

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE POPULAIRE
MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE

UNIVERSITE MOULOD MAMMARI TIZI-OUZOU
FACULTE DES SCIENCES BIOLOGIQUES ET DES SCIENCES AGRONOMIQUES
DEPARTEMENT DE BIOLOGIE



Memoire De Fin D'études



En vue de l'obtention du diplôme de Master

Filière : Biologie

Spécialité : Parasitologie

Thème

Contribution à l'étude des ectoparasites et des endoparasites du Goéland leucophée *Larus michahellis* (Naumann, 1840) au niveau des deux villes Tizi-Ouzou et Tigzirt.

Présenté par :

M^{elle} TALEB Hassina

M^{elle} OUKRINE Naima

Devant le jury composé de :

Président :	Mr BOUKHEMZA M.	Professeur	U.M.M.T.O
Promotrice :	M ^{me} CHAOUCHI N.	M.C.A	U.M.M.T.O
Co-promotrice :	M ^{me} MARNICHE F.	Professeure	E.N.S.V
Examinatrice 1 :	M ^{me} BOUKHEMZA N.	Professeure	U.M.M.T.O
Examineur 2 :	Mr HACHOUR K.	Doctorant	U.M.M.T.O

2021-2022



Remerciement

A l'issue de ce projet nous tenant avant tout a remercié Allah le tout puissant, qui nous a donné la santé, la volonté, la force et la patience pour réaliser ce travail.

Nous tenons aussi à exprimer d'abord notre gratitude et nos sincères remerciements à notre chère promotrice madame, TALMAT CHAOUCHI N. Merci de nous avoir encadré, soutenu et si bien orienté tout au long de notre travail.

Je remercie également notre co-promotrice Madame MARNICHE F, Professeur à l'Ecole National Supérieur Vétérinaire Bab-Zouar à Alger pour son aide dans la partie expérimentale et surtout l'identification.


Que madame HAMDOUNE I. Doctorante, Mr HACHOUR K. Doctorant et Mr MOULOUA A. Maître de conférences à l'U.M.M.T.O, trouvent ici l'expression de notre respectueuse gratitude. Nous ne saurions assez les remercier du grand honneur pour leurs aides et disponibilités ainsi leurs nombreux conseils qui n'ont jamais fait défaut.



J'adresse mes vifs remerciements aux membres du jury Mr BOUKHEMZA M. Mme BOUKHEMZA N. et Mr HACHOUR K. qu'ils trouvent ici toute notre gratitude et notre remerciements pour leurs gentillesse et pour avoir accepté de faire partie du jury et pour avoir bien voulu évaluer ce travail.

Je ne pourrais passer sans évoquer le remerciement de Melle KAHLA.M et Melle LAOUL.H Pour leurs gentillesses et accompagnement lors des déplacements et sorties dans le but de réaliser ce travail.

Au finale que mes amis (es) et que le personnel du laboratoire de parasitologie l'Université Mouloud Mammeri Tizi-Ouzou et à tous ceux qui nous ont aidés à la réalisation de ce modeste mémoire soient assurés de mes meilleurs sentiments.



Dédicace

Je dédie ce travail qui n'aura jamais pu avoir le jour sans les soutiens indéfectible et sans limites de mes chers parents ; ma mère Fatma et mon père Ramdane qui ne cessent de me donner avec amour le nécessaire pour que je puisse arriver à ce que je suis aujourd'hui.

Que Dieu vous protège et que la réussite soit toujours à ma portée pour que je puisse vous combler de bonheur

Je dédie aussi ce travail à :

A mes chers frères, mes chères sœurs pour leur appui et leur encouragement, a toute ma famille pour leur soutien tout au long de mon parcours universitaire.

Que ce travail soit l'accomplissement de vos vœux tant allégués, et le fruit de votre soutien infailible,

Merci d'être toujours là pour moi

A ma partenaire de mémoire, ma binôme, mon amie OUKRINE Naima avec laquelle j'ai partagé tous les moments et émotions lors de la réalisation de ce travail

HASSINA



Dédicace

Je dédie ce modeste travail :

A mes très chers parents : mon père Rachid et ma mère Zohra, pour leurs amours, leurs soutiens, pour leurs encouragements, leurs sacrifices et leurs précieux conseils que Dieu les protège.

A mon cher frère : Lounes

A ma chère sœur : Sabrina

A ma grande famille

A ma copine : Lydia

A ma binôme et mon amie TALEB Hassina, je la remercie infiniment et je lui souhaite une bonne réussite dans sa vie, ainsi qu'un profond respect pour sa famille.

A tous ceux qui m'ont aidé de près ou de loin.

Liste des figures

Figure 1 : Adulte du Goéland leucophée <i>Larus michahellis</i>	5
Figure 2 : Répartition géographique globale du Goéland leucophée	6
Figure 3 : Alimentation du Goéland leucophée dans une décharge et dans son milieu naturel..	7
Figure 4 : Nid d'un Goéland leucophée	8
Figure 5 : Les œufs de <i>L. michahellis</i>	9
Figure 6 : Jeune et poussins du Goéland leucophée.....	10
Figure 7 : Goéland leucophée en vol.....	10
Figure 8 : La nage du Goéland leucophée.....	11
Figure 9 : A) la femelle de <i>D. gallinae</i> (avec oeuf) ; B) Le mâle de <i>Dermanyssus gallinae</i>	16
Figure 10 : <i>Ornithonyssus sylviarum</i> ; (A) vue dorsale (B) vue ventrale	17
Figure 11 : Image montrant deux espèces haemogamasines	18
Figure 12 : Morphologie de <i>Cnemidocopte mutans</i>	18
Figure 13 : Quelques tiques de la famille des Ixodidae	19
Figure 14 : Vue ventrale (à droite) ; vue dorsale (à gauche) d'une tique d'Argasidae	20
Figure 15 : Les différentes étapes de la vie de la punaise commune, <i>Cimex lectularius</i>	21
Figure 16 : A) : Adulte mâle et femelle d' <i>Oeciacus hirundinis</i> ; B) : Nymphe de <i>Cimicidae</i> <i>gen sp</i>	22
Figure 17 : Morphologie générale d'une puce	22
Figure 18 : Mâle et femelle de <i>Actornitophilus piceus lari</i>	23
Figure 19 : Schémas des différents types de multiplication asexuée chez <i>Toxoplasma</i>	26
Figure 20 : Cycle biologique d' <i>Eimeria</i>	27
Figure 21 : Cycle évolutif des digènes	29
Figure 22 : La taille et la morphologie d'un cestode.....	31
Figure 23 : (A, B) Vue au microscope optique des œufs de <i>Trichostrongylus spp.</i> (C, D) Larves filariformes de <i>Trichostrongylus spp.</i>	32

Figure 24 : Œuf d' <i>Ascaridia spp</i>	34
Figure 25 : Œufs de <i>Capillaria spp</i>	35
Figure 26 : Schéma d'un mâle et une femelle d'Acanthocéphale.....	37
Figure 27 : Localisation géographique de la Wilaya de Tizi-Ouzou	39
Figure 28 : Situation géographique de la ville de Tizi-Ouzou	39
Figure 29 : Situation géographique de la ville de Tigzirt.....	40
Figure 30 : Quelques photos du matériel utilisé pour les ectoparasites durant la période d'étude.....	41
Figure 31 : Images montrant les étapes suivies : collecte, tamisage, prélèvement et conservation des ectoparasites.....	43
Figure 32 : Photos du matériel utilisé pour les endoparasites durant la période d'étude	44
Figure 33 : Les étapes suivies durant la recherche des endoparasites.....	46
Figure 34 : Microscope optique équipé d'un appareil photo utilisé pour l'identification des ectoparasites et des endoparasites	46
Figure 35 : Graphe montrant les nombres et les Famille d'ectoparasites retrouvés dans les nids de la ville de Tizi-Ouzou et la ville de Tigzirt.....	50
Figure 36 : Images montrant l'espèce <i>Dermanyssus galinae</i>	50
Figure 37: Espèce retrouvé représentative de la famille Laelapidae.....	51
Figure 38 : Images montrant l'espèce <i>Cilliba cassidae</i> retrouvée dans les nids.....	51
Figure 39 : <i>Liacarus sp</i> retrouvé dans les nids.....	51
Figure 40 : <i>Amerus sp</i> retrouvés dans les nids	52
Figure 41 : Le pou <i>Actornithophilus piceus lari</i> retrouvé dans les nids de Tigzirt après éclaircissement	52
Figure 42 : Secteur représentant l'abondance relative des ectoparasites retrouvés dans les nids de la ville de Tizi-Ouzou	54
Figure 43 : Secteur représentant l'abondance relative des ectoparasites retrouvés dans les nids de la ville de Tigzirt	54
Figure 44 : Graphe montrant les nombres et les genres d'endoparasites retrouvés dans les pelotes de rejection du Goéland leucopnée au niveau de la ville de Tizi-Ouzou et la ville de	

