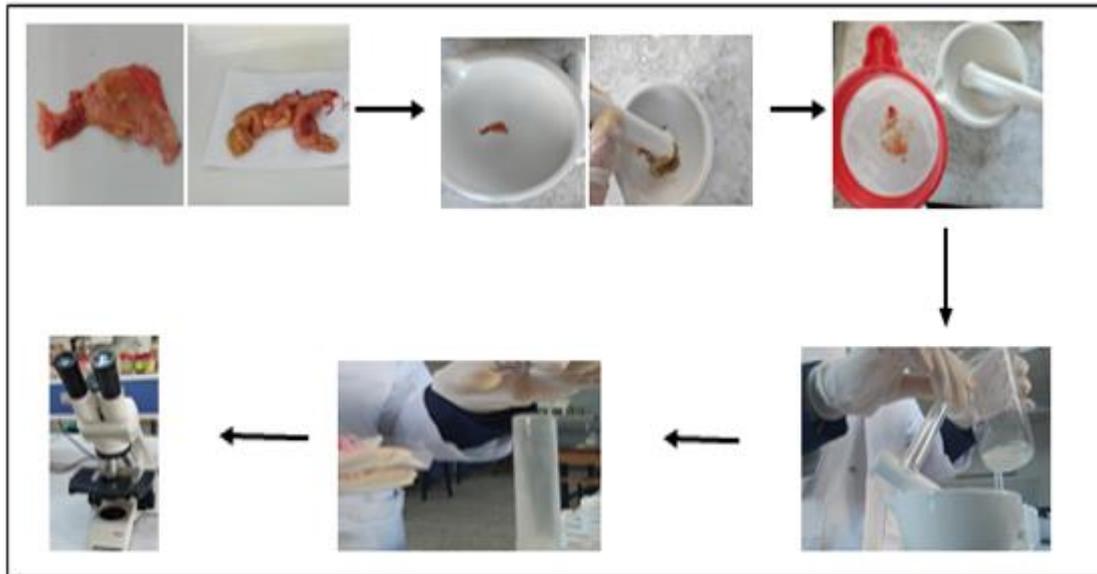


**Figure 21** - Principales étapes de la technique de flottaison des fientes (Photographie par Fares Amina, 2020).

❖ **Le protocole de la technique est donné comme suit pour la bourse de Fabricius et l'intestin des pigeons (Fig. 22) :**

- ✓ Peser l'intestin et la bourse de Fabricius à l'aide une balance à précision
- ✓ Bien écraser les organes dans le mortier et on ajoute la solution NaCl et les bien mélanger.

- ✓ Tamiser le mélange dans une passoire.
- ✓ Verser la suspension tamisée dans un tube à essai.
- ✓ Recouvrir le tube avec précaution avec une lamelle porte objet.
- ✓ Laisser reposer entre 15 et 20 minutes pour éviter sa cristallisation.
- ✓ Récupérer la lamelle délicatement sur laquelle les éventuels éléments parasitaires se sont collés et la placer rapidement sur une lame.
- ✓ Observer sous microscope.



**Figure 22** - Principales étapes de la flottaison des viscères(Photographie par Fares Amina, 2020).

### II.2.3.2- Technique de grattage intestinal

Cette technique est pour le but de détecter le scolex des vers intestinaux (critère d'identification du genre) et leurs œufs dans la muqueuse de l'intestin. Le déroulement de la technique est se fait comme suite (**Fig. 23**) :

- ✓ L'intestin est mis dans un plateau métallique et incisé sur toute la longueur et on retire les vers si on a et les conserver dans le formol 10%.
- ✓ Des profonds raclages sont effectués avec une lame portée objet.
- ✓ La muqueuse récoltée est étalée en fine couche sur des lames en verre et les fixer par le méthanol.
- ✓ Observation des lames sous microscopique optique.



**Figure 23** - Prélèvement des vers intestinaux et grattage d'intestin (Photographie par Fares Amina, 2020).

### II.2.3.3- Technique des prélèvements histologiques

Des prélèvements de 5 mm à 1 cm des intestins de foie et de cœur et poumon ont été réalisés (Fig. 24) et fixés dans du formol à 10% pendant 24 heures puis on a suivi le protocole suivant :



**Figure 24** - Prélèvement des organes (Photographie par Fares Amina, 2020).

### ✚ Déshydratation

C'est un passage successif dans différents bains d'alcool de concentration croissante (Fig. 25) :

- 70° pendant 45 min.
- 90° pendant 45 min.
- 95° pendant 45 min.
- 100° pendant 45 min est un 2<sup>ème</sup> bain de 100° pendant 1h.



**Figure 25** - Passage des bains alcoolique(Photographie par Fares Amina, 2020)..

#### ✚ Éclaircissement

Dans du toluène. Par le passage du prélèvement dans deux bains de toluène successive le premier en 45 min et de 60 min pour le 2<sup>ème</sup> afin de bien éliminer les traces d'alcool absolu (Fig. 26).



**Figure 26** - Passage de toluène (Photographie par Fares Amina, 2020).

### ✚ Imprégnation en paraffine

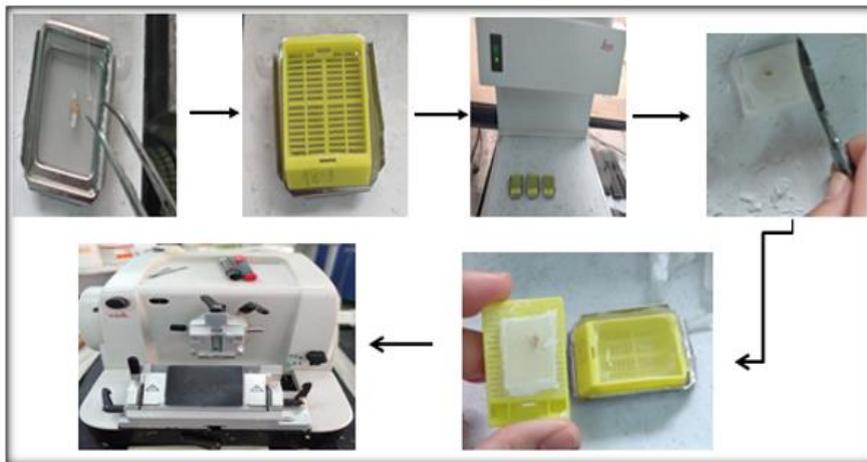
Elle a pour but de permettre la réalisation de coupes fines et régulières. Le milieu d'inclusion utilisé est la paraffine (résine blanche opaque). Le prélèvement baigne dans la paraffine fondue (chauffée à 60°C pendant 4h dans une étuve) (Fig. 27) et qui infiltre alors toutes les cellules.



**Figure 27**– Imprégnation en paraffine (Photographie par Fares Amina, 2020).

### ✚ Inclusion

On coule la paraffine liquide dans un petit moule en métal « Barres de Leuckart ». Après refroidissement sur une plaque refroidissante pendant 1 heure, on se trouve alors en présence d'un bloc de paraffine dur, à l'intérieur duquel la pièce prélevée est rigide en présence de paraffine solide prête à couper (Fig. 28).

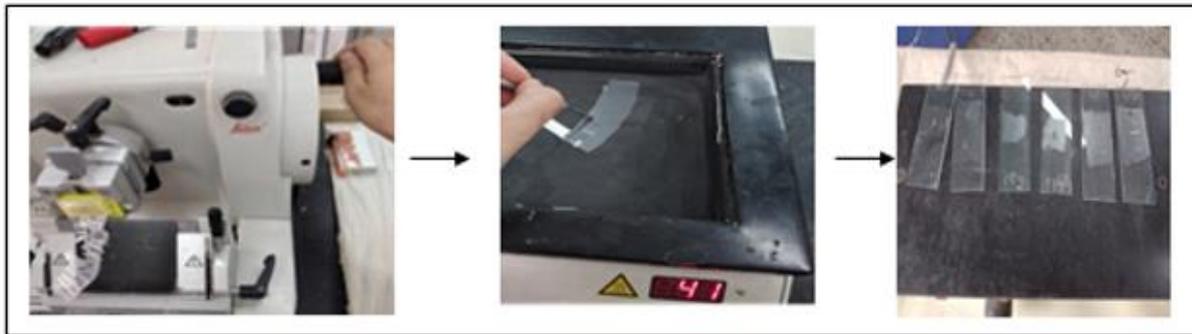


**Figure 28** - La mise des prélèvements en bloc de paraffine (Photographie par Fares Amina, 2020).

### ✚ Confection des coupes histologiques

Le passage du bloc de paraffine dans un microtome permet de réaliser des sections de 3  $\mu\text{m}$  disposées en séries régulières sous forme d'un ruban la confection des coupes histologiques comporte :

L'étalement de ruban de paraffine dans un bain de l'eau albumineuse de 41°C et on prend une partie de ruban avec une lame de verre et les plaçant sur une plaque chauffante, puis en inclinant les lames pour les séchant par un papier buvard et les mettre sur une plaque chauffante pendant une heure (**Fig. 29**).



**Figure 29** - La confection des coupes histologiques (**Photographie par Fares Amina, 2020**).

### ✚ Coloration HEMALUN EOSINE

Le principe c'est la coloration des noyaux par une laque d'hématoxyline de Mayer (violet foncé), et le fonds par un seul colorant acide : l'éosine (rose pâle) (**Fig. 30**).

- Les réactifs utilisés sont : \* Hématoxyline de Mayer.  
\* Eosine à 1.5% ED.

#### ▪ **Mode opératoire :**

##### **1. Déparaffiner :**

- 5 min xylène.
- 7 min xylène.

##### **2. Hydrater :**

- Alcool 100° Pendants 60 s.
- Alcool 90° Pendants 60 s.
- Alcool 70° Pendants 60 s.
- Eau distillé Pendants 3 min (plusieurs bains).

**3. Coloration :**

- L'hématine pendants 20 s.
- Laver pendants 3min dans des différents bains d'eau.
- Colorer pendants 6min à l'éosine.
- Rinçage (rapide) à l'eau distillé.

**4. Déshydrater :**

- Alcool 70° pendants 30s à agitation.
- Alcool 90° pendants 60s à agitation.
- Alcool 100° pendants 60s à agitation.

**5. Eclaircir :**

- 2 bains de xylène (ou toluène) 5 min pour chaque bain.

**6. Monter :**

- Résine (Eukitt)



**Figure 30** - Coloration des coupes histologiques (Photographie par Fares Amina, 2020).

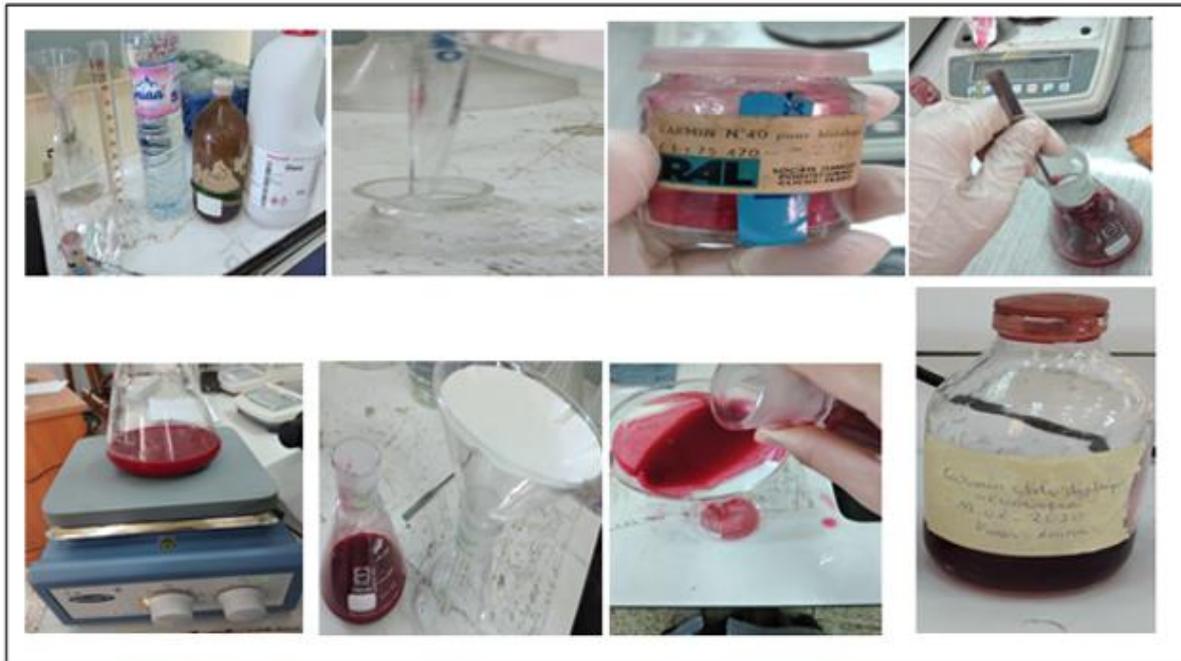
### II.2.3.4- Préparation des vers intestinaux : Cas des Cestodes

#### II.2.3.4.1- Préparation de carmin chlorhydrique alcoolique

La préparation des vers a été initialisé par la préparation de colorant utilisé le "Carmin chlorhydrique alcoolique" (Fig. 31) :

- 50 ml d'alcool à 70°.
- Quatre gouttes d'acide chlorhydrique.
- 0.5 g de carmin en poudre.

On agite les ingrédients sur une plaque chauffante à agitateur magnétique pendant 10 min après refroidissement on filtre le mélange et on conserve le filtra dans une bouteille à verre propre et bien fermé

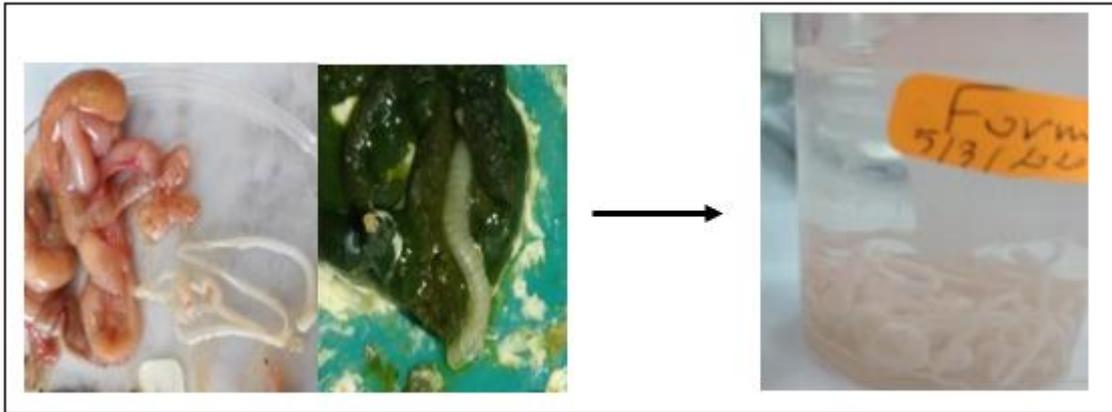


**Figure 31** - Préparation de carmin chlorhydrique alcoolique (Photographie par Fares Amina, 2020).

#### II.2.3.4.2- Coloration au carmin chlorhydrique alcoolique

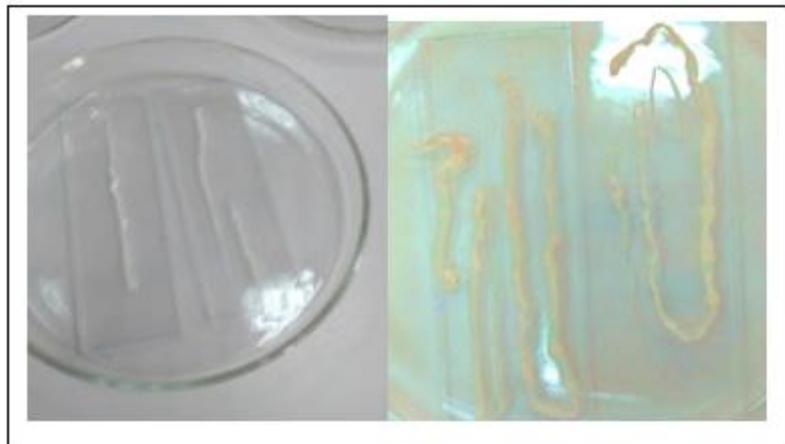
Notre méthode comporte après prélèvement des échantillons des fientes et de l'intestin des pigeons, pour chaque ver entier les opérations successives suivantes (Fig. 32) :

- ✓ Fixation au formol a 10% 24h. (Fig. 32)



**Figure 32** – Prélèvement et fixation des cestodes (Photographie par Fares Amina, 2020).

- ✓ Etalement de fragments de strobile sur des lames en verre mise dans des boîte pétri en verre (pour empêcher la rétraction du ver) (Fig. 33)



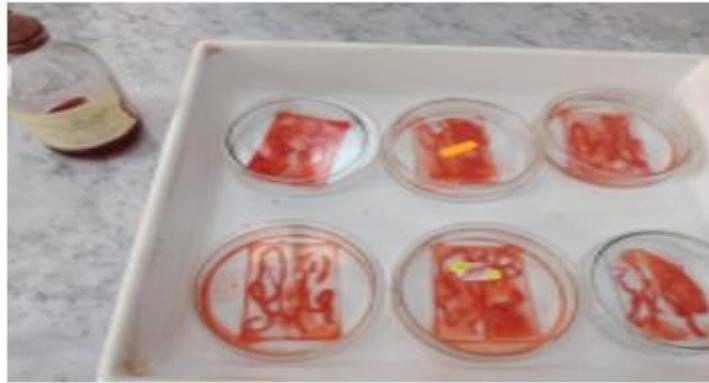
**Figure 33** – Etalement des vers (Photographie par Fares Amina, 2020).

- ✓ Décalcification dans un bain d'eau distillée additionnée d'acide acétique, dans les proportions ½ - ½ 24 heures (Fig. 34).



**Figure 34** - Décalcification des échantillons (Photographie par Fares Amina, 2020).

- ✓ Rinçage à l'eau de robinet jusqu'à la décoloration complète pendant 1h.
- ✓ Coloration au carmin chlorhydrique alcoolique 24h (**Fig. 35**).



**Figure 35** - Coloration au carmin chlorhydrique alcoolique (Photographie par Fares Amina, 2020).

- ✓ Rinçage à l'alcool 70° pendant 10 mn.
- ✓ Différenciation par l'alcool 80° contenant 0,5% d'acide chlorhydrique pendant 30 mn (ce bain permet aussi d'enlever l'excès de colorant. On devra donc observer de temps en temps le matériel pour s'assurer que la décoloration n'est pas excessive. Si le ver est trop décoloré, il faut refaire la coloration) (**Fig. 36**).



**Figure 36** - Décoloration des échantillons (Photographie par Fares Amina, 2020).

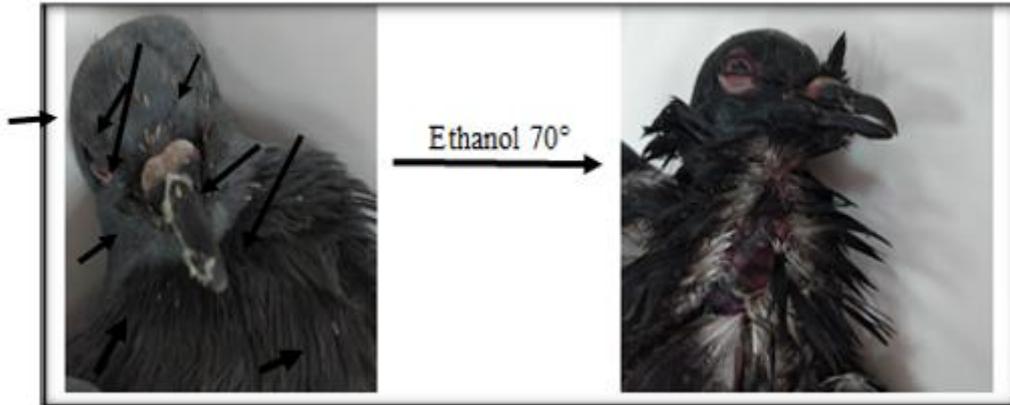
- ✓ Déshydratation à l'alcool 95° (ou à l'acétone) pendant 30 mn.
- ✓ Eclaircissement au toluène 1 à 2 mn.
- ✓ Montage dans la glycérine (conservation dans l'étuve à 37° pendant une semaine) ou montage rapide dans la résine (**Fig. 37**).



**Figure 37-** Montage des vers (Photographie par Fares Amina, 2020).

#### II.2.4.- Recherche des ectoparasites

Le prélèvement des ectoparasites a été réalisé à l'aide d'une pince précise et lors d'une infestation agressive des ectoparasites tout le cadavre a été mouillé par l'éthanol 70° puis les prélever avec une pince (Fig. 38).



**Figure 38 -** Infestation des poux , Flèche = poux (Photographie par Fares Amina, 2020).

Les ectoparasites ont été prélever aussi après l'examinassions des plumes sous une loupe binoculaire. Tous les ectoparasites collectés ont été conservés dans l'alcool éthylique 70° pour l'identification (Fig. 39).



**Figure 39** - Prélèvement des ectoparasites , Flèche = poux (**Photographie par Fares Amina, 2020**).

#### ❖ Identification des ectoparasites

Après avoir conservé les ectoparasites dans des piluliers étiquetés, l'identification sous loupe binoculaire ou microscope optique ( $\times 10$ ,  $\times 40$  et  $\times 100$ ) a été réalisée selon des clés de déterminations de **Price *et al.* (2003)**, **Naz *et al.* (2012)** et sous l'assistance du Pr. MARNICHE F. à l'école nationale supérieure vétérinaire d'El Alia, Alger.

#### II.2.5.- Recherche des hémoparasites

Le sang est prélevé par ponction dans la veine alaire à l'aide d'une seringue d'insuline (**Bahrami *et al.*, 2012**). D'abord il faut découvrir la veine en arrachant les plumes de la face ventrale de la région de l'humérus à l'endroit où la veine est bien visible et on enfonce l'aiguille dans le sens opposé à celui du sang circulant, ensuite aspirer. Le sang prélevé a été mis directement sur des lames en verre à fin de réaliser des frottis sanguins pour la recherche des hémoparasites (**Fig. 40**).

-L'égorgeage des pigeons nous a permis aussi de récupérer le sang dans des tubes EDTA pour réaliser des frottis sanguins.



**Figure 40** - Prélèvement et récupération de sang (Photographie par Fares Amina, 2020).

#### ❖ **Réalisation du frottis sanguin**

Un frottis sanguin a été réalisé en double pour chaque pigeon examiné, à partir d'une goutte de sang pour la recherche des hémoparasites par une technique de coloration rapide du kit RAL555 (**Fig. 41**). Chaque lame a été examinée au microscope au grossissement (X100) avec huile d'immersion.

##### ➤ **Matériel utilisé**

- ✚ Des lames
- ✚ Kit RAL 555 (Fixateur, Eosine, Bleu)
- ✚ Eau de robinet

##### ➤ **Protocole**

- Déposer une goutte de sang à l'extrémité de la lame 01 ;
- Tenir une deuxième lame par les côtés et l'incliner à 45 ° contre la goutte de sang posé sur la lame 01 ;
- Glisser la lame 02 rapidement sur toute la longueur de la lame 01 de façon à étaler le sang ;
- Fixer le frottis avant la coloration à l'aide de MGG fixateur en recouvrant entièrement la lame par le fixateur RAL 555 pendant 2 minutes ;
- Plonger la lame 5 fois dans le flacon de L'EOSINE RAL 555 ;
- Rincer avec l'eau tamponnée,
- Plonger la lame 5 fois dans le flacon de BLEU RAL 555 ;

- Rincez avec l'eau de robinet.

- Laisser sécher.



**Figure 41** - Préparation des frottis sanguins (Photographie par Fares Amina, 2020).

### II.3.- Exploitation des résultats par des méthodes par utilisation des indices écologique

Les espèces notées sont traitées d'abord par les indices écologiques de compositions par une méthode statistique.

#### II.3.1.- Indices écologique de compositions

Les indices écologiques de compositions utilisés lors de notre expérimentation sont les richesses totales et moyennes, l'abondance relatives (AR%) et la fréquence d'occurrence (F.O%).

##### II.3.1.1.- Richesse totale (S)

D'après **RAMADE (1985)**, la richesse est l'un des paramètres fondamentaux caractéristique d'un peuplement. C'est le nombre total des espèces que comporte le peuplement pris en considération dans un écosystème (**RAMADE, 2009**).

##### II.3.1.2.- Richesse moyenne (S<sub>m</sub>)

D'après **BLONDEL (1979)**, la richesse moyenne est le nombre moyen d'espèces contactés à chaque relevé.

$$S_m = na/N$$

- S<sub>m</sub> : Richesse spécifique moyenne
- na : La somme de nombre d'apparition d'espèce a

- N : nombre total de relevés

### II.3.1.3.- Abondance relative A.R. (%) ou fréquence centésimale F(%)

L'abondance relative d'une espèce est le nombre des individus de cette espèce par rapport au nombre total des individus de toutes les espèces contenues dans le même prélèvement (**BIGOT et BODOT, 1972**). **FAURIE et al. (1984)** signalent que l'abondance relative s'exprime en pourcentage (%) par la formule suivante :

$$AR (\%) = ni * 100 / N$$

- **A.R. (%)** : abondance relative exprimé en pourcentage.
- **N** : nombre total des individus de toutes les espèces présentes.
- **ni** : nombre total des individus d'une espèce i prise en considération

### II.3.2.- Utilisation une méthode statistique : 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.3.2.1.- La prévalence (P)

La prévalence exprimée en pourcentage, le rapport entre le nombre d'individus d'une espèce hôte infestée par une espèce parasite et le nombre total d'hôtes examinés. Les termes " espèce dominante" (prévalence > 50%), "espèce satellite" (15 prévalences 50%), "espèce rare" (prévalence < 15%), ont été définis selon (**VALTONEN et al., 1997**).