Tigzirt.....	56
Figure 45 : Œufs d' <i>Ascaridia sp</i> vu sous microscope optique.....	57
Figure 46 : Œufs de <i>Trichostrongylus sp</i> vu sous microscope optique.....	57
Figure 47 : Larves de <i>Trichostrongylus sp.</i> vu sous microscope optique	57
Figure 48 : Œufs de <i>Toxoplasma sp</i> vu sous microscope optique	57
Figure 49 : Quelques faux parasites retrouvés	58
Figure 50 : Grains de pollen.....	58
Figure 51 : Secteur représentant les valeurs de l'abondance relative des endoparasites retrouvés dans les pelotes de rejection au niveau de la ville de Tizi-Ouzou.....	59
Figure 52 : Secteur représentant les valeurs de l'abondance relatives des endoparasites retrouvés dans les pelotes de rejection au niveau de la ville de Tigzirt	60

Liste des tableaux

Tableau 1 : Les étapes suivies et le matériel utilisé durant la période d'étude des ectoparasites présents dans les nids	40
Tableau 2 : Les étapes suivies et le matériel utilisé durant la période d'étude des endoparasites présents dans les pelotes de rejection.....	44
Tableau 3 : Classification et comptage des ectoparasites collectés sur les quatre nids de la ville de Tizi-Ouzou et la ville de Tigzirt	49
Tableau 4 : Résultats obtenus après calculs de l'abondance relative, la prévalence ainsi que l'intensité des ectoparasites retrouvés dans les nids de la ville de Tizi-Ouzou.....	52
Tableau 5 : Résultats obtenus après calculs de l'abondance relative, la prévalence ainsi que l'intensité des ectoparasites retrouvés dans les nids de la ville de Tigzirt	53
Tableau 6 : Le nombre d'individus de chaque genre d'endoparasites retrouvés dans les pelotes de rejection au niveau de la ville de Tizi-Ouzou et la ville de Tigzirt.....	55
Tableau 7 : Résultats obtenus après calculs de l'abondance relative, la prévalence ainsi que l'intensité des endoparasites dans la ville de Tizi-Ouzou	59
Tableau 8 : Résultats obtenus après calculs de l'abondance relative, la prévalence ainsi que l'intensité des endoparasites dans la ville de Tigzirt.....	60

Sommaire

Liste des figures

Liste des tableaux

Introduction 1

Chapitre I : Biologie et Ecologie du Goéland leucophée *Larus michahellis*

1. Systématique	3
2. Description	4
3. Répartition géographique	5
3.1. Dans le monde	5
3.2. En Algérie	5
4. Habitat	6
5. Alimentation.....	7
6. Reproduction	8
6.1. Nid.....	8
6.2. Ponte.....	9
6.3. Œufs	9
6.4. Poussins.....	9
6.5. Mue.....	10
7. Vol	10
8. Nage	10
9. Chant	11
10. Migration.....	11
11. Comportement et vie sociale	11
12. Mortalité	12
13. Menaces.....	12
14. Statut de protection.....	13

Chapitre II : Généralités sur les ectoparasites et les endoparasites des oiseaux

1. Définitions	14
2. Les ectoparasites.....	15
2.1 Acariens.....	15

2.1.1 Dermanysses.....	15
2.1.2 Falculiferidae.....	17
2.1.3 Laelapidae	17
2.1.4. Agent de gale.....	18
2.1.5. Mites.....	19
2.2. Tiques	19
2.2.1. Ixodidae	19
2.2.2. Argasidae.....	20
2.2.3. Nuttalliellidae	20
2.3. Insectes	20
2.3.1. Punaise	21
2.3.2. Puces.....	22
2.3.3. Poux.....	23
3. Endoparasites	24
3.1. Protozoaires	24
3.1.1. <i>Toxolasma</i>	24
3.1.2. <i>Eimeria</i>	26
3.2. Helminthes	27
3.2.1. Plathelminthes	28
3.2.1.1. Trématodes	28
3.2.1.2. Cestodes	30
3.2.2. Nématodes	31
3.2.2.1. <i>Trichostrongylus</i>	31
3.2.2.2. <i>Ascaridia</i>	33
3.2.2.3. <i>Capilaria</i>	34
3.2.3. Acanthocéphales.....	35

Chapitre III : Matériel et méthodes

1. Description des régions d'étude	38
1.1. Ville de Tizi-Ouzou.....	39
1.2. Ville de Tizgirt	39
2. Matériel utilisé pour les ectoparasites présents dans les nids	40
3. Méthodes suivies pour les ectoparasites.....	42

3.1. Collecte des nids.....	42
3.2. Prélèvement des ectoparasites	42
3.3. Identification	43
4. Matériel utilisé pour les endoparasites	43
5. Méthodes suivies pour les endoparasites.....	45
5.1. Collecte des pelotes de rejection	45
5.2. Pesage et conservation des pelotes.....	45
5.3. Recherche et identification des endoparasites.....	45
6. Analyses statistiques des données	47
6.1. Abondance relative ou fréquence centésimale (AR%).....	47
6.2. Indices d'analyse de la charge parasitaire	47

Chapitre IV : Résultats et discussion

1. Résultats.....	49
1.1. Les ectoparasites présents dans les nids.....	49
1.1.1. Quantification et identification des ectoparasites présents dans les nids	49
1.1.2. Etude de l'abondance relative, prévalence et intensité moyenne des ectoparasites présents dans les nids de <i>L. michahellis</i>	52
1.2. Etude des endoparasites retrouvés dans les pelotes de rejection du Goéland leucophee au niveau des deux villes ; de Tizi Ouzou et de Tizirt.....	55
1.2.1. Quantification et identification des endoparasites	55
1.2. 2. Abondance relative, prévalence et intensité moyenne des endoparasites retrouvés	58
2. Discussion.....	61
2.1. Discussion sur les ectoparasites présents dans les nids.....	61
2.2. Discussion sur les endoparasites présents dans les pelotes de rejections.....	62
Conclusion	64

Références bibliographiques

Annexes



Introduction

Dans le bassin méditerranéen, les populations du Goéland à pattes jaunes (*Larus michahellis*) ont considérablement augmenté au cours des quatre dernières décennies. Elles sont devenues problématiques dans cette région (Vidal et *al.*, 1998). Les communautés de ces espèces sont surpeuplées. Cette surpopulation est attribuée à leur flexibilité, opportunisme, et la nature grégaire, ce qui les rend capable de vivre dans des habitats modifiés par l'homme (Belant et *al.*, 1993 ; Bertellotti et *al.*, 2001 ; Steele et Hockey, 1990 ; Vidal et *al.*, 1998).). De plus, grâce à sa plasticité écologique, *L. michahellis* peut modifier son régime alimentaire selon la disponibilité des ressources et leur stade de reproduction (Moulay et *al.*, 2008).

L'écologie parasitaire des oiseaux sauvages avait été largement négligée en Algérie, mais aujourd'hui, elle est une discipline en plein développement (Barroca, 2005). Selon Bush et *al.* (2001), les oiseaux sont les hôtes les plus parasités. Ils représentent un bon modèle pour l'étude de biologie évolutive, grâce à leur mobilité, leur diversité de régime alimentaire et à leur colonisation dans toutes les régions du globe.

Les oiseaux sont les hôtes d'une grande diversité de parasites digestifs, parmi lesquels on retrouve notamment des protozoaires et des helminthes (Collet, 2015). De plus, certains oiseaux sont migrateurs et peuvent amener de nouveaux vecteurs et pathogènes d'Europe. Répertoire ces ectoparasites et effectuer des suivis réguliers par prélèvements sur oiseaux et nids d'oiseaux est une méthode intéressante de surveillance épidémiologique (Baziz-Neffah et *al.*, 2015).

Les ectoparasites des animaux sauvages sont des vecteurs de pathogènes responsables d'importantes zoonoses (Colebrook ; Wall, 2004) comme les borrélioses, les rickettsioses, les bartonelloses, la peste et les leishmanioses (Socolovschi et *al.*, 2012 ; Wall; Shearer, 2001). Les oiseaux sont des réservoirs d'arbovirus comme le virus West Nile (Amraoui et *al.*, 2012 ; Jourdain et *al.*, 2007), la grippe aviaire (Lebarbenchon et *al.*, 2007 ; Manuguerra, 2007), les encéphalomyélites équine (de l'Est et de l'Ouest), l'encéphalite de Saint Louis (Scott ; Edman, 1991) et des pneumonies communautaires (Jaton; Greub, 2005).

Notre travail est une contribution à l'identification et quantification des charges parasitaires des ectoparasites présents dans les nids, et aussi des endoparasites présents dans les pelotes de rejection du Goéland leucophée à pattes jaunes *Larus michahellis* en Kabylie au niveau des deux villes : Tizi-Ouzou et Tigzirt.