#### II.3.2.2.- L'intensité moyenne (IM)

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 < 15 : intensité moyenne très faible,
- 15 < IM 50 : intensité moyenne faible,
- 50 < IM 100 : intensité moyenne est moyenne,
- IM > 100 : intensité moyenne élevée.

**CHAPITRE III :**  
**RESULTATS**  
**ET**  
**DISCUSSION**

Ce chapitre expose les résultats obtenus qui seront exploités par des indices écologiques et des tests statistiques après l'analyse de 06 individus de pigeons biset capturé entre le 09 février et 12 mars 2020 qui vont être discutée par des travaux ultérieurs.

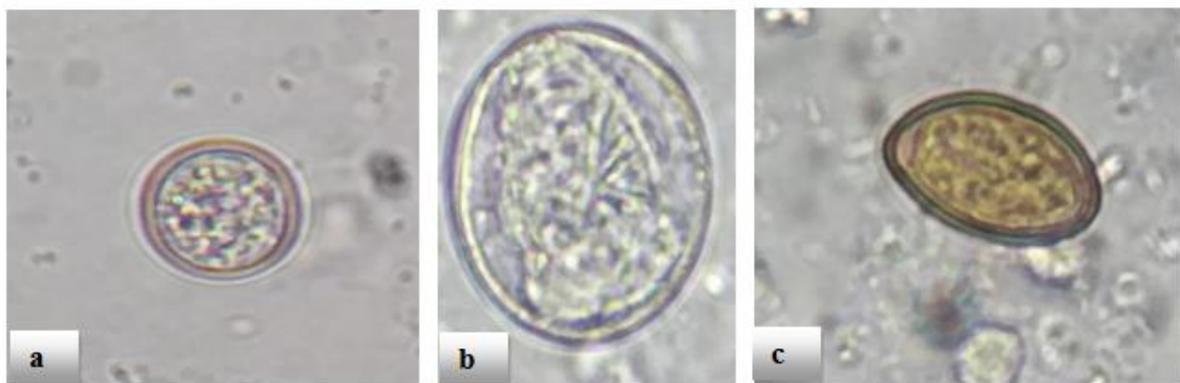
### III.- Résultat

#### III.1.- Résultat des endoparasites

Cette partie regroupe les résultats d'analyse sur les endoparasites concernent aussi bien le grattage intestinal, flottation, coupe histologique, et la coloration des cestodes au carmin chlorhydrique alcoolique. Les données obtenues sont rapportées comme suit :

##### III.1.1- Les résultats de la flottation des fientes

Les résultats sont nettement présentés dans les figures suivantes :



**Figure 42** – Endoparasites intestinaux rencontrés dans les fientes des pigeons bisets par la méthode de Flottaison (**Photographie par Fares Amina, 2020**).

**a.** *Eimeria* sp.(Œuf) (G : x40) ;**b.** *Raillietina* spp. (Œuf) G : x40;**c.** *Echinostomatidae* (Œuf) G : x40.

Les observations microscopiques nous montrent clairement des œufs d'*Eimeria* sp., des œufs de *Raillietina* sp. et des œufs appartient à la famille d'*Echinostomatidae* trouvés chez le Pigeon biset (**Fig.42 a, b et c**).

Les résultats de la recherche des endoparasites par la technique de flottation sont développés dans le tableau 01.

**Tableau 1** : Inventaire des endoparasites trouvés chez les 06 pigeons capturés.

Phylum	Classe	Espèce	Etat	Nombre
Protozoaires	Sporozoasida	<i>Eimeria</i> sp	Œuf	342
Plathelminthes	Cestoda	<i>Raillietina</i> sp	Œuf	513
	Trematoda	<i>Echinostoma</i> sp	Œuf	40
<b>S=02</b>	<b>S=03</b>	<b>S=3</b>	<b>Total</b>	<b>895</b>

D'après le tableau n°01, nous remarquons que le phylum des plathelminthes domine suivi par les protozoaires, le total des parasites identifiés est de 03. Par rapport aux effectifs des parasites, on note la forte présence des œufs de *Raillietina* sp (N=513), suivi par les œufs d'*Eimeria* avec un effectif de 342, on cite aussi l'observation des œufs d'*Echinostoma* spp avec un effectif de 40 individus.

### III.1.2.- Exploitation des résultats par les indices écologiques de compositions et test statistiques

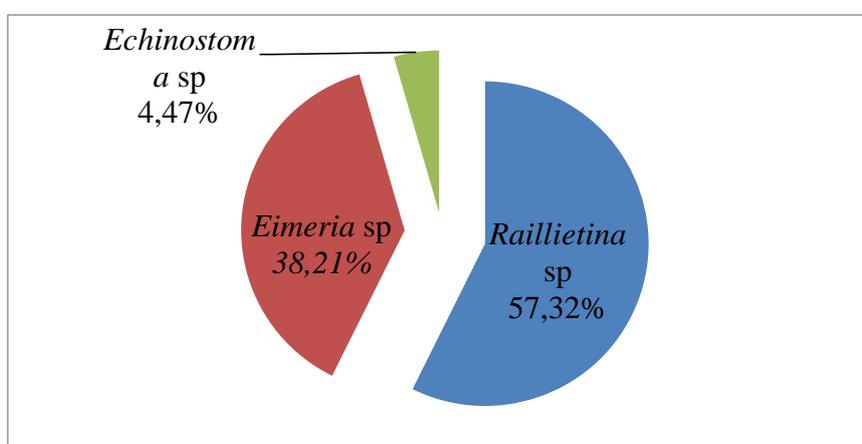
#### III.1.2.1.- Richesse et abondance relatives des endoparasites trouvés

Les résultats sont exposés dans le tableau 02.

Tableau 2 - Richesse totale (S) et moyenne (sm) et abondance relative (AR %) des parasites trouvés par la technique de flottation chez les 06 pigeons biset

Phylum	Classe	Espèce	Etat	Ni	AR%
Protozoaires	Sporozoasida	<i>Eimeria</i> sp	Œuf	342	38,21
Plathelminthes	Cestoda	<i>Raillietina</i> sp	Œuf	513	57,32
	Trematoda	<i>Echinostoma</i> sp	Œuf	40	4,47
<b>S=02</b>	<b>S=03</b>	<b>S=3</b>	<b>Total</b>	<b>895</b>	<b>100</b>

Le tableau 02 montre que le phylum le plus représentée est celles des plathelminthes avec 61,79% traduit par une abondance relative élevée d'œuf des cestodes représentés par l'espèce *Raillietina* sp avec un pourcentage de 57,32%. Les œufs des protozoaires représentés par les *Eimeria* sp ont une abondance relative de 38,21%. Par contre les trématodes sont représentés par la famille d'Echinostomatidae et l'espèce *Echinostoma* sp avec une abondance relative de 4,47 % (**Fig. 43**).



**Figure 43** - Spectre des endoparasites retrouvés dans les fientes des pigeons biset par la technique de flottation

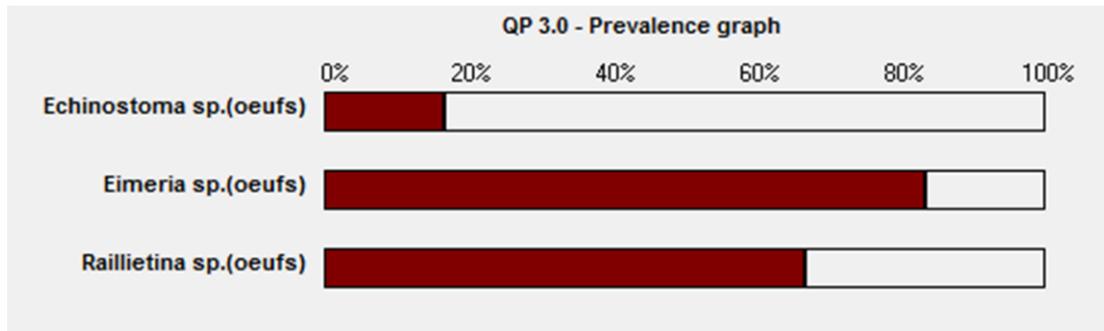
### III.1.2.2.- Exploitation des résultats par une méthode statistique

Les méthodes d'analyses statistiques des endoparasites utilisées sont la prévalence et l'intensité moyenne. Ces tests ont été réalisés à l'aide du logiciel Quantitative Parasitology V 3.0. (**Rozsa et al., 2000**). Les résultats des indices parasitaires dans développés dans le tableau 03 et la figure 44.

**Tableau 3** - Prévalence, intensité et taux d'infestations des individus pour chaque espèce d'endoparasite

Espèces	Etat de l'hôte		Prévalence%	Catégorie	Intensité	
	Total	Infesté			Moyenne	Catégorie
<i>Echinostoma</i> sp (Œuf)	06	01	16,66	Satellite	1.00	Très faible
<i>Eimeria</i> sp (Œuf)	06	05	83,33	Dominante	1.00	Très faible
<i>Raillietina</i> sp (Œuf)	06	04	66,66	Dominante	1.00	Très faible

Nous remarquons que sur un total de 06 individus de pigeons biset capturés une prévalence de 83,33 % est infestée par une coccidie d'espèce *Eimeria* sp (Œuf). Suivi par cestode *Raillietina* sp (Œuf) avec un taux d'infestation de 66,66%. Enfin *Echinostoma* sp (Œuf) avec un taux d'infestation égale à 16,66 %. Les espèces les plus dominantes retrouvées sont *Eimeria* sp (Œuf). Et *Raillietina* sp (Œuf). Tandis que les classes dites satellite est enregistré pour le trématode *Echinostoma* sp (Œuf) (**Tab.3**). En ce qui concerne l'intensité moyenne, elle est de 1,00 (très faible) pour *Eimeria* sp (Œuf), *Raillietina* sp (Œuf) et *Echinostoma* sp (Œuf) (**Fig. 44**).



**Figure 44** - Prévalence des endoparasites trouvés par la technique de flottation (Quantitative Parasitology V 3.0.).

- ✚ A propos la flottaison des viscères les formes parasitaires sont totalement absentes dans les organes analysés .

### III.1.2- Les résultat de grattage intestinal

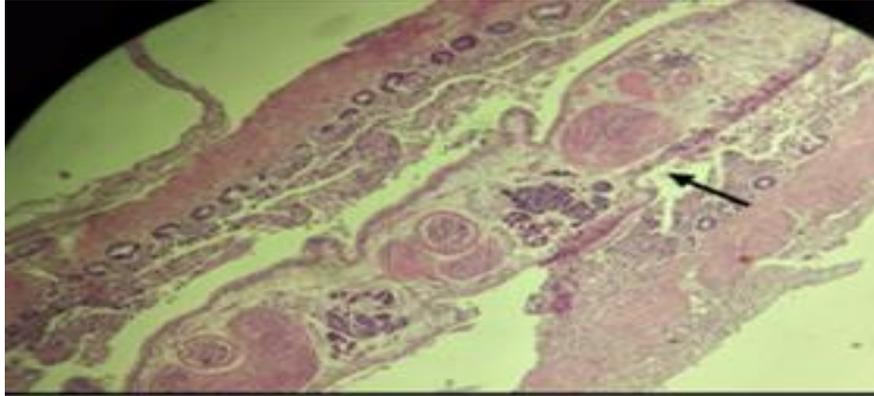
Le grattage montre clairement les formes adultes des cestodes (**Fig. 45**), ainsi que les coupes histologiques des intestins (**Fig. 46**) montre aussi la présence des cestodes et la méthode de coloration au carmin chlorhydrique alcoolique permet de confirmer les espèces des cestodes adultes prélevés par l'observation de leur scolex (**Fig. 47,48**).



**Figure 45** - Fragment des cestodes observé sous microscope optique G x40 (Photographie par Fares Amina, 2020).

### III.1.3.- Résultat des coupes histologiques

Les coupes histologiques des intestins confirment la présence des formes parasitaire représenté par les cestodes adultes (**Fig. 46**). Tandis que les coupes histologiques de cœur, foie, poumons et la Bourse de Fabricius révèle un résultat négative par rapport à la présence des formes parasites au niveau des tissus .



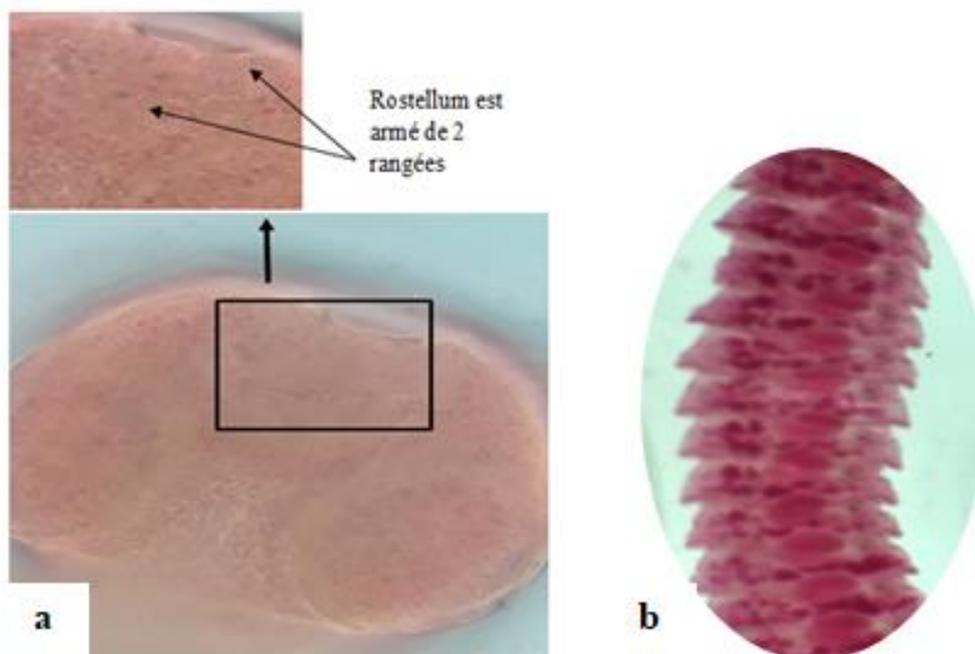
**Figure 46** - observation des coupes histologique de l'intestin des pigeons biset sous microscope optique G x 40. Flèche = proglottis mûrs de cestode (**Photographie par Fares Amina, 2020**).

### III.1.4.- Résultat de la coloration au carmin chlorhydrique alcoolique (montage des vers)

Le montage des vers montre la présence de 02 espèces de cestodes selon le tableau n°04 qui sont identifiés d'après la forme de scolex et le nombre de rangé de rostellum (**Fig. 47, 48**).



**Figure 47**- Scolex de *Raillietina cesticillus* vue au microscope optique G x 100(Tête en forme de piston, flèche = armé de croche) (**Photographie par Fares Amina, 2020**).



**Figure 48** - *Raillietina echinobothrida* vue au microscope optique G x 100 (a. Scolex, b. Proglottis ) (Photographie par Fares Amina, 2020).

#### III.1.4.1.- Richesse et abondance relatives des espèces de cestodes adultes

Les résultats sont placés dans le tableau 4.

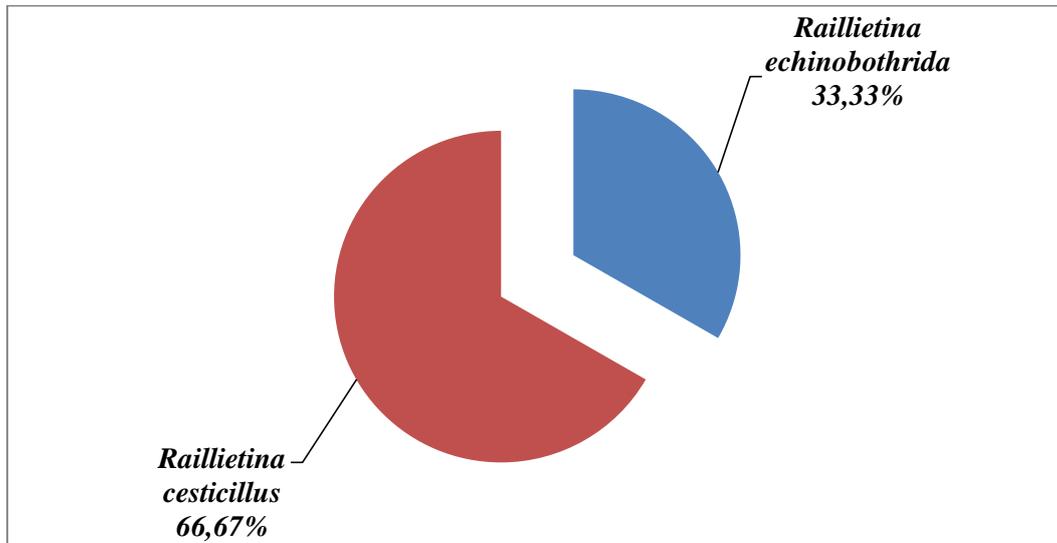
**Tableau 4** - Richesse totale (S) et moyenne (sm) et abondance relative (AR %) des espèces de Cestodes adultes trouvés chez les pigeons bisets capturés à Larbaa

Phylum	Classe	Espèce	Etat	Ni	AR%
Plathelminthes	Cestoda	<i>Raillietina echinobothrida</i>	Adulte	02	33,33
		<i>Raillietina cesticillus</i>	Adulte	04	66,67
<b>S=01</b>	<b>S=01</b>	<b>S=02</b>	<b>Total</b>	<b>06</b>	<b>100</b>

Ni : nombre d'individus ; AR% : abondance relative en % .

Le tableau 04 traduit une abondance relative élevée pour l'espèce *Raillietina cesticillus* avec un pourcentage de 66,67%, et 33,33% pour *Raillietina echinobothrida*. La richesse totale est de deux espèces. (Fig.49)

Le spectre des espèces de cestodes adultes est représenté comme suite :



**Figure 49** - Spectre des espèces de cestodes adultes trouvés chez le pigeon biset

### III.1.5.- Les faux parasites et les formes trompeuses

Au sein de notre travail nous avons remarqué des formes qui pouvaient nous induire en erreur parmi eux, on a : Des fragments de végétaux, des cristaux, des acariens et des grains de pollen.



**Figure 50** - Les formes trompeuses retrouvées A= fragments de végétaux, B = cristaux, C, E = grains de pollen, D = Acarien (Photographie par Fares Amina, 2020).

### III.2.- Résultat des ectoparasites collectés chez les pigeons bisets de la région de Larbaa

Les ectoparasites récoltés sur 06 pigeons biset sont représentés par les poux.

#### III.2.1.- Liste systématique des espèces de poux trouvées sur les pigeons bisets capturées dans la région de Larbaa.

Les espèces d'ectoparasites sont identifiées et les résultats sont placés dans le tableau n°5.

**Tableau 5** - Liste systématique d'espèces de poux collectés sur les pigeons bisets.

Classe	Non commun	ordres	Familles	Espèces
Insecta	Poux	Phthiraptera	Philopteridae	<i>Columbicola columbae</i>
				<i>Campanulotes compar</i>
			Menoponidae	<i>Quateia siamensis</i>
<b>S = 1</b>	<b>1</b>	<b>1</b>	<b>2</b>	<b>3</b>

S : Richesse totale

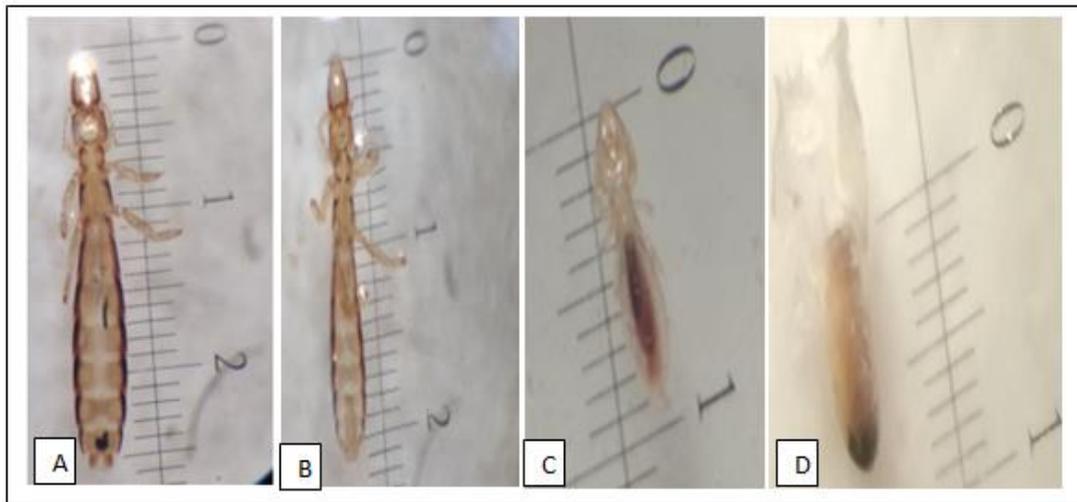
Le tableau 5 montre la présence d'une seule classe, un seul ordre, avec 02 familles à savoir les Philopteridae (*Columbicola columbae* ; *Campanulotes compar*) et les Menoponidae (*Quateia siamensis*). Elles sont décrites comme suite (Fig. 51, 52 et 53) :



**Figure 51** - *Campanulotes compar* observée sous loupe binoculaire (G X 4,5) ♀ (à gauche) et ♂ (au milieu) , nymphe (droite) (Photographie par Fares Amina, 2020).



**Figure 52** - Nympe de *Quateia siamensis* observée sous loupe binoculaire (G X 4,5) (Photographie par Fares Amina, 2020).



**Figure 53** - *Columbicola columbae* observe sous loupe binoculaire (G X 4,5) ♀ (A) , ♂ (B), nympe (C) et lente (D) (Photographie par Fares Amina, 2020).

### III.2.2.- Richesse et abondance relatives des ectoparasites prélevés sur les pigeons bisets

Les résultats sont mentionnés dans le tableau n°06.

**Tableau 6** - Richesse totale (S) et moyenne (sm) et abondance relative (AR %) des espèces des ectoparasites trouvés chez les pigeons bisets.

Classe	Ordre	Espèce	Ni	AR%
Insecte	Phetirapetra	<i>Columbicola columbae</i>	142	53,58
		<i>Campanulotes compar.</i>	122	46,03
		<i>Quateia siamensis.</i>	01	0,37
<b>S = 01</b>	<b>01</b>	<b>03</b>	<b>265</b>	<b>100</b>

Ni : nombre d'individus ; AR% abondance relative en % .

Le tableau 06 traduit une abondance relative élevée de *Columbicola columbae* avec un

pourcentage de 53,58%. Suivie par *Campanulotes compar* avec 46,03% et enfin 0,37% seulement pour *Quateia siamensis*.

Le spectre des espèces des ectoparasite prélevé sur les pigeons bisets est représenté comme suite (Fig. 54) :

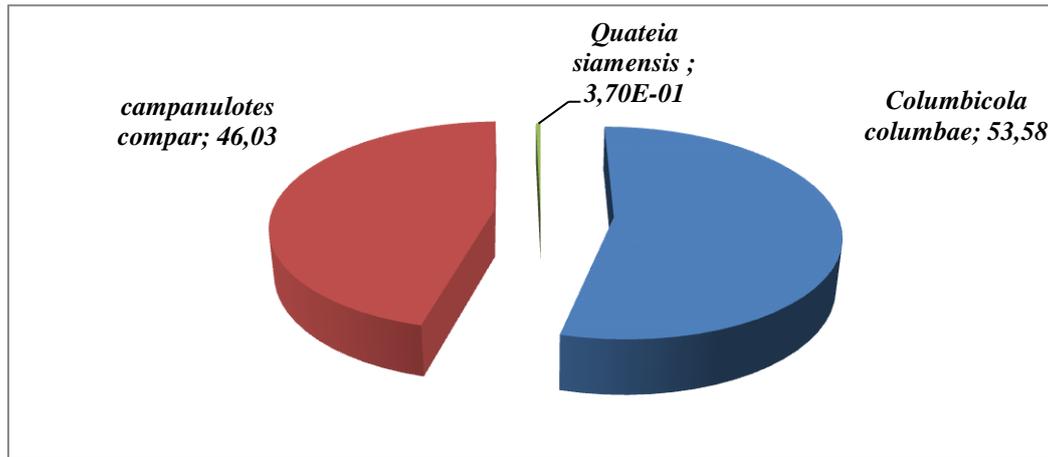


Figure 54 - Spectre des espèces de poux prélevées sur les pigeons bisets

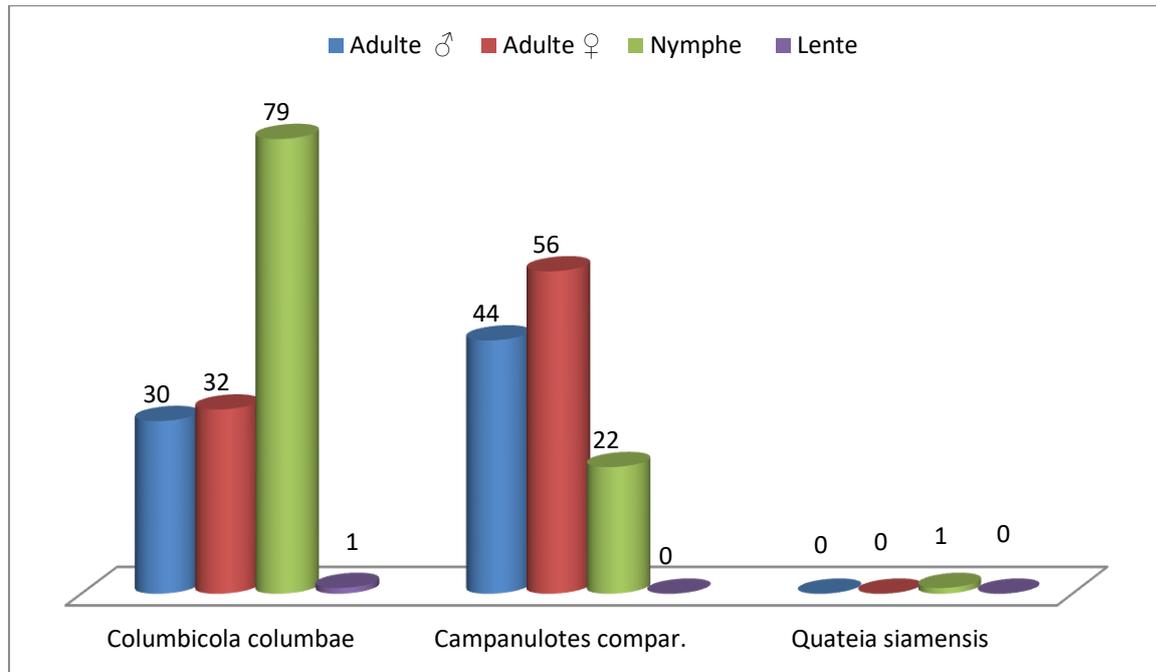
### III.2.3.- Effectifs d'ectoparasites en fonction de l'état (stade) et de sexe