Pour réaliser les objectifs précédemment cités nous avons structuré notre travail en quatre chapitres. Le premier chapitre est consacré pour la biologie et l'écologie du Goéland leucophée *Larus michahellis*. Le deuxième concerne les généralités des ectoparasites et endoparasites des oiseaux. Alors que dans le troisième, on a cité le matériel utilisé et les méthodes suivies dans notre travail. Enfin, le quatrième chapitre est destiné pour l'interprétation et discussion des résultats trouvés. Cette étude se termine par une conclusion générale.

Chapitre I :
Biologie et Ecologie du Goéland
leucophée *Larus michahellis*

Les Laridés sont une famille d'oiseaux constituée de 23 genres et de 102 espèces existantes (Bizet, 2006). Parmi ces oiseaux la population des Goélands qui a connu une explosion démographique importante (Duhem et *al.*, 2007).

En Algérie six espèces ont été enregistrées de Goélands notamment le Goéland railleur (*Larus genei*), le Goéland d'Audouin (*Larus audouinii*), le Goéland cendré (*Larus canus*), le Goéland brun (*Larus fuscus*), le Goéland marin (*Larus marinus*) et le Goéland leucophée (*Larus michahellis*) (Baaloudj, 2015).

On s'intéresse dans cette étude au Goéland leucophée, *Larus michahellis* (Naumann, 1840).

1. Systématique

A l'époque *L.michahellis* était considéré comme une sous-espèce à pattes jaunes de *Larus argentatus* nommé Goéland argenté, ensuite comme une sous-espèce de *Larus. Cachinnans* nommé Goéland pontique (Devillers, 1977).

Récemment cette espèce été détachée pour être considéré comme une espèce séparée (Pons et *al.*, 2004) grâce aux études comportementales et génétiques montrant des divergences significatives entre le Goéland leucophée *Larus michahellis* et le Goéland pontique *L. cachinnans* (Yésou, 2003 ; Helbig et *al.*, 2004 ; Collinson et *al.*, 2008).

D'après les travaux de Dorst, (1971) et Heinzel et *al.*, (1985), le Goéland leucophée a été classé comme suit :

Règne	: Animal.
Embranchement	: Chordés.
Sous-embranchement	: Vertébrés.
Classe	: Oiseaux.
Sous-classe	: Carinates.
Ordre	: Charadriiformes.
Famille	: Laridae.
Sous-famille	: Larinae.
Genre	: <i>Larus</i> .
Espèce	: <i>L. michahellis</i> (Naumann, 1840).

Le Goéland à pattes jaunes à l'époque actuelle est divisé en trois sous-espèces : *L. m. atlantis*, qui se limite aux îles macaronésiennes, *L. m. michahellis*, qui occupe principalement les côtes méditerranéennes et *L. m. lusitanius*, qui niche le long des côtes atlantiques de la péninsule ibérique (Olsen et Larsson 2004, Pons et *al.*, 2004).

2. Description

Grec Laros= un oiseau de mer (latin *larus*, un oiseau de mer rapace, probablement un Laridé), *michahellis* = nom donné par Christoph Feldegg et Johann Friedrich Naumann en l'honneur de Karl Michahelles, médecin et ornithologue bavarois (1807-1834) (Anonyme 1).

L. michahellis fait partie de la famille des Laridées. Il a une tête carrée blanche, avec des stries allant de l'œil à l'arrière de la calotte, de longues pattes jaunes vif et une forte poitrine. Cela lui procure une allure fière et robuste. Sa couleur des yeux est jaune-gris ou jaune citron avec un cercle orbitaire rouge (Fig.1) (Cezilly et Quenette, 1988).

Son bec est plus court et plus épais que celui des autres Goélands, souvent jaune orangé vif avec une tache rouge au gonyx sur la mandibule inférieure débordant souvent sur la mandibule supérieure.

Le manteau et les ailes sont gris. Le croupion et la queue sont blancs. Le Goéland leucophée a du noir sur les primaires externes et de petits miroirs blancs apparents au bout des ailes. Les bords d'attaque et de fuite sont blancs.

En automne et en hiver, la plupart ont la tête blanche et la majeure partie des Goélands ont une bande subterminale noire sur la queue. Les parties inférieures sont d'un blanc pur toute l'année (Anonyme 2).

Les deux sexes sont semblables, et il n'y a pas de différenciation saisonnière. Les jeunes volants de l'année font la même taille que l'adulte, mais ils arborent un plumage entièrement brun avec un bec sombre et des pattes souvent roses. Le plumage s'éclaircit au fur et à mesure jusqu'à atteindre le plumage adulte vers l'âge de 4 ans ((Talmat Chaouchi, 2015).

Selon Talmat Chaouchi (2015) La biométrie du Goéland leucophée (*Larus michahellis*) est comme suit :

Taille : 58 à 68 cm.

Envergure : 130 à 158 cm.

Poids : 750 à 1250 g.



Figure 1 : Adulte du Goéland leucophée *Larus michahellis* (originale, 2022).

3. Répartition géographique

3.1 . Dans le monde

Ces oiseaux sont répartis dans le monde entier (Fig.2), c'est des espèces qui se reproduisent sur tous les continents (Fuirst, 2019). Ils sont parmi les oiseaux de mer les plus répandus et son aire de répartition continue de s'étendre (Mead et *al.*, 1995), après avoir été présent seulement en méditerranée, puis dans les régions continentales (Dejonghe, 1990).

Les Goélands leucophées sont les oiseaux marins les plus abondants du bassin méditerranéen (Moulai, 2002). Cette espèce a connu une forte croissance démographique au cours des quatre dernières décennies, en particulier dans le nord-ouest de la Méditerranée (Yesou, 2003). Selon Isenmann (1976), les Goélands nichent sur les côtes et les îles de tout le bassin méditerranéen, avec des concentrations dépendant de la localisation. Sa répartition s'étend des îles macaronésiennes (Açores, Canaries et Madère) à l'ouest de l'Anatolie, en passant par la côte atlantique du Maroc, la péninsule ibérique et la France, et dans tout le bassin méditerranéen (Yésou, 2003).

Les Goélands habitent une gamme d'écorégions du nord du cercle polaire arctique aux déserts de l'intérieur de l'Amérique du Sud (Fuirst, 2019).

3.2. En Algérie

L. michahellis est l'un des oiseaux nicheurs de la côte algérienne, trouvé à Jijel, Alger, Béjaïa, Tizirt. Cette espèce envahit pareillement les milieux urbains côtiers. Elle a marqué sa présence à Alger, Oran, Skikda, Annaba, Béjaïa, Tizirt (Moulai et *al.*, 2005), en 1983 Jacob a confirmé l'existence de pas mal de couples cap chenoua et sur l'île Agueli à l'Ouest de Réghaïa.

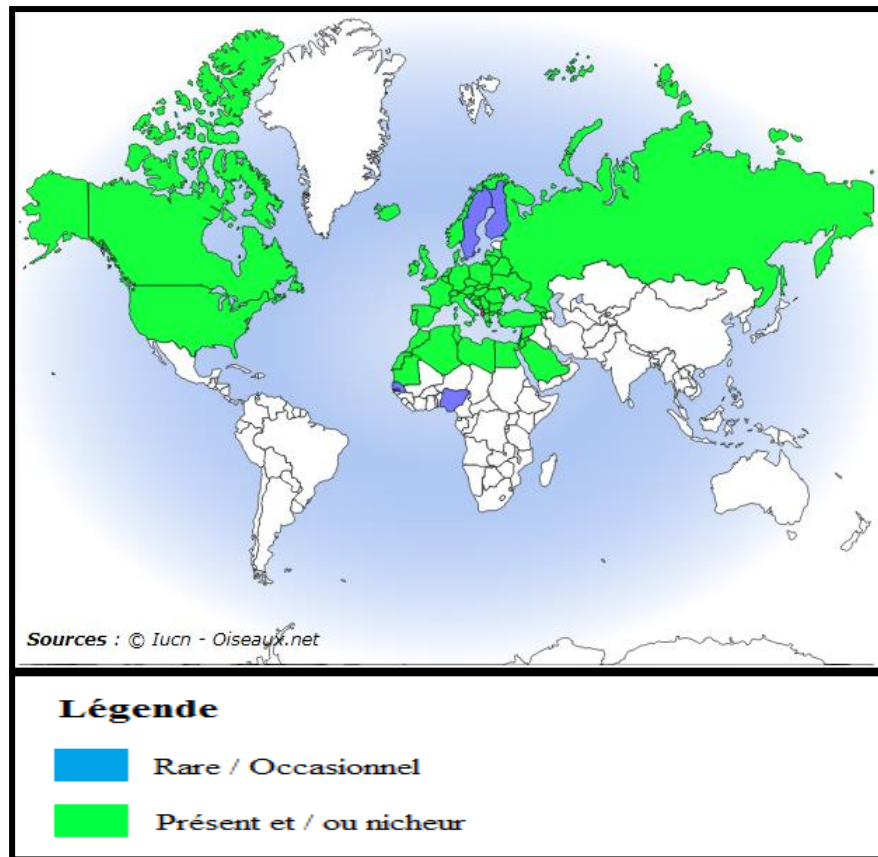


Figure 2 : Répartition géographique globale du Goéland leucophée (Anonyme 3)

4. Habitat

Le Goéland leucophée se nidifie en colonies par milliers sur les falaises côtières et les îles rocheuses du littoral méditerranéen, parfois atlantique, et également à l'intérieur des terres, jusqu'aux centres des villes (Anonyme 2).

L'aire de nidification de l'espèce s'étend des Açores jusqu'à la mer d'Aral, et peut-être encore plus à l'Est (Yesou et Beaubrun, 1995).

Les Goélands ont une histoire de la vie marine et sont très bonnes pour exploiter les environnements modifiés par l'homme (Furst, 2019). Ils possèdent une biologie qui leur permet de s'adapter aux activités humaines. Cela favorise le développement de vastes sites de nidification et d'alimentation (Talmat Chaouchi, 2015).

Cet oiseau est Prédateur, présent toute l'année, il empêche l'installation d'autres espèces dans ses aires de reproduction (Bizet, 2006).

La présence d'une grande variété de ressources trophiques, y compris ceux liés à l'homme, dans les villes, conduisent à l'établissement et la croissance des populations de Goélands urbains dans le monde (Washburn et *al.*, 2013 ; Spelt et *al.*, 2019).

5. Alimentation

Les Goélands mangent de petites proies telles que des poissons, des crustacés et des bivalves, mais aussi des déchets humains (Fig.3), et de nombreuses espèces mangent des insectes, des rongeurs et des baies. La façon dont les Goélands se nourrissent a évolué avec le développement humain (Furst, 2019).

Le Goéland est un oiseau très opportuniste, sans spécialisation, elle braconnera des proies d'autres oiseaux. Cependant, après avoir appris à utiliser les déchets générés par l'homme, y compris les déchets de pêche, les dépotoirs, la nourriture laissée sur les plages et même les terrasses, ils sont devenus de plus en plus abondants. Plus le nombre est élevé, plus il cherchera d'autres ressources et consommera des œufs, des poussins trouvés dans des nids, des animaux capturés accidentellement (Anonyme 4).

L'espèce a une aire de recherche de nourriture allant jusqu'à 40-50 km, rarement loin de son habitat, même si le développement humain a empiété sur l'aire d'alimentation actuelle (Arizaga et *al.*, 2010 ; Mendes et *al.*, 2018).



Figure 3 : Alimentation du Goéland leucophée dans une décharge et dans son milieu naturel (A : prise par Bouzeghaya et Chergui, 2016 ; B : Anonyme 4; c : Anonyme 5).

6. Reproduction

Les Goélands sont les premiers à s'installer sur les sites de reproduction avant les autres (Cadiou et *al.*, 2009). *L. michahellis* réutilise ses sites en mois d'octobre (Launay, 1983).

Pour défendre leur territoire, ils arrivent à leurs sites de reproduction quelques jours à quelques mois à l'avance de la ponte (Amoura, 2014).

Les femelles passent presque la totalité de leurs temps sur les nids, par contre, les mâles font des va-et-vient pour fournir la nourriture (par régurgitation). Ce comportement est appelé «nourrissage de cour » (Tinbergen, 1975).

Les Goélands se multiplient rapidement lorsqu'ils ont de la nourriture appropriée et des sites de reproduction calmes (Beaubrun, 1993).

6.1. Nid

Les choix d'emplacement du nid et l'augmentation des populations de *L. michahellis* dépendent principalement de la proximité et de la disponibilité des approvisionnements alimentaires très différents, par exemple des décharges d'ordures. Certains couples se reproduisent très tard dans la saison. Ils construisent souvent leurs nids sur un sol nu (Beaubrun, 1988).

Des nids peuvent également être placés sur des roches et sur des falaises (Jacob et Courbet, 1980).

Le Goéland leucophée nidifie en grandes colonies à terre, sur et entre les rochers, le sable et les galets. Dans un creux gratté au sol, il dispose en forme de cuvette un assemblage d'herbes, de branchettes, d'algues et de débris divers (Fig.4) (Anonyme 2).



Figure 4 : Nid d'un Goéland leucophée (Cliché Talmat N).

6.2. Ponte

A partir de la fin du mois d'octobre, les couples se forment dans les colonies côtières. Leurs œufs sont pondus en méditerranée allant de mi-mars jusqu'à la mi-mai. *L. michahellis* ne peut avoir qu'une seule couvée annuelle. Elle est constituée généralement de 2 à 3 œufs (Cramp et *al.*, 1994 ; Deltort et *al.*, 2003). Les deux partenaires couvent à tour de rôle. La maturité sexuelle de l'espèce est de 4 ans (Beaubrun, 1988). La durée d'incubation est entre 28 à 30 jours (Isenmann, 1976 et Launay, 1983). Les éclosions sont concentrées de fin avril à mi-mai (Jacob et Courbet, 1980).

Il pond au sol, dans une cuvette peu profonde et abondamment garnie de végétaux (Vidal et *al.*, 2001).

6.3. Œufs

Les œufs ont une forme ovale et arrondie. Ils mesurent entre 58 et 84mm. Ils pèsent de 62 à 109 g (Talmat, 2002). Ils sont couverts de l'extérieur d'une couleur crème olive avec des taches brunes (Fig.5) (Talmat Chaouchi 2015).



Figure 5 : Les œufs de *L. michahellis* (Originale, 2022).

6.4. Poussins

Les poussins de *L. michahellis* sont vêtus des plumes totalement brunes et une queue plus ou moins claire qui se termine par une barre noire. Ils ont un bec sombre et des pattes souvent roses. Les jeunes adultes sont caractérisés par leur plumage striés en brun (Talmat Chaouchi, 2015). Les poussins restent près du nid jusqu'à l'envol (Talmat, 2005).

Ils sont nourris par régurgitation et c'est à l'âge de quatre à six semaines qu'ils deviennent libres. (Heinzel et Tuck, 1985).

Selon Amoura (2014) après quelques jours de la naissance des poussins, ils forment des groupes en dehors des sites de nidification. Ces derniers sont appelés habituellement des crèches (Fig.6).



Figure 6 : Jeune et poussins du Goéland leucophée (Originale, 2022).

6.5. Mue

Le Goéland leucophée accomplit deux mues par an : une prénuptiale vers la fin de janvier et l'autre est postnuptiale entre les mois de juillet et août (Moulai, 2006).

Les différentes mues arrivent progressivement au plumage adulte (Svensson et *al.*, 2000). La maturité sexuelle de l'espèce est de 4 ans (Beaubrun, 1988).

7. Vol

Selon Amoura 2014, les Laridées se déplacent aisément sur terre ; comme ils sont des voiliers exceptionnels. Ils ont une allure légère élégante. Parfois, ils profitent des courants d'air pour utiliser les ailes pour s'élever à la bonne hauteur dans l'espace sans dépenser d'énergie (Fig.7). *L. michahellis* a des battements plus lents que le *Larus argentatus*. Il plane à la manière d'un rapace, en volant souvent en groupe sous forme d'un V ouvert (Anonyme 2).



Figure 7 : Goéland leucophée en vol (Anonyme 4).

8. Nage

A l'aide de ces pattes nageurs et un plumage épais et serré contre le corps, ainsi qu'une glande uropygienne bien développée, les laridées nagent facilement mais plongent rarement (Fig.8) (Svensson et *al.*, 2000).



Figure 8 : La nage du Goéland leucophée (Anonyme 4).

9. Chant

Les cris de *L. michahellis* sont graves et nasillards semblables à ceux du Goéland brun (Singer, 2010). La voix du Goéland leucophée est plus grave moins sonnante mais aussi diversifiée. Il pleure et raille. Il lance une sorte de « rire » nasal gleeoo lancé en tendant la tête vers le haut et vers le bas, ou lancé en vol.

Le cri d'alarme est un court et répétitif gleeuu-gleeuu-gleeuu pour l'alarme et il lance fréquemment de courts keow pour l'attaque (Anonyme 6).

10. Migration

L. michahellis est une espèce partiellement migratoire d'origine biogéographique néarctique (Meriem, 1985).

Parmi les principales raisons qui favorisent la migration de point de vue théorique, la saisonnalité et l'instabilité des ressources alimentaires (Arizaga, 2010).

Une fois que les jeunes peuvent voler, ils quittent loin de leur nid. Les aires de reproduction sont rendues à partir de septembre (Moulai, 2006).

11. Comportement et vie sociale

L. michahellis a un comportement colonial et territorial (Duhem., 2004). Le Goéland leucophée a su s'adapter aux activités humaines. Il est souvent alimenté dans des décharges publiques. Il est de plus en plus courant dans les villes. Il tente de se nicher sur des monuments. Les mâles sont bruyants toute la saison. Lors des parades nuptiales, ils offrent du poisson à la femelle et parade près d'elle. Il a fait le célèbre (long cri) avec la tête rejetée en arrière (Anonyme 2).