Les résultats sont placés dans le tableau 07 et figure 55 :

Tableau 7 - Effectifs des ectoparasites en fonction de stade et de sexe chez les pigeons bisets

Classe	Ordre	Espèce	Stade				S
			Adulte♂	Adulte♀	Nymphe	Lente	
Insecte	Phetirapetra	<i>Columbicola columbae</i>	30	32	79	01	<b>142</b>
		<i>Campanulotes compar</i>	44	56	22	00	<b>122</b>
		<i>Quateia siamensis</i>	00	00	01	00	<b>01</b>

D'après le tableau 07, nous notons la dominance des nymphes de *Columbicola columbae* avec 79 individus. Suivi par les femelles des *Companulotes compar* avec 56 individus. Par contre *Quateia siamensis* est faiblement représentées.



**Figure 55** - Nombre de poux en fonction des espèces de sexe et de stade

### III.2.4.- Effectifs et abondance relative des ectoparasites en fonction de l'état (stade) et la taille pour chaque espèce

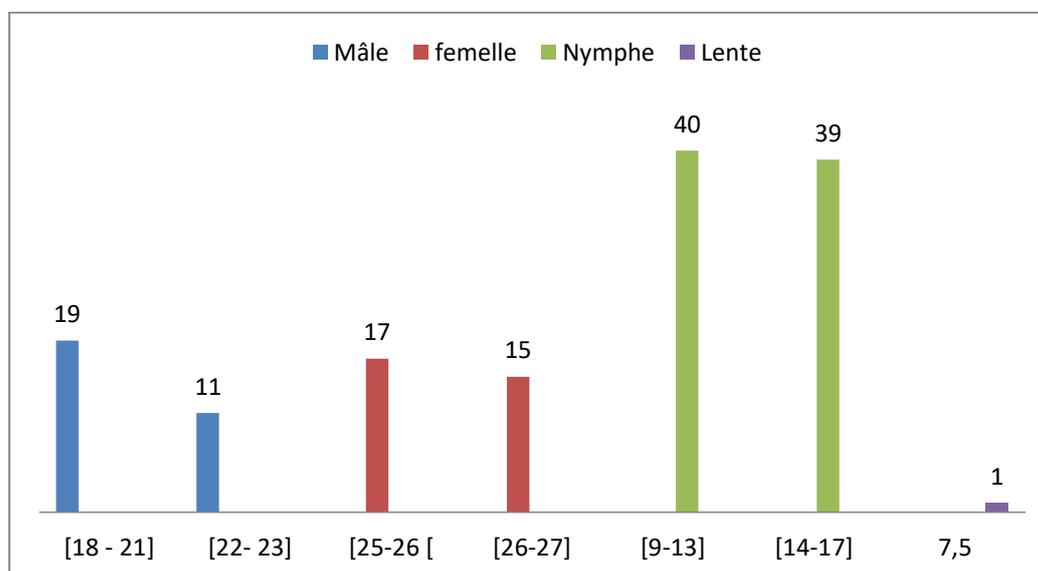
#### III.2.4.1.- Effectifs et abondance relative de *Columbicola columbae* en fonction de l'état (stade) et la taille

Les résultats sont représentés dans le tableau 8 et la figure 55.

**Tableau 8** - Abondance relative de *Columbicola columbae* en fonction de l'état (stade) et la taille

Espèce	Etat (stade)	Taille (mm)	Ni	AR %
<i>Columbicola columbae</i>	Adulte Mâle	[18 - 21]	19	63,33
		[22- 23]	11	36,66
	Adulte femelle	[25-26 [	17	53,12
		[26-27]	15	46,87
	Nymphes	[9-13]	40	50,63
		[14-17]	39	49,36
Lente		7,5	01	100

La taille des mâles chez *Columbicola columbae* varie de 18 à 23 mm, avec une dominance de la taille comprise entre [18 - 21] par un pourcentage de 63,33%. Tandis que pour les femelles, la taille varie entre 25 et 27 mm et la taille la plus représentée et celle qui varie entre [25-26] par un pourcentage de 53,12 % . Pour ce qui est de la taille des nymphes, elle se situe entre 9 et 17 mm, avec une dominance de la taille [9-13] par un pourcentage de 50,63% et les lentes sont représentées par un individu mesure 7,5 mm (**Fig. 56**).



**Figure 56** - Effectif de *Columbicola columbae* en fonction de la taille et de l'état

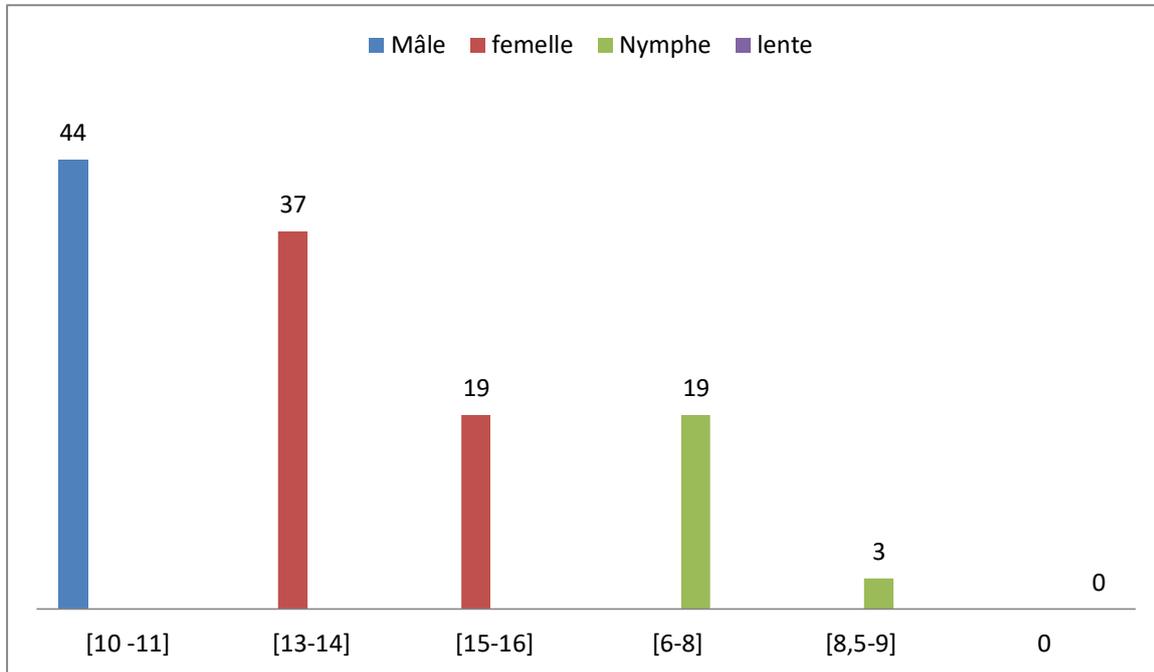
### III.2.4.2.- Effectifs et abondance relative de *Campanulotes compar* en fonction de l'état (stade) et de la taille

Les résultats sont placés dans le tableau 9 et la figure 57.

**Tableau 9** : Abondance relative de *Campanulotes compar* en fonction de l'état (stade) et la taille

Espèce	Etat (stade)	Taille (mm)	Ni	AR%
<i>Campanulotes compar.</i>	Adulte Mâle	[10 -11]	44	100
	Adulte femelle	[13-14]	37	66,07
		[15-16]	19	33,92
	Nymphe	[6-8]	19	86,36
		[8,5-9]	03	13,63
	Lente	/	/	/

La taille des mâles chez *Campanulotes compar* varie de 10 à 11 mm, avec une dominance totale de cette taille par un pourcentage de 100%. Tandis que pour les femelles, elle varie entre 13 et 16 mm et la valeur la mieux représentée et celle qui varie entre [13-14] avec 66,07 % Pour ce qui concerne la taille des nymphes, elle varie entre 6 à 9 mm, avec une dominance de taille comprise entre [6-8] (86,36 %), tandis que les lentes sont absentes.



**Figure 57** - Effectif de *Campanulotes compar* en fonction de taille et de l'état (stade)

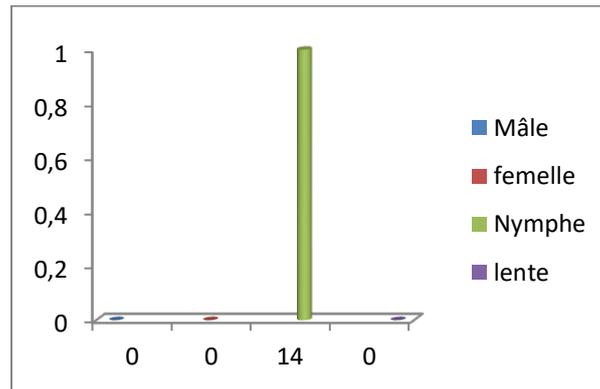
### III.2.4.3.- Effectifs et abondance relative de *Quateia siamensis* en fonction d'état et taille

Les résultats sont représentés dans le tableau n°10 et la figure 58.

**Tableau 10** - Abondance relative de *Quateia siamensis* en fonction d'état (stade) et taille

Espèce	Etat (stade)	Taille (mm)	Ni	AR%
<i>Quateia siamensis</i>	Adulte Mâle	/	/	/
	Adulte femelle	/	/	/
	Nymphe	14	01	100
	Lente	/	/	/

D'après le tableau 10, on remarque l'absence total des adulte aussi mâles que femelles ainsi des lentes de *Quateia siamensis* avec la dominance d'une nymphe (100%) qui mesure 14 mm (Fig. 58).



**Figure 58** - Effectifs de *Quateia siamensis* en fonction de l'état (stade) et la taille

### III.2.5.- Exploitation des résultats des ectoparasites des pigeons bisets de Larbaa

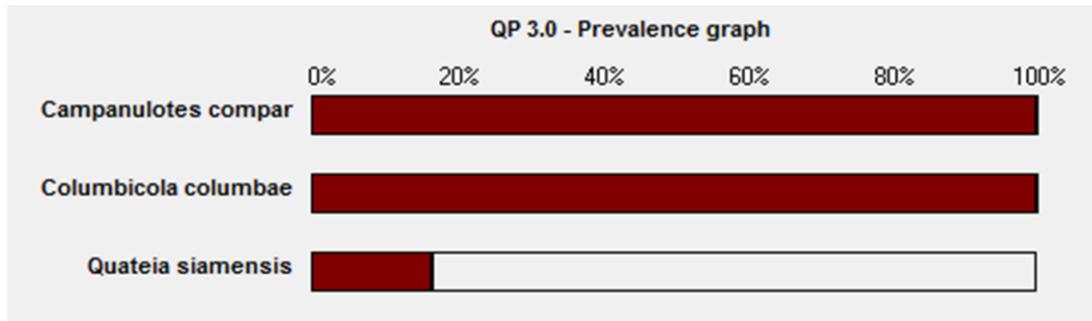
Les méthodes d'analyse statistique des ectoparasites des espèces étudiées sont l'analyse parasitologiques tels que la prévalence, et l'intensité moyenne. Ce test a été réalisé à l'aide du logiciel Quantitative Parasitology V 3.0. **Rozsa et al. (2000)**. La Prévalence et l'intensité des ectoparasites sont mises dans le tableau 11 et la figure 59.

**Tableau 11** - Prévalence, intensité et taux d'infestations des individus pour chaque espèce d'ectoparasites.

Espèces	Etat de l'hôte		P%	Ct	I	
	Totale	Infestés			Moy	Ct
<i>Campanulotes compar.</i>	06	06	100	Dominante	1,00	Très faible
<i>Columbicola columbae</i>	06	06	100	Dominante	1,00	Très faible
<i>Quateia siamensis.</i>	06	01	16,66	Satellite	1,00	Très faible

D'après ce tableau 11, nous remarquons que chez les pigeons bisets sur un total de 06 individus, 100% des individus sont infestés par *Campanulotes compar* ce qu'est identique pour *Columbicola columbae* et en fin une prévalence de 16,66% enregistré pour *Quateia siamensis* (Fig.59).

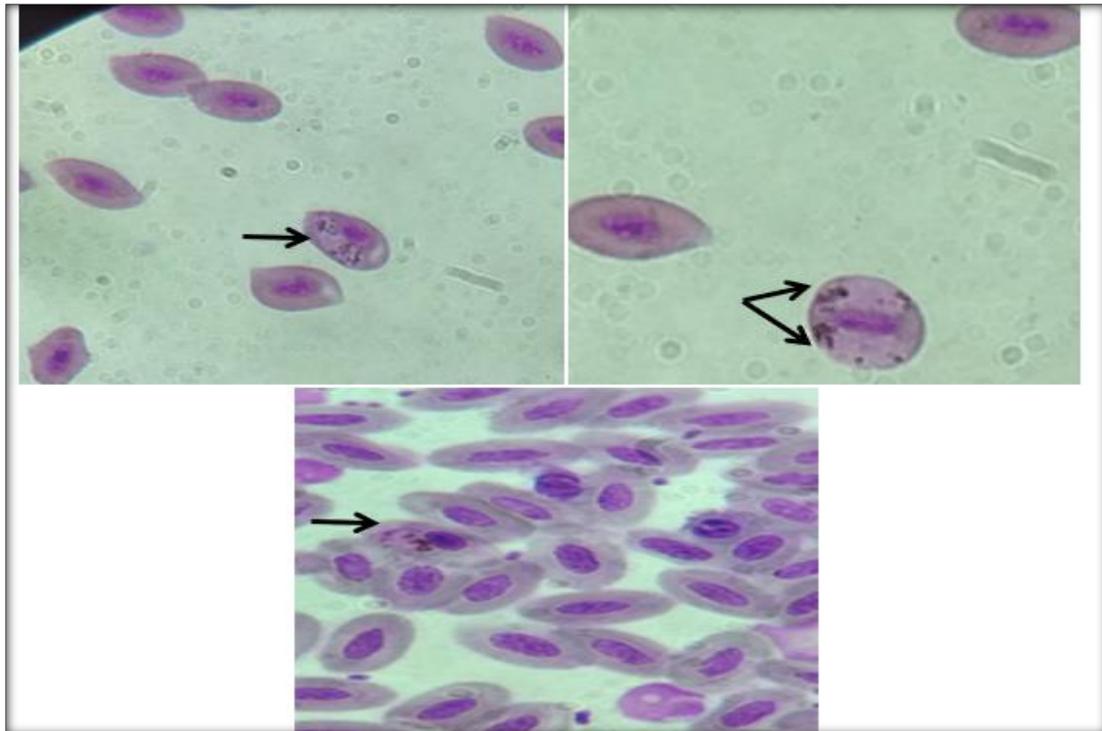
Il ressort que l'espèce *Campanulotes compar* ainsi que *Columbicola columbae* sont classées comme des espèces parasites dominantes, suivie par *Quateia siamensis* comme espèce satellite.



**Figure 59** - Prévalence des ectoparasites trouvés chez les pigeons bisets obtenue par le logiciel (Quantitative Parasitology V 3.0.).

### III.3.- Résultat des analyses sanguines

L'observation des frottis sanguins effectués a montré la présence des parasites de genre *Haemoproteus* sp chez le pigeon dont les résultats sont présentés dans le tableau 12 et la figure 60.



**Figure 60** - Observation de *Haemoproteus* sp au microscope optique (G x100) (Photographie par Fares Amina, 2020).

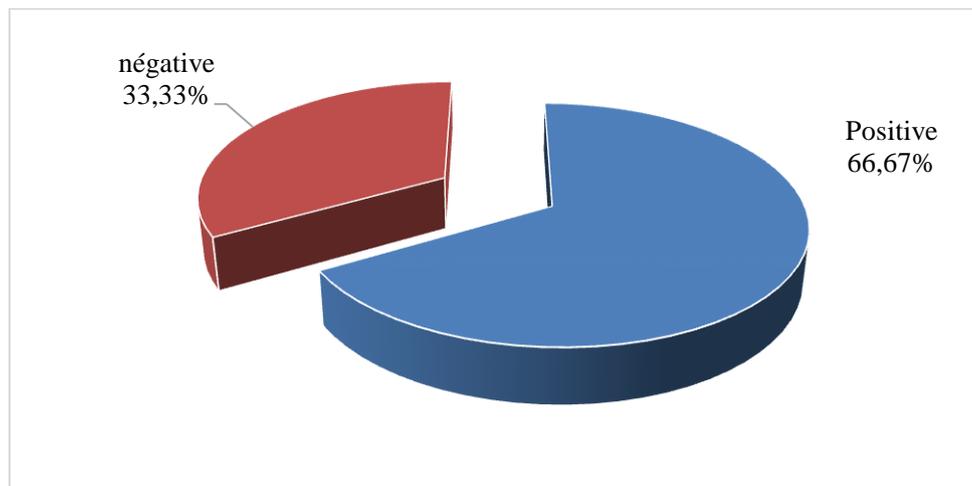
**Tableau 12** - Résultats des hémoparasites observés chez les pigeons bisets.

Espèce	Echantillon					
	01	02	03	04	05	06
<i>Haemoproteus</i> sp	-	+	-	+	+	+

(+) : présence de parasite. / (-): absence de parasite

D'après le tableau 12 nous remarquons que dans l'ensemble de 06 pigeons bisets examinés deux échantillons ont un résultat négatif (33,33%). Tandis que l'hémoparasite est présent pour 04 échantillons avec 66,66 % des cas positifs (**Fig. 61**) .

Le spectre d'*Haemoproteus* sp retrouvé chez les pigeons bisets est bien illustré (**Fig. 61**) :



**Figure 61** - Pourcentage des individus contaminés par *Haemoproteus* sp.

### III.4.- Discussion

La discussion de ce présent travail sur les parasites trouvés chez les pigeons biset capturés dans la région de Larbaa Blida.

➤ L'étude et l'examen des 06 pigeons bisets nous a permis d'identifier 03 espèces d'endoparasite sous forme d'œuf dont *Eimeria* sp, *Raillietina* sp et *Echinostoma* sp ainsi que 02 espèces de Cestode en état adulte dont *Raillietina echinobothrida* et *Raillietina cesticillus*. Ces espèces trouvées dans cette étude ne sont pas similaires à celles trouvées par **Bendjoudi et al. (2018)** dans la région de la Mitidja sauf par la présence des protozoaires représentés par les *Eimeria* sp. dont lequel 67% de pigeons biset ont été contaminés, l'étude a marqué aussi la présence de *Taenia* sp, en outre la présence des *Eimeria* sp. chez les colombidés, elle a été signalée aussi par **Ortúzar et al. (2019)** en Brésil. **Djelmoudi et al. (2014)** en Algérie a inventorié six (06) espèces d'endoparasites chez le pigeon biset, trois (03) d'entre eux appartenant à la classe des coccidés et au genre *Eimeria*, les autres espèces appartenant à la classe des Helminthes, dont *Capillaria* sp. et *Heteraksi* sp. L'étude réalisée en Inde par **Sivajothi et Sudhakara (2015)** a été menée pour enregistrer la prévalence des infections parasitaires intestinales chez les pigeons domestiques (*Columba livia*) notamment *Ascaridia colombae* avec (33,3%), *Eimeria spp.* (31,0 %), *Capillaria colombae* (17,4%) et *Raillietina* (9,0%). En comparant cette étude avec la nôtre, on remarque l'absence de *Capillaria* et *Ascaridia* chez les pigeons bisets de la région de Larbaa tandis que les 02 espèces qui restent sont présentes avec une prévalence de 83,33% pour *Eimeria* sp. et 66,66% pour *Raillietina* sp. qui sont avec des taux élevés par rapport à celles trouvées par **Sivajothi et Sudhakara (2015)**.

**Alkharigy et al. (2018)** en Libye ont réalisé une étude sur les pigeons qui montre que la prévalence globale des helminthes intestinaux chez les pigeons examinés était de 56% (56/100). Trois espèces de Cestoda (2% *Raillietina tetragona*, 32% *R. echinobothrida* et 4% *R. cesticillus*) et trois espèces des nématodes (18% *Heterakis gallinarum*., 22% *Ascaridia galli* et 4% *Capillaria spp.*) ont été identifiées aussi et ce n'est pas le cas pour notre étude .

En Égypte l'étude réalisée par **EL-Dakhly et al. (2016)** chez les pigeons décrit la présence de deux espèces de trématodes, 5 cestodes et 4 nématodes. Les Digéniens étaient *Brachylaima cribbi* (1/740 ; 0,14%) et *Brachylaima sp.* (0,14%) et ne sont pas similaires à celles trouvées dans cette présente étude par contre les espèces Cestoda ont été identifiées comme *Raillietina echinobothrida* (33/740 ; 4,46%), *Raillietina cesticillus* (7/740 ; 0,95%) qui sont identiques à celle trouvée chez nos pigeons de la région de Larbaa mais on a l'absence de *Raillietina tetragona* (7/740 ; 0,95%) qu'elle est signalée par **EL-Dakhly et al. (2016)** en Égypte. Cette dernière a déclaré la contamination des pigeons biset aussi par *Cotugnia digonopora* (5/740 ; 0,68%) et *Hymenolepis carioca* (2/740 ; 0,27%). Les espèces de nématodes trouvées chez

*Columba livia* en Egypte sont des *Ascaridia columbae* (22/740 ; 3%), *Subulura brumpti* (6/740 ; 0,81%), *Heterakis gallinarum* (3/740 ; 0,41%) et *Capillaria* spp. (2/740 ; 0,27%) qui sont des espèces totalement absentes dans cette présente étude.

**Ledwon et al. (2016)** en Pologne a détecté la présence des trématodes représenté par la famille des Echinostomatidae qu'est similaire à notre résultat.

- Concernant les ectoparasites des pigeons biset, nous avons pu identifier 03 espèces à savoir *Columbicola columbae*, *Campanulotes compar* et *Quateia siamensis* qui sont déjà signalé dans l'étude de **Bendjoudi et al. (2018)** en Algérie. Cette dernière a marqué de plus la présence de *Hohorstiella* sp., *Astigmata* sp, *Falculifer* sp et *Pseudolynchia canariensis* qui sont des espèces totalement absentes dans notre étude. La prévalence globale des ectoparasites chez *Columba livia* en Libye à été mentionné par **Alkharigy et al. (2018)** dont l'infestation était de 89% pour *Columbicloa columbae*, 18% pour *Goniodes gallinae*, 3% pour *Menopon gallinae* et 1% pour *Pseudolynchia canariensis*.

L'étude de **Rezaei et al. (2016)** en Iran indique que les pigeons ont été infectés par 04 espèces de parasites dont : *Columbicola columbae* (61,7%), *Microsporium gallinae* (10,43%), *Argas reflexus* (74,14%) et *Pseudolynchia canariensis* (27,7%). Nos résultats qui inclus juste 03 espèces de poux sont différents par rapport a la littérature qui montre des différents ectoparasite pour la même espèce hôte *Columba livia*.

L'étude faite par **Singh et al. (2010)** leur permis de détecté la présence des lentes de *Columbicloa columbae* chez les pigeons, que ce résultat est identique à celui trouvé dans le présent travail.

- Pour ce qui concerne l'étude sur les Hémoparasites, l'étude des frottis sanguin a révélé la présence des protozoaires Apicomplexa du genre *Haemoproteus* sp. avec un taux d'infestation égale à 66,66 %. Ces résultats se rapprochent à celui de **Bendjoudi et al. (2018)**. Une étude réalisée par **Nebel et al. (2020)** montre une prévalence d'*Haemoproteus* spp chez *Columba livia* était élevé à 96,9 %. Tandis que le taux d'infection total par *Haemoproteus columbae* chez les pigeons domestiques locaux (*Columba livia domestica*) en Iraq était de 20% (14/70) des frottis sanguins étudié par **Al-Rubaie et al. (2020)**. En Lybie **Alkharigy et al. (2018)** ont signalé que sur 100 pigeons examinés, 76% (76/100) ont été infectés par *Haemoproteus* sp.

**CONCLUSION**

**ET**

**PRESPECTIVE**

## Conclusion

Cette étude concerne l'identification des ectoparasites, endoparasites et hémoparasites des colombidés en particulier le pigeons biset *Columba livia* dont 06 individus ont été capturés entre la période du 09 février au 12 mars 2020, dans la région de Larbaa.

Chez cette espèce d'oiseau, nous avons pu identifier 03 espèces d'endoparasites à l'état œuf dont *Eimeria* sp est présente avec une prévalence de 83,33%. Suivie par *Raillietina* sp (66,66 %) et *Echinostoma* sp (16,66 %). Cette dernière est une espèce rare à identifier chez le pigeon. Pour les endoparasites à l'état adulte, la technique de grattage intestinal et les coupes histologiques des intestins montre des cestodes qui sont identifiés après coloration au carmin chlorhydrique alcoolique, nous avons pu identifier 02 espèces de cestodes dont *Raillietina cesticillus* comme une espèce dominante avec 66,67% et 33,33% pour *Raillietina echinobothrida*.