De par ses traits opportunistes et sa plasticité écologique, le Goéland leucophée a acquis de meilleures adaptations à la vie en milieu humanisé, ce qui en fait une espèce surabondante (Yésou et Beaubrun, 1995) et avec près de 12 000 couples reproducteurs en Méditerranée occidentale (Pérennou et *al.*, 1996).

L. michahellis est une espèce agressive qui peut exclure les espèces sympatriques de ses sites de nidification, mais c'est aussi un prédateur d'un grand nombre de petits et grands oiseaux d'eau comme les flamants roses, les puffins des Baléares, les Goélands bruns (Oro et Martinez-abrain, 2007).

12. Mortalité

Comme tous les oiseaux marins, les Goélands leucophées sont sensibles à la pollution de l'eau par les hydrocarbures. La prédation des souris et des chats sur les œufs et les poussins des Goélands est une cause majeure de mortalité dans les nids périphériques (Cizelly et Quenette, 1988). Selon les mêmes auteurs, la surchauffe est une autre cause de mortalité. Les œufs et les poussins sont vulnérables aux perturbations humaines. L'habitat de cette espèce est fréquemment détruit ou pillé par l'homme. Enfin, des maladies telles que le botulisme sont associées à la fréquence des décharges (Talmat Chaouchi, 2015).

Dans les prochaines années. Certaines espèces de Goélands sont capables de se tourner vers d'autres proies ou de migrer vers de nouveaux habitats, tels que les environnements intérieurs et urbains, en réponse à la baisse des rejets (Oro et coll., 1997, 2013)

Cependant, cette proie convertie en charognard facultatif constitue une menace potentiellement sérieuse pour certaines colonies d'oiseaux marins. (Furness, 2003; Votier et coll., 2004).

Les effets réels de la pollution de l'eau, du plancton et des poissons pollués ne sont pas bien connus, mais les niveaux de produits chimiques dangereux qui s'accumulent dans leur graisse suggèrent que la santé des populations d'oiseaux marins a été fragilisée. Par exemple, le DDT provoque des troubles du développement embryonnaire (Fry et Toone, 1981).

13. Menaces

L'expansion de la population de Goélands est due à une combinaison de facteurs dont le développement des dépotoirs à ciel ouvert et de la pêche industrielle et leur utilisation par les

Goélands leucophées. Il a été accusé pour de multiples problèmes en raison de sa taille, de son comportement colonial et territorial, de son agressivité et de son opportunisme (Moulai, 2006).

Cette explosion démographique a engendré de nombreux problèmes environnementaux qui préoccupent les institutions de régulation et de recherche : nidification en milieu urbain (Moulai et *al.*, 2005). Cette espèce est nouvellement considérée comme surpeuplée en raison de son impact sur la biodiversité végétale et animale, des perturbations du trafic aérien et de la transmission de maladies (Vidal et *al.*, 1997).

Une grande variété de ressources nutritionnelles, y compris celles liées à l'homme, existent dans les villes, entraînant l'établissement et la croissance de populations de Goélands urbains dans le monde entier (Washburn et *al.*, 2013 ; Spelt et *al.*, 2019). Le nombre de Goélands nichant sur les toits augmente, causant des problèmes aux résidents, notamment la défécation, le drainage bouché, les dommages structurels, le harcèlement, les accidents d'avion et la transmission de maladies (Belant, 1997 ; Vidal et *al.*, 1998).

Les Goélands sont également des vecteurs possibles de bactéries et de virus pathogènes. Aussi les réservoirs d'eau potable présente un risque de contamination (Savalois, 2012).

14. Statut de protection

Commençant à envahir les villes, le Goéland leucophée salit les monuments et a tendance à être considéré comme envahissant et nuisible. Cependant, l'espèce ne semble pas menacée pour le moment (Anonyme 2). *L. michahellis* est inscrit dans l'annexe II de la convention de berne. L'UICN classe cette espèce dans la catégorie LC (préoccupation mineure) (Svensson et *al.*, 2014).

En Algérie, le Goéland leucophée ne fait pas partie de « la liste provisoire des espèces animales non domestiques protégées » publiée dans le Journal officiel de la République Algérienne N° 35 du 10/06/2012.

Chapitre II :
**Généralités sur les ectoparasites et les
endoparasites des oiseaux**

2. Définitions

- **Parasite**

C'est un organisme animal ou végétal qui, temporairement ou définitivement, se nourrit nécessairement d'un autre organisme qui lui sert d'hôte (Gassem-Hafirassou N, 2014) les parasites peuvent être :

- **Permanent** : Leur existence entière se déroule dans un ou plusieurs hôtes.
- **Temporaire** : Divise leur vie en formes libres et autres formes parasitaires dans l'environnement.
- **Facultatif** : a une vie saprophyte mais occasionnellement parasitaire (Anofel 2014).
- **Parasitisme** : Parasite qui survit aux dépens d'un hôte qui lui fournit les biotopes et/ou les nutriments nécessaires à sa survie, l'hôte est atteinte d'une façon plus ou moins sévère (Anofel 2014).
- **Endoparasite** : Ce sont des parasites vivant à l'intérieur de l'organisme soit dans les cellule et tissus soit en dehors des cellules dans les humeurs ou dans le tube digestif (Gassem-Hafirassou N, 2014).
- **Ectoparasites** : Le terme ectoparasite est utilisé au sens le plus strict comme un arthropode associé aux vertébrés dans tout ou une partie prolongée de son cycle de vie (Nelson et *al.*, 1975) Les ectoparasites sont de petits organismes qui affectent la peau. Soit ils mangent les restes de peau et de plumes, soit ils percent la surface du corps et sucent le sang ou les sécrétions tissulaires (lymphe) (Price et *al.*, 2003).

- **Ectoparasites des oiseaux**

Selon Tolba (2014), la faune aviaire est très nomade et vit dans Divers lieux et habitats. Il augmente la probabilité d'exposition à divers parasites. Dans certains cas, cela peut l'amener à entrer en contact avec des espèces domestiques et éventuellement à un échange de parasites entre-elle. Les parasites externes courants chez les oiseaux sont principalement les acariens (acariens et tiques) et les insectes (mouches, poux, puces et punaises) (Moulinier, 2003).

- **Les ectoparasites du Goéland leucophée**

Les parasites externes comprennent les sangsues ainsi que divers arthropodes tels que les poux, les puces, les tiques et les acariens. Certains sont permanents, ils passent toute leur vie avec leurs hôtes. D'autres passent une partie de leur vie sur leurs hôtes, et certains ne s'attachent à leurs hôtes que pendant une courte période à la fois. (Furman et Catts, 1982 in Mc Laughlin, 2001).

3. Les ectoparasites

2.1 Acariens

Les mots français acare, acarus et acarien viennent du grec a et keiran, signifiant « qu'on ne peut couper », et exprime bien la petitesse de ces animaux. Les acariens (Milben en allemand, mites en anglais) sont des arthropodes, invertébrés articulés qui appartiennent à la classe des arachnides. Les formes corporelles des acariens sont extrêmement diverses. Ceux connus jusqu'à présent sont divisés en forme d'acarien et en forme de parasite. Tous les états intermédiaires entre mode de vie libre et celui du parasite obligatoire apparaissent après plusieurs adaptations alimentaires. Au moins 15 000 espèces d'acariens vivent dans les plumes d'oiseaux, leur peau et le pelage des mammifères. Le transport assuré par l'hôte (phorésie) est généralement un mode de dispersion obligatoire pour la suite du développement des larves et des nymphes. Sur terre, les acariens envahissent tous les milieux, bien qu'ils ne soient ni munis d'ailes ni organisés en sociétés complexes (Lorber, 2017).

2.1.1 Dermanysses

Les dermanysses sont classés au sous-ordre Mesostigmata et appartient à la superfamille Dermanyssoidae comprend 13 familles. Il existe deux espèces communes chez les oiseaux : *Dermanyssus gallinae* et *Ornithonyssus sylviarum* (André, 1998).

- ***Dermanyssus gallinae***

Dermanyssus gallinae est un parasite de peau, on le retrouve sur les oiseaux sauvages et aussi sur le dindon, la poule, le faisan (Roy, 2009).

Dermanyssus gallinae (Fig.9) est un acarien d'une forme ovale, il est un peu aplati et plus large en arrière qu'en avant, bordé de soies courtes et écartées avec un écusson dorsal long (Wangrawa, 2010).

Le mâle est petit, il mesure 600 µm sur 320 µm de large, il a des mandibules didactyles avec l'un des doigts allongé en lame aiguë et ondulée. La femelle est plus grande, elle mesure 750 µm de long et 400 µm de large, ses mandibules ont une forme d'un stylet long et mince (Wangrawa, 2010).