L'identification des ectoparasites trouvés chez les pigeons a révélée l'existence d'une seule classe d'insecte avec un seul ordre de Phthiraptera nommé communément « poux » qui sont présents avec 03 espèces dans l'ensemble de 265 individus prélevé. 53,58% sont des *Columbicola columbae* et 46,03% sont des *Campanulotes compar* en outre l'espèce *Quateia siamensis* est présente avec un individu nymphe qui donne un pourcentage de 0,37%.

Concernant la recherche des hémoparasites, 66,66% des individus sont contaminé par *Hoemoproteurs* sp qui indique la présence de vecteur *Pseudolynchia canariensi* dans la région de Larbaa.

En perspective, il est indispensable de poursuivre cette étude dans d'autres régions et aussi avec d'autre espèce des colombidés, penser à l'identification d'éventuels d'agents pathogènes, pouvant véhiculés des maladies à l'homme et aux animaux qui pouvons provoqués de sérieux problèmes de santé publique et environnemental surtout que ces oiseaux sont inféodés aux milieux urbains. Pour cela, des études plus poussées sont nécessaires, en augmentant le nombre de spécimens testés dans la région de Larbaa ou d'autres régions appartenant à des différents étages bioclimatiques, ainsi allonger la durée de l'étude sur le suivi de ces oiseaux dans le temps et dans l'espace. Enfin je tiens à recommander aux les habitants de Larbaa d'arrêter aider ce pigeon à propager dans nos villes en la fournie de la nourriture et le mettre dans un milieu favorable pour reproduire donc il faut éloigner le maximum de cet oiseau et qui peuvent provoquer des sérieux problèmes pour la santé humaine ainsi qu'environnemental.

# **REFERENCES**

# **BIBLIOGRAPHIQUES**

## Références bibliographiques

- Akdemir, C., Gülcan, E., & Tanritanir, P. (2009). Case report: *Dermanyssus gallinae* in a patient with pruritus and skin lesions. *Turkiye Parazitol Derg*, 33(3), 242-244.
- Al Gawad A.A., Mahdy O.A., El-Massry A.A. N. And Al-Aziz M.S.A. (2012). Studie On Coccidia Of Egyptian Balady Breed Chickens. *Life Science Journal* 9 (3): 568-576
- Al kharigy, F. A., El Naas, A. S., & Maghrbi, A. A. E. (2018). Survey of parasites in domestic pigeons (*Columba livia*) in Tripoli, Libya. *Open veterinary journal*, 8 (4) : 360-366.
- Al Quraishy, S., Abdel-Gaber, R., Alajmi, R., Dkhil, MA, Al Jawher, M., Et Morsy, K. (2019).Évaluation Morphologique Et Moléculaire Du Parasite De La Cestoda Cyclophyllidienne *Raillietina Saudiae* sp. Nov. Infecter Le Pigeon Domestique *Columba livia domestica* Et Son Rôle En Tant Que Bio-Indicateur De La Qualité De L'environnement. *Parasitology International*, 493- 504.
- Al Rubaie, H. M. A., Al-Biatee, S. T., & Al-Saffar, N. S. J. (2020). Molecular diagnosis of *Haemoproteus columabae* in local domestic pigeons (*Columba livia domestica*) in Baghdad city. *Plant Archives*, 20 (1) : 195-198.
- Bahranimi A. M., Monfared A. L. et Razmjoo M. (2012)- Pathological study of parasitism in racing pigeons: An indication of its effects on community health. *African Journal of Biotechnology*, 11 (59), 12364-12370.
- Beaman, M. & Madge S. (1998). The Handbook Of Bird Identification For Europe And The Western Palearctic , 872P
- Bendjoudi D. Marniche F. Et Messaouidi Z. (2018). Premiers Données Sur Les Parasites Chez Deux Espèces De Columbides La Tourterelle Turque *Streptopelia Decaocto* Et Le Pigeon Biset *Columba Livia*. *Revue Agrobiologia* 8 (1) : 809 – 816.
- Berger M. (2013). Détecteur De Déchets', *Audubon Magazine*, Mars-Avril: 22
- Bigot L. et Bodot P., (1973). Contribution à l'étude biocénotique de la garrigue à *Quecus coccifera* – II. Composition biotique du peuplement des invertébrés. *Vie et Milieu*, Vol. 23
- Bilong-Bilong C.F. et Njiné T. (1998). Dynamique de populations de trois monogènes parasites d'*Hemichromis fasciatus* (Peters) dans le lac municipal de Yaoundé et intérêt possible en pisciculture intensive. *Sci. Nat. et Vie*, 34: 295-303.

- Blondel J., (1975). L'analyse des peuplements d'oiseaux - éléments d'un diagnostic écologique. La méthode des échantillonnages fréquentiels progressifs (E.F.P). *Rev. Ecol. (Terre et Vie)*, 29, (4) : 533 – 589.
- Bowman D.D. (2014). Diagnostic parasitology In: Georgi's Parasitology for veterinarians. 10ème edition. Sunder company, London, 293-405.
- Branchu, P., Bawn, M., Kingsley, R.A., (2018). Genome Variation And Molecular Epidemiology Of *Salmonella enterica* Serovar *Typhimurium* pathovariants. *Infect. Immun.* 86.
- Brugère-Picoux J. (2010). Pigeons Des Villes. Quel Risque Pour Notre Santé ? Découverte 368 : 34-43
- Burley N. (1977). « Parental Investment, Mate Choice, And Mate Quality ». *Proc. Natl. Acad. Sci. USA.* ; Vol.74 (8) : 3476-3479.
- CEAEQ. (2005). Paramètres D'exposition Chez Les Oiseaux. Pigeon Biset. Fiche Descriptive. Ministère Du Développement Durable, De l'Environnement Et Des Parcs Du Québec /Centre d'Expertise En Analyse Environnementale Du Québec CEAEQ) 14 P.
- Chai Jong-Yil , Woon-Mok Sohn , Jaeun Cho , Keeseon S. Eom , Tai-Soon Yong , Duk-Young Min , Eui-Hyug Hoang , Bounlay Phommasack , Bounnaloth Insisiengmay , Et Han-Jong Rim. (2018). Infection A *Echinostoma Ilocanum* Chez Deux Résidents De La Province De Savannakhet, RDP Lao. *Coréen J Parasitol* ; 56 (1) : 75–79.
- Charles-Dominique P., Atramentowicz M., Charles-Dominique M., Gerard H., Hladik A., Hladik C.M. & Prévost M.F. (1981). Les Mammifères Frugivores Arboricoles Nocturnes D'une Forêt Guyanaise : Inter-Relations Plantes - Animaux. *Terre Et Vie*, 35 : 341-435.
- Ciminari, M. E. ; Moyano, G. ; Chediack, J. G. ; Caviede-Vidal E. (2005). Feral Pigeons In Urban Environments: Dietary Flexibility And Enzymatic Digestion? *Revista Chilena De Historia Natural*, 78 : 267-279.
- Da Cunha Amaral HL, Bergmann FB, Silveria T, Dos Santos PRS, Kruger RF (2013) *Pseudolynchia Canariensis* (Diptera: Hippoboscidae): Schéma De Distribution Et Association Phorétique Avec Les Acariens Et Les Poux A Mâcher De *Columba livia* (Aves: Columbidae). *J Nat Hist*, 47 : 2927-2936
- Dauphin D. (1995). « Columbides », Dans Les Oiseaux Nicheurs Du Québec : Atlas Des Oiseaux Nicheurs Du Québec Méridional. Sous La Direction De J. Gauthier Et Y. Aubry. Association Québécoise Des Groupes D'ornithologues, Société Québécoise De

- Protection Des Oiseaux Et Service Canadien De La Faune, Environnement Canada, Région Du Québec, Montréal, pp. 142-143.
- David G. (2007). Parasites Of Laboratory Animals. *Blackwell*, 257 p.
- Dede P., Richards W.S. (1998). Prevalence Of Helminthiasis In Wild And Domestic Pigeons From North–East Zone Of Nigeria, *Bull. Anim. Healthprod. Afr*, 46: 193–195.
- Dehay C. 2008. Fidélité Des Pigeons (*Columba livia*) A Un Pigeonnier Urbain. Ecole Pratique Des Hautes Etudes, Paris , 110P .
- Djelmoudi, Y., Milla, A., Daoudi-Hacini, S., & Doumandji, S. (2014). Common Endoparasites Of Wildrock Pigeon (*Columba Livia Livia*) And Wood Pigeon (*Columba palumbus*) In The Algiers Sahel, Algeria.
- Dorst J. (1947). Le Rôle Disséminateur Des Oiseaux Dans La Vie Des Plantes. *Terre Et Vie*, 94 : 106-119.
- Dupuy A. (1966). Espèces Menacées Du Territoire Algérien. *Trav. Inst. Rech. Sahariennes*, 25 : 29-56
- Ehlers, B., Borchers, K., Grund, C. *Et Al.* (1999). Detection Of New DNA Polymerase Genes Of Known And Potentially Novel Herpesviruses By PCR With Degenerate And Deoxyinosine-Substituted Primers. *Virus Genes*, 18 : 211–220
- El-Dakhly M., N.K. Mahrous, Lilian, Et Mabrouk A. Abrouk G. (2016). Distribution Pattern Of Intestinal Helminths In Domestic Pigeons (*Columba livia domestica*) And Turkeys (*Meleagris Gallopavo*) In Beni-Suef Province, Egypt. *Journal Of Veterinary Medical Research*, 23 (1): 85-93.
- Fallon S.M., Ricklefs R.E., Swanson B., Bermingham E. (2003). Détection Du Paludisme Aviaire : Un Diagnostic Amélioré De Réaction En Chaîne Par Polymérase. *J Parasitol*, 89 : 1044–1047.
- Faurie J. P., Sivananthan S., Boukerche M. et Reno, J. (1984). Molecular
- Freick, M., Müller, H., Raue, R., (2008). Rapid Detection Of Pigeon Herpesvirus, Fowl Adenovirus And Pigeon Circovirus In Young Racing Pigeons By Multiplex PCR. *J. Virol. Methods* 148 : 226–231.
- Fried B , Graczyk TK (2001) Helminth Biology, Adaptation, Transmission, And Survival. *Rec Res Devel Microbiology* 5 :171-185.
- Hamilton HEURE (2008). Les Arguments En Faveur D'une Gestion Abondante Des Espèces *dimensions Humaines De La Faune*, 4 : 74-85.
- Harlin, R., Wade, L., (2009). Bacterial And Parasitic Diseases Of Columbiformes. *Vet. Clin. North Am. Exot. Anim. Pract.* 12 : 453–473.

- Heinzel H., Fitter R. Et Parslow J. (2004) : Guide Heizel Des Oiseaux d'Europe, d'Afrique Du Nord Et Du Moyen-Orient. Ed. Delachaux Et Niestlé. 384 p.
- Hinkle N.C., Corrigan R.M. (2013). Parasites Externes Et Ravageurs De La Volaille. Dans: Swayne DE, Glisson JR, Mcdougald LR, Nolan LK, Suarez DL, Nair V (Eds) Diseases Of Poultry, 13th Edn. Wiley-Blackwell, Chichester, Pp 1099–1116.
- Huffman, J. Et Fried, B. (2012). La Biologie d'*Echinoparyphium* (Trematoda, Echinostomatidae). *Acta Parasitologica*, 57 (3). Doi: 10.2478 / S11686-012-0042-5
- Isemann, P. & Moali, A. (2000). Oiseaux d'Algérie. SEOF, Paris.
- Jacquin L., Récapet C., Bouche P., Leboucher G., Gasparini J. (2012). Behavioral Ecology, 23 : 907–915.
- Jacquin L. Et Al. (2010). Reproduction Management Affects Breeding Ecology And Reproduction Costs In Urban Feral Pigeons *Columba livia*. *Can. J. Zool.* 88 : 781-787.
- Jadhav B.V., Gorel G.D. (2004). A New Species Of Genus *Cotugnia* (Diamare1813) From Pigeon, *Columba livia* At Loha, India, *Nat. J. Life sci* : 1181–182.
- Jatoi AS., M.H. Jaspal, M. Shahid, H. Jibrani, Y. Abbas, H. M. Ishaq, A.H. Mirani, Z.A. Pathan (2013). Incidence Of Cestodes In Ndigenous (Desi) Chickens Maintained In District Larkana, *Sarhadj. Agri*, 29 : 449–453.
- Jean C.C. (2003). Les Oiseaux De France. 9<sup>ème</sup> Edition : Solar, pp. 144-145.
- Johnston R.F. (1992). “Rock Dove.” In The Birds Of North America. A. Poole, P. Stettenheim And F.Gill (Eds), The Academy Of Natural Sciences, Philadelphia, And The American Ornithologists’ Union, Washington, D.C., No. 13, 16 p.
- Johnston R., Janiga M. (1995). *Feral Pigeons*. Oxford Univ. Press.
- Kajerova V, Barus V, Literak I (2004) Nématodes Du Genre *Ascaridia* Parasitant Les Oiseaux Psittaciformes : Une Revue Et Une Clé De Détermination. *Vet Med Czech* 49 : 217–223.
- Khalil L, A. Jones, R.A. Bray, (2006). Keys To The Cestode Parasites Of Vertebrates, UK. Inter. Inst. Parasitol, London, Pp.1–424.
- Ledwoń, A., Dolka, B., Piasecki, T., Dolka, I., Et Szeleszczuk, P. (2016). Invasion De Douves De La Famille Des Echinostomatidae Dans Les Lofts Pigeon Voyageur (*Columba livia* var. *domestica*). *Maladies Aviaires*, 60 (2) : 523–527.
- Ledwon, A., Rzewuska, M., Czopowicz, M., Kizerwetter-Swida, M., Chrobak-Chimel, D., Szeeszczuk, P., (2019). Occurrence And Antimicrobial Susceptibility Of Salmonella Spp. Isolated From Domestic Pigeons *Columba livia* Var. *Domestica* In 2007-2017 In Poland. *Med. Weter.* 75.

- Levin I.I., Valkiūnas G., Iezhova T.A., O'Brien S.L., Parker P.G. (2012). Novel *Haemoproteus* Species (Haemosporida: Haemoproteidae) From The Swallow-Tailed Gull (Lariidae), With Remarks On The Host Range Of Hippoboscid-Transmitted Avian Hemoproteids. *J Parasitol*, 98 (4) : 847-854.
- Macchioni F., Magi M., Perrucci S. (2005) Association Phorétique Des Acariens Et Des Mallophages Avec La Mouche Du Pigeon *Pseudolynchia canariensis*. *Parasite*, 12 : 277-279.
- Malcolm R. (1959). Caractéristiques Des Œufs En Tant Qu'aides A L'identification Et Au Contrôle Des Espèces De Ténias Du Poulet, *Maladies Aviaires*, 3 (2) : 188-197.
- Marques S.M., Quadros R.M., Da-Silva C.J. Et Baldo M. (2007). Parasites De Pigeon (*Columba livia*) Dans Les Zones Urbaines De Lages, Sud Du Brésil. *Para. Lati.*, 62 : 183–187.
- Mcdougald L.R. (1997). Restoration Of Drug Sensitivity On Turkey Farms After Introduction Of Sensitive Coccidian During Controlled-Expose Immunization. In: *Coccidia And Intestinal Coccidiomorph*, YVORE, Ed. INRA, Paris, France, P339-343.
- Mehlhorn H. (2016). Espèces D'oiseaux *Ascaridia*. Dans : Mehlhorn H. (Eds) *Encyclopedia Of Parasitology*. Springer, Berlin, Heidelberg
- Michelot, J.L. & Laurent, L. (1988). Observation Estivales D'oiseaux Marins En Méditerranée Occidentale. *L'Oiseau Et R.F.O.*, 58 : 18-27.
- Naz S., Sychra O. et Rizvi, S.A. (2012). New records and a new species of chewing lice (Phthiraptera, Amblycera, Ischnocera) found on Columbidae (Columbiformes) in Pakistan. *ZooKeys*, (174), 79.
- Nebel, C., Harl, J., Pajot, A. *et al.* (2020). High prevalence and genetic diversity of *Haemoproteus columbae* (Haemosporida: Haemoproteidae) in feral pigeons *Columba livia* in Cape Town, South Africa. *Parasitol Res*, **119** : 447–463.
- Nebel, C., Harl, J., Pajot, A., Weissenböck, H., Amar, A., Et Sumasgutner, P. (2020). Prévalence Elevée Et Diversité Génétique De *Haemoproteus columbae* (Haemosporida: Haemoproteidae) Chez Les Pigeons Sauvages *Columba livia* Au Cap, En Afrique Du Sud. *Parasitology Research*, 119 (2) : 447-463.
- Nolan, L.K., Barnes, H.J., Vaillancourt, J.-P., Abdul-Aziz, T., Logue, C.M., (2013). Colibacillosis, In: *Diseases Of Poultry*. Wiley, Pp. 751–805.
- Ortúzar-Ferreira, C.N., Oliveira, M.S., Genovez-Oliveira, J.L., Franco, H.A., Thode-Filho, S.,

- Cardozo, SV, Berto, B.P. (2019). *Coccidia Of Columbiformes: Revue Taxonomique De Ses Espèces Eimeriidae Et Eimeria Columbinae N. Sp. De Columbina Talpacoti (Temminck, 1809) Du Brésil. Recherche En Parasitologie.*
- Pasmans, F., Baert, K., Martel, A., Bousquet-Melou, A., Lanckriet, R., De Boever, S., Van Journal Pre-Proof Immerseel, F., Eeckhaut, V., De Backer, P., Haesebrouck, F., (2008). Induction Of The Carrier State In Pigeons Infected With *Salmonella enterica* Subspecies Enterica Serovar Typhimurium PT99 By Treatment With Florfenicol: A Matter Of Pharmacokinetics. *Antimicrob. Agents Chemother*, 52 : 954–961.
- Périsquet, J. C. (1998). *Le Pigeon : Races, Elevage Et Utilisation, Reproduction, Hygiène Et Santé.* Collection Les Cahiers De L'élevage, Ed. Rustica, Paris.
- Philip W. Et Richard W. (1998). *Le Grand Livre Des Animaux.* Edition, Solar, 256 p.
- Prince R., Hellenthal R., Palma R. L., Johson P, et Clayton D. H. (2003). *The Chewing Lice: World Checklist and Biological Overview.* charlesmarwick, illinois, USA, 501 p.
- Ramade F., (1984). *Eléments d'écologie - Ecologie fondamentale.* Ed. Mc. Graw-Hill, Paris, 397 p.
- Ramade F. (2009). *Eléments d'écologie : Ecologie fondamentale-4e édition.* Dunod, Paris, 688 page.
- Ravazzi G. (2002). « *Le Pigeon Voyageur* ». Ed. De V Ecchi, 111 p.
- Rezaei, F., Hashemnia, M., Chalechale, A. *et al.* (2016). Prévalence des ectoparasites chez les poulets de basse-cour, les pigeons domestiques (*Columba livia domestica*) et les dindes de la province de Kermanshah, à l'ouest de l'Iran. *J. Parasit. Dis.*, **40** 448–453.
- Rolla G., Heffler E., Boita M., Doyen V., Mairesse M., Cvackova M., *Et Al.* (2018). Morsure De Tique Du Pigeon : Une Cause Négligée D'anaphylaxie Nocturne Idiopathique. *Allergy*, 73 : 958-61.
- Rouxel R. Et Czajkowski A. (2004). *Le Pigeon Ramier Columba palumbus.* Ed. OMPO. Société De Presse Adour-Pyrénées, Lourdes, France, 212 p.
- Rozsa L., Reiczigel J. And Majoros G. (2000). Quantifying parasites in samples of hosts. *Journal of Parasitology*, 86, 228-232.
- Sandhu, J. K. (2019). Pigeon Tick Infestation In Humans: A Case From North India. *Indian Journal Of Dermatology, Venereology, And Leprology*, 85 (5) : 523.
- Santos, H.M., Tsai, C.-Y., Catulin, G.E.M., Trangia, K.C.G., Tayo, L.L., Liu, H.-J., Et Chuang, K.P. (2020). Maladies Bactériennes, Virales Et Parasitaires Courantes Chez

- Les Pigeons (*Columba livia*): Un Examen Des Stratégies De Diagnostic Et De Traitement. *Microbiologie Vétérinaire*, 108779
- Schrenzel, M.D., Maalouf, G.A., Gaffney, P.M., Tokarz, D., Keener, L.L., McClure, D., Griffey, S., Mcalouse, D. Et Rideout, B.A., (2005). Molecular Characterization Of Isosporoid Coccidia (Isospora And Atoxoplasma Spp.) In Passerine Birds. *The Journal Of Parasitology*, 91 (3) : 635-647.
- Singh, S. K., Arya, S., Singh, S. K., & Khan, V. (2010). Feeding and reproductive behaviour of pigeon slender louse, *Columbicola columbae* (Phthiraptera, Insecta, Ischnocera). *Journal of Applied and Natural Science*, 2(1), 126-133. <https://doi.org/10.31018/jans.v2i1.111>
- Sivajothi S, Sudhakara RB. (2015). Une étude sur les parasites gastro-intestinaux des pigeons domestiques dans le district de YSR Kadapa dans l'Andhra Pradesh, en Inde. *J Dairy Vet Anim Res.* 2 (6) : 216-218.
- Sol D., Jovani R. Torres J. (2000). Variation Géographique Des Parasites Sanguins Chez Les Pigeons Sauvages : Le Rôle Des Vecteurs. *Écographie*, 23 (3) : 307–314.
- Sol D., Jovani R., Torres J. (2003). La Mortalité Médiée Par Les Parasites Et La Réponse Immunitaire De L'hôte Expliquent Les Différences Liées Au Vieillissement Du Parasitisme Sanguin Chez Les Oiseaux. *Oecologia*, 135 (4) : 542–547.
- Soulsby E.J.L. (1982). Helminthes, Arthropodes Et Protozoaires D'animaux Domestiques. Bailliere Tindal, Londres.
- Stella C., Boyle C., Darnell T. (2018). Aimés Ou Détestés, Les Pigeons Sauvages Comme Sujets De Recherche Ecologique Et Sociale ; *Journal Of Urban Ecology*, Volume 4, Issue 1
- Tatjana A. Iezhova, Molly Dodge, Ravinder N. M. Sehgal, Thomas B. Smith, And Gediminas Valkiunas (2011). New Avian *Haemoproteus* Species (Haemosporida: Haemoproteidae) From African Birds, With A Critique Of The Use Of Host Taxonomic Information In Hemoproteid Classification. *J. Parasitol.*, 97 (4) : 682–694.
- Valkiūnas G. (2004). Parasites Du Paludisme Aviaire Et Autres Hémosporidies. CRC
- Valkiūnas G., (2005). Avian Malaria Parasites And Other Haemasporidae. New York: CRC Press.
- Valtonen E.T., Holmes J.C. Et Koskivaara M. (1997). Eutrophication, pollution and fragmentation: effects on parasite communities in roach (*Rutilus rutilus*) and perch (*Perca fluviatilis*) in four lakes in the Central Finland. *Can. J. Aquat. Sci.* 54: 572-585.

- Vindevogel H., Duchatel J.P., Pastret P.P. (1994). « Le Pigeon Voyageur » (2<sup>ème</sup> Edition. Du Point Vétérinaire.
- Wackernagel-Haag D., Bircher A.J. (2010). Ectoparasites De Pigeons Sauvages Affectant Les Humains. *Dermatology*, 220 : 82-92.
- Walker A.R., Bouattour A., Camicas J.L., Estrada-Pena A., Horak I.G., Latif A.A., *Et AL.* (2014). *Biologie Des Tiques Et Méthodes D'identification. Dans: Tiques Des Animaux Domestiques En Afrique: Un Guide Pour L'identification Des Espèces.* Edition, Édinburgh, Écosse : Biosciences Reports, pp. 21-7.
- Wangrawa W.G.J. (2010). Effets Des Ectoparasites Sur La Productivité De La Volaille En Elevage Traditionnel. Elevage. Burkina Faso. Institut Du Développement Rural.
- Williams D.E. & Corrigan R.M. (1994). Pigeons (Rock Doves). In Hygnstrom S. E., Timm R. M., Larson G. E. (Eds), *Prevention And Control Of Wildlife Damage*, University Of Nebraska-Lincoln, E87-E96. In *The Internet Center For Wildlife Damage Management*.
- Yvoré P. (1992). Les Coccidioses En Aviculture In : *Manuel De Pathologie Aviaire.* Maison d'Alfort, ENVA, Paris, Pp. 313-317.
- Zajac A. L., Goldman Y. E., Holzbaur E. L. F. and Ostap E. M. (2013). Local cytoskeletal and organelle interactions impact molecular-motor-driven early endosomal trafficking. *Cur. Biol.* 23, 1173-1180. 10.1016/j.cub.2013.05.
- Żbikowska, E. et Nowak, A. (2009). Cent ans de recherche sur l'infection naturelle des escargots d'eau douce par les larves de trématodes en Europe. *Recherche sur la parasitologie*, 105 (2), 301–311
- Zhao, P., Ma, J., Guo, Y., Tian, L., Guo, G., Zhang, K., Xing, M., (2015). Isolation And Journal Pre-Proof Characterization Of A Herpesvirus From Feral Pigeons In China. *Vet. J.*, 206 : 417–419.

**Sites internet :**

- Anonyme (2015). [www.asal.dz](http://www.asal.dz) consulté le 10 mai 2020
- Anonyme (2013). [www.fr.db-city.com](http://www.fr.db-city.com) consulté le 10 mai 2020