Figure 9 : A) la femelle de *D. gallinae* (avec oeuf) ; B) Le mâle de *Dermanyssus gallinae* (Gulcan, 2009).

- ***Ornithonyssus sylviarum***

C'est un acarien dermanyssoïde, mais il appartient à la famille des Macronyssidae plutôt que dans les Dermanyssidae (Antonella et al., 2012).

Dermanyssus gallinae est un nourrisseur intermittent qui cache et se reproduit dans les nids d'oiseaux et les poulaillers, alors que tous les stades d'*O. sylviarum* sont associés de façon permanente à l'hôte. Les adultes et un ou les deux stades nymphaux de cette espèce sont hématophages (Nordenfors et al., 1999; Chen & Mullens, 2008).

O. sylviarum (Fig.10) est distingué par :

1. Les chélicères des femelles sont allongés, mais avec des doigts fixes et mobiles bien développés et distincts.
2. Le bouclier génito-ventral (épigyne) est atténué et étroitement arrondi en arrière
3. Le bouclier dorsal d'*O. sylviarum* est brusquement rétréci en arrière (Antonella et al., 2012).

Toutefois, les deux espèces peuvent survivre hors hôte pendant plusieurs semaines (*O. sylviarum*) à plusieurs mois (*D. gallinae*) (Nordenfors et al., 1999 ; Chen et Mullens, 2008).

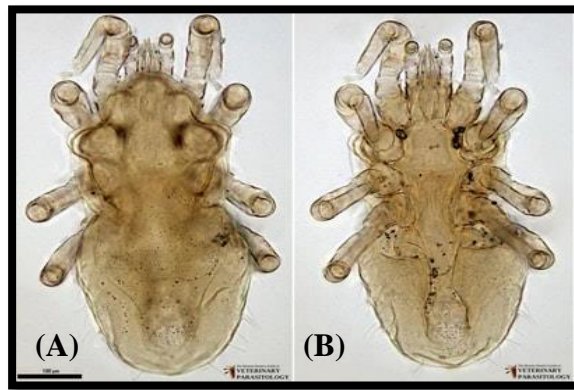


Figure 10 : *Ornithonyssus sylviarum* ; (A) vue dorsale (B) vue ventrale (Lance, 2018).

Pathogénicité

Moro et *al.* (2005) ont examiné le rôle de la superfamille Dermanyssoidea dans la transmission des pathogènes. Quelques espèces de cette superfamille sont impliquées dans la transmission de pathogènes (bactéries, virus et parasites) aux animaux.

Les acariens peuvent également transmettre des protozoaires aviaires, l'hépatocapse des toxoplasmes, ainsi que des choléras pasteurella causés par des bactéries. La toxoplasmose chez les oiseaux peut être la même que chez les mammifères (Boyd, 1951).

Ces arthropodes piquent occasionnellement les humains, lorsque les jeunes oiseaux quittent le nid, comme lorsqu'ils entrent dans une maison (Baziz-Neffah et *al.*, 2015).

2.1.2 Falculiferidae

Falculifer rostratus Il fait partie de l'Embranchement : Arthropoda, classe : Arachnida, Ordre : Astigmata, Famille : Falculiferidae, Genre : *Falculifer* (Myers et *al.*, 2014). Parasite les plumes fréquemment et assez contagieux, il mesure environ 0,8 mm de long. Il vit entre les barbes des grandes plumes des ailes et de la queue (Samuel et Bernard, 1995).

2.1.3 Laelapidae

Les Laelapidae sont un groupe diversifié d'acariens, y compris les parasites libres présents dans le sol ou les nids d'animaux, ainsi que les parasites des mammifères. Ils sont divisés entre plusieurs sous-familles, dont certaines ont été reconnues comme des familles distinctes. Ceux-ci incluent Le Melittiphidinae est présent en association étroite avec les fourmis et les abeilles et peut être présent en grand nombre dans les nids hôtes. L'Haemogamasinae est un groupe holarctique comprenant à la fois des espèces hématophages et saprophage, certains étant des parasites

obligatoires de petits mammifères ou d'oiseaux (Lindquist et *al.*, 2009). Les haemogamasines (Fig.11) se distinguent par un bouclier dorsal nettement hypertrophié, formé de rangées transversales de denticules sur le sillon hypognatal (Evans & Till 1979).

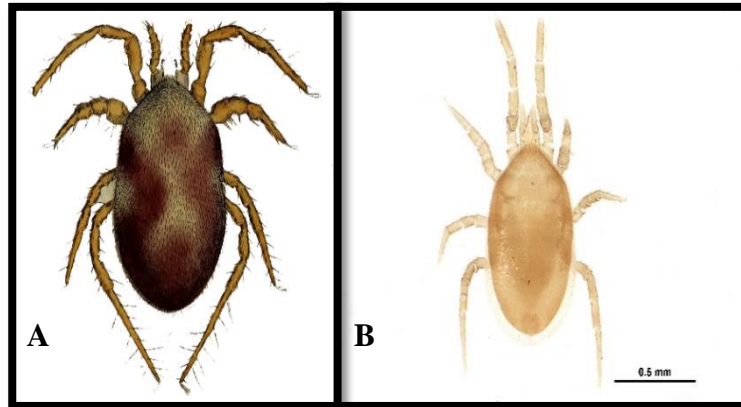


Figure 11 : Image montrant deux espèces haemogamasines

A) *Haemogamasus hirsutus* (d'après Berlese, 1889) ; B) *Haemogamasus ambulans* (Anonyme 7).

2.1.4. Agent de gale

Les Acariformes contiennent deux lignées : les Trombidiiformes et les Sarcoptiformes parasites causant la gale. L'ordre des Protostigmata fait partie des Trombidiiformes ; les Sarcoptiformes comporte deux ordres celui d'Oribatida et celui d'Astigmata (Oie, 2008).

Les agents de gales des oiseaux font partie principalement des familles : Cnemidocoptidae et Epidermoptidae. Les gales sont des affections fréquentes chez les oiseaux (Venisse, 2001).

On distingue 3 espèces ; *Cnemidocopte mutans* (Fig.12) provoque gale des pattes ; *C.pilae* responsable de la gale du bec et patte et *C. laevis* une gale déplumante (TOUATI, 2014).



Figure 12 : Morphologie de *Cnemidocopte mutans* (Patricia, 2018).

2.1.5. Mites

Les mites sont petite acariens. Ils sont parasites à tous les stades. Leurs abdomens ne sont pas segmentés avec quatre paires de pattes courtes de six articles qui se trouvent proches les unes des autres sur la moitié antérieure du corps. Ils sont dotés de chélicères sétiformes adaptés à la succion. Leur corps est pyriforme, élargi en arrière et couvert de soies courtes et peu serrées (Price et *al.*, 2003).

Les mites s'alimentent des écailles de la peau ou des particules de plumes, de sécrétions huileuses (Chiheb, 2017).

2.2. Tiques

D'après Camicas et *al.* (1998), les tiques sont des arthropodes appartenant à la classe Arachnida et à la sous-classe des Acari, elles font partie de l'ordre des Ixodida avec trois sous ordre: Ixodina, Argasina, et Nuttalliellina.

3.2.2. Ixodidae

Les Ixodes (famille des Ixodidae) appelés tiques dures, forment un groupe à part de gros acariens (> 2 mm) (Fig.13). Ils ont une vie historique comme des parasites hématophages obligatoires et temporaires de presque tous les vertébrés terrestres du monde, en particulier les mammifères et les oiseaux, mais aussi les reptiles et les amphibiens. Toutes les espèces de tiques connues passent par quatre stades de vie distincts : œuf, larve, nymphe et adulte. Leur cycle parasitaire est généralement un cycle triphasé (Walker et *al.*, 2003), c'est-à-dire que les trois stades parasitaires (larves, nymphes et adultes) évoluent sur trois hôtes différents, correspondant aux trois phases parasitaires. Morphologiquement, ce groupe est distingué par des pièces buccales modifiées avec un hypostome ventral particulier muni des dents disposées en multiples rangées pour l'ancrage à l'hôte (Rakotomanga et *al.*, 2017).

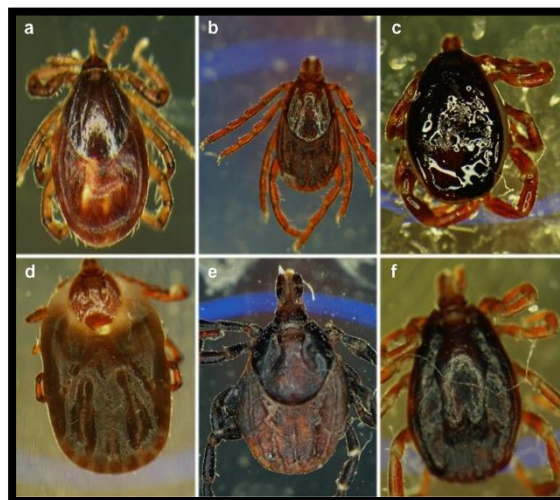


Figure 13 : Quelques tiques de la famille des Ixodidae (Erdal et *al.*, 2021).

3.2.3. Argasidae

Le corps des Argasidae (Fig.14) se distingue des Ixodidae par l'absence de scutum et la présence d'un tégument flexible et expansibles sur tout le corps, leurs capitules sont moins proéminent et positionnés dans le ventre vers l'avant, leur coxas est sans armes (pas d'éperons), et ils ont de petites plaque stigmatique. Il est difficile de distinguer les mâles des femelles, ça se fait uniquement par un examen attentif de l'ouverture génitale (Socolovschi et *al.*, 2008). Écologiquement, les Argasidae sont endophiles, vivant dans des terriers, des nids et des poulaillers. Ils se nourrissent le plus souvent d'une seule espèce d'hôte, celui qui occupe l'habitat habituellement. Bien que les Ixodes sont des espèces endophiles ou exophiles, ils vivent dans la végétation et ne parasitent que sur leurs parcours. Les Argasidae sont les tiques les plus courantes retrouvées sur les volailles et comprennent l'espèce *Argas persicus* (Jongejan et Uilenberg, 2004).



Figure 14 : Vue ventrale (à droite) ; vue dorsale (à gauche) d'une tique d'Argasidae
(Anonyme 8).

2.2.3. Nuttalliellidae

Les Nuttalliellidae monogénériques et monospécifiques restent provisoires. Séparé des deux premiers, en raison des caractéristiques morphologiques intermédiaires, observé chez 20 exemplaires femelles seules connus à ce jour (Haller, 1992 ; Sonenshine, 1993 ; Perez-Eid, 2007).

Nuttalliella namaqua, dont seulement quelques nymphes et femelles ont été recueillies (Perez-Eid, 2007 et Domingos et *al.*, 2013).

2.3. Insectes

Dans cette classe, les diptères sont les plus importants en entomologie médicale, vétérinaire ; soit par son action de vecteur de certains organismes pathogènes, ou bien en tant qu'hôte intermédiaire, un porteur passif d'agents pathogènes ou agents pathogènes (nuisants, urticants, venimeux, vésicants et ou allergisants) (Kabbout, 2017).

2.3.1. Punaise

Arthropodes hématophages, sont parmi les plus anciens parasites vivant à proximité des humains. La majorité vivant aux dépens d'oiseaux et de chauves-souris et piquent l'homme occasionnellement (Touati, 2014).

Des espèces de punaises ont été recueillies dans les nids du *Martinet ramoneur* (*Chaetura pelagica*), dans les nids de certaines hirondelles (Hi-rundinidae) et dans les poulaillers (Boyd, 1951).

- *Cimex colombarius*

Cimex colombarius et *Cimex lectularius* se ressemble beaucoup morphologiquement. Elle est caractérisée par le ratio largeur de la tête/longueur du troisième article des antennes qui est inférieur à 1,6 chez la plupart des individus. Les oiseaux sont les hôtes principaux ; on les rencontre surtout dans les nids d'étourneaux, les dortoirs de pigeons et les poulaillers (Aubry-Roces et al., 2001).

- *Cimex lectularius*

Cimex lectularius est un insecte plat, ovale, Les adultes sont de 5 mm de long, ont une couleur brun rouge, Les yeux sont proéminents, Les antennes sont bien développées, Les pattes sont munies de griffes permettant à l'insecte de grimper (Fig15). L'hôte principal est l'homme (Aubry-Roces et al., 2001).

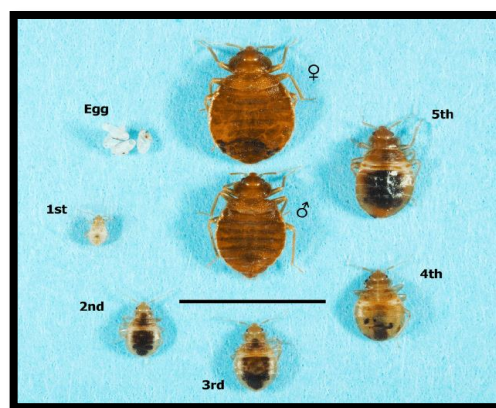


Figure 15 : Les différentes étapes de la vie de la punaise commune, *Cimex lectularius* (Dominic, 2012).

- *Oeciacus hirundinis*

Les oiseaux sont les hôtes principaux d'*Oeciacus hirundinis*. On les retrouve généralement dans les nids d'hirondelles, mais aussi ils sont capables de s'attaquer aux humains. Morphologiquement proche aux punaises de lit communes, mais plus petites et pubescente. De plus, elle est marquée par les caractéristiques suivantes ; d'en haut, la lisière frontale et le prothorax sont beaucoup moins concaves que chez les autres espèces ; la largeur de la tête est également plus de deux fois la longueur du troisième article des antennes (Fig.16) (Aubry-Roces et al., 2001).



Figure 16 : A) : Adulte mâle et femelle d'*Oeciacus hirundinis* ; B) : Nymphe de *Cimicidae gen sp* (Noriyuki et al., 2016).

2.3.2. Puces

Les puces ou les Siphonaptères (Siphonaptera) (Fig.17) anciennement classés comme Suctoria ou comme Aphaniptères, sont très petites insectes holométaboles ils ont la moyenne de quelques millimètres, dépourvus d'ailes (aptères), parasites externe hématophages des homéothermes, ils présentent 3 paires de pattes dont la troisième et plus développée par rapport aux autres adaptée au saut. Elles sont aplaties latéro-latéralement ce qui permet leurs adaptation à la vie dans la fourrure : la majorité des espèces parasitent en effet les mammifères (environ 95%), les autres vivant aux dépens des oiseaux. (Beaucournu et Gomez-Lopez, 2015).

Beaucournu et al. (2005) disaient : « Le parasitisme aviaire par les puces est un phénomène accidentel, sporadique, montrant une spécificité beaucoup plus écologique que phylétique ».



Figure 17 : Morphologie générale d'une puce (Beaucournu et Gomez-Lopez, 2015).

2.3.3. Poux

Les poux sont des insectes dépourvus d'ailes. Ils sont des ectoparasites obligatoires et permanentes des oiseaux et des mammifères, autrement dit leur cycle de vie complet se déroule sur le corps de l'hôte (Barker, 1994 ; Marshall, 1981). Ils ont un corps dorso-ventral plat. Leur couleur à jeun varie selon leur hôte habituel. Chez les sujets blonds au noir la couleur est jaune très claire. Par contre, chez les sujets très bruns gorgés de sang, ils deviennent rouges (Anofel, 2014).

Il existe deux types de poux : les poux suceurs (Anoplura) et les poux piqueurs (Mallophage). Les poux broyeur s'alimentent sur les débris d'épidermes et des plumes, alors que les poux suceurs se nourrissent principalement du sang de l'hôte (Chiheb, 2017).

- *Actornitophilus piceus lari*

Actornitophilus piceus lari (Packard, 1870) est une espèce de l'ordre Phthiraptera (Fig.18) (Haeckel, 1896) appartenant au sous-ordre Amblycera (Kellogg, 1896) (Stranger et Palma, 1998), qui comprend les poux suceurs de sang des oiseaux et des mammifères qu'on considère comme les plus primitifs. Ils vivent librement sur la peau de l'hôte, contrairement aux autres poux, passent tout leur cycle de vie sur l'hôte de prédilection (Séguy, 1944).

Cette espèce appartient également à la famille des Menoponidae (Mjoberg, 1910) et au genre *Actornitophilus* (Ferris, 1916) (Stranger et Palma, 1998).



Figure 18 : Mâle et femelle de *Actornitophilus piceus lari* (Pablo et al.,2020).

- **Mallophages**

Les mallophages sont des insectes sans ailes, ils parasitent les mammifères et les oiseaux. De même que les poux humains, de nombreuses espèces sont inféodées à un hôte distinct (Seguy, 1944).

Les malophages ou "poux des oiseaux" ont une tête plate et prognathe. Leurs yeux sont atrophiés sans ocelles ; de courtes antennes sont formées de 3 à 5 articles. Les pièces buccales sont broyeuses. Les segments thoraciques sont distincts et le prothorax est indépendant et plus long que le mésothorax et le métathorax (Wangrawa, 2010).

Actuellement, ce nom n'est plus considéré taxonomiquement pour l'ordre Mallophaga.

Il s'appelait Phthiraptera (Seguy, 1944).

- **Pathogénicité**

Les poux n'affectent pas seulement les conditions physiques, la viabilité et la productivité de leurs hôtes, mais aussi jouent un rôle de réservoirs et dans la transmission des maladies infectieuses parmi eux (Pérez et *al.*, 1996). Chez les rapaces malades, de graves infestations de poux peuvent survenir et causer la dégradation des plumes, l'oiseau peut devenir très irrité et cause un traumatisme auto-infligé (Pérez et *al.*, 1996, Miller et *al.*, 1997, Deem 1999, Cooper 2002).

3. Endoparasites

Les oiseaux peuvent être hébergeurs d'une large variété d'endoparasites, veut dire ; nématodes, trématodes, cestodes, acanthocéphales et protozoaires. Les parasites causent habituellement peu ou pas de danger aux individus en bonne santé ou à l'état sauvage, alors que parmi les problèmes sanitaires qui touchent plus communs les oiseaux en captifs, les infections parasitaires, spécialement chez les populations avec une densité très élevés. En raison d'un risque d'exposition, les parasites peuvent entraîner de sévères troubles et même la mort subite chez les oiseaux (Cox, 2001).

3.1. Protozoaires

Les protozoaires sont des organismes unicellulaires, hétérotrophes, eucaryotes comprenant quatre types d'organisations : flagellés, ciliés et sporozoaires parasites. À propos de 1600 espèces, dont certaines sont limitées à certaines régions géographiques, sont connus pour vivre dans les zones terrestres. Cependant, au moins le même nombre est encore non découvert (Foissner, 2005).

La sous-classe des Coccidia, contient quatre Ordres, parmi eux l'Ordre Eimeriida qui regroupe les deux Familles : Eimeriidae à laquelle appartiennent les genres *Coccidium*, *Eimeria* et *Isoospora* et la Famille Sarcocystidae à laquelle appartiennent les genres *Neospora*, *Sarcocystis* et *Toxoplasma* particulièrement (Cesari, 2021).

2.2.1. *Toxoplasma*

Les toxoplasmes retrouvés chez les oiseaux et chez les mammifères, d'après plusieurs auteurs, appartiendraient à une espèce parasitaire unique, *Toxoplasma gondii* (Nicolle et Manceaux, 1909).

Toxoplasma gondii est un protozoaire appartenant à l'ordre des Coccidies, phylum Apicomplexa, dans le règne animal chez tous les animaux homéothermes, également chez l'homme. Ce protozoaire cause une infection très répandue. C'est un parasite obligatoirement intra-cellulaire au cours du cycle des toxoplasmes. On trouve 3 stades infectieux : les tachyzoïtes, les bradyzoïtes et les sporozoïtes (Dubey, 1998).

Toxoplasma gondii a une large gamme d'hôtes. Il est considéré comme un organisme omniprésent, et pourrait probablement parasiter n'importe quel hôte mammifère ou aviaire. Les oocystes produits et transmis les infections qui peuvent causer congestion et consolidation des poumons, hépatomégalie, la vascularite et les foyers nécrotiques dans les poumons, foie et cœur (Howerth et al., 1991).

➤ Morphologie

Le tachyzoïte a la forme d'un croissant de 6 à 8 µm de long sur 3 à 4 µm de large. Son extrémité antérieure est effilée et son extrémité postérieure arrondie (Mc Fadden et Roos, 1999).

Le stade bradyzoïte résulte de la transformation du stade précédent lors de l'évolution de l'infection dans l'organisme. Il s'en distingue par quelques détails ultra structuraux (noyau plus postérieur, plus grande richesse en grains d'amylopectine et en micronèmes). Le kyste toxoplasmique, a une structure sphérique intracellulaire qui peut mesurer de 5 à 100 µm et il peut contenir jusqu'à un millier de bradyzoïtes au métabolisme adapté à une vie quiescente (Tomavo, 2001).

Le stade sporozoïte présent dans les oocystes sporulés est l'élément infectant. Les oocystes non sporulés (10 à 12 µm de diamètre) émis dans les fèces de chat contiennent une masse unique, le sporoblaste (Speer et al., 1998).

➤ Cycle biologique

La description de ce cycle fait apparaître les multiples possibilités de contamination.

A partir des oocystes dispersés dans l'environnement : manger de végétaux souillés par les oocystes, la contamination est possible à partir de l'eau et du sol (Derouine et *al.*, 2005). Ce cycle est composé d'une multiplication asexuée (Fig.19) qui se produit dans différents tissus chez les homéotherme (mammifères, dont le chat, oiseaux), appelés hôtes intermédiaires et un cycle sexué, qui se déroule dans l'épithélium digestif du chat et de quelques autres félidés (hôtes définitifs) (Frenkel, 1973 ; Dubey, 1998).

Toxoplasma gondii présente a 3 stades infectieux :

Tachyzoïtes, une forme se multipliant rapidement dans l'aigu phase de l'infection ; Bradyzoïtes dans les kystes latents dans les tissus et sporozoïtes dans les oocystes. Ces stades sont assemblés dans un cycle de vie complexe. Les hôtes définitifs (chats et autres félins) sont spécialement contaminés par la consommation de viande infectée des hôtes intermédiaires et excrète oocystes dans le milieu extérieur (sol, eau). Les hôtes intermédiaires (tous les homéothermes, mammifères et oiseaux) hébergent des kystes tissulaires dans leurs muscles et cerveau, et constituent une source de contamination par le carnivorisme pour les hôtes définitifs mais aussi pour les autres hôtes intermédiaires (Derouine et *al.*, 2005).

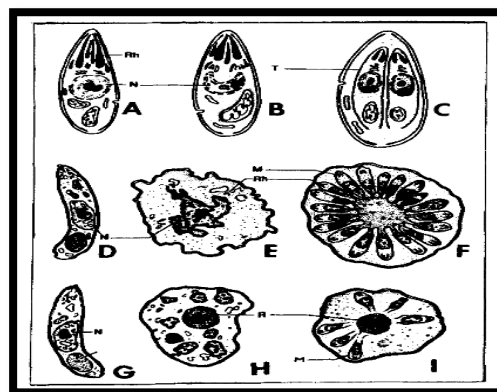


Figure 19 : Schémas des différents types de multiplication asexuée chez *Toxoplasma* : endodyogenèse (A, B et C), endopolygénèse (D, E et F), mérogonie (G, H et I) ; corps résiduels (R), schizozoïtes (M), noyaux (N), rhoptries (Rh) et tachyzoïtes (T) (Bend, 2006).

3.1.2. *Eimeria*

Les *Eimeria* sont des protozoaires agents de coccidiose du phylum des Apicomplexa.

Ces parasites sont bien connus en élevages avicoles, dans lesquels, ils ont un grand impact économique (Collet, 2015).

➤ **Morphologie**

Les oocystes d'*Eimeria* présentent une configuration caractéristique 1:4:2, c'est-à-dire que chaque oocyste contient 4 sporocystes contenant chacun 2 sporozoïtes. Les oocystes sont habituellement de forme ovoïde à ellipsoïde, mesurent de 10 à 40 µm de longueur sur 10 à 30 µm de largeur et peuvent contenir des structures spécialisées, telles que des calottes polaires, des micropyles, des corps résiduels et cristallins (Anonyme 9).

➤ **Cycle biologique**

Les oocystes excrétés avec les fèces de l'hôte contaminent le milieu extérieur, mais ils doivent subir une sporulation interne (formation de sporozoïtes) avant de devenir infectieux. Les nouveaux hôtes sont infectés lorsqu'ils ingèrent des oocystes sporulés contaminant les réserves de nourriture ou d'eau (transmission féco-orale). Après ingestion, les oocystes et les sporocystes excystent dans les intestins en libérant les sporozoïtes qu'ils contiennent qui envahissent les cellules hôtes pour commencer la mérogonie (Fig.20). Les stimuli d'excystation incluent les conditions physico-chimiques post-gastriques appropriées, telles que les niveaux d'oxygène, le pH, les sels biliaires, les enzymes pancréatiques, etc (Anonyme 9).

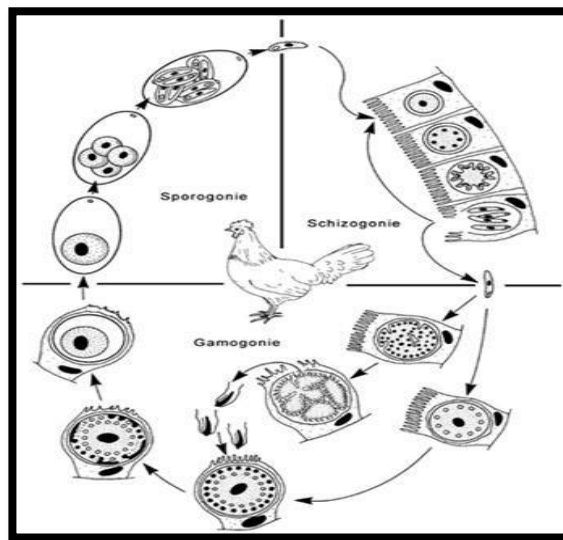


Figure 20 : Cycle biologique d'*Eimeria* (Anonyme 10).

3.2. Helminthes

Les helminthes parasites représentent un extrême du spectre pathogène, de grands animaux multicellulaires dérivés de métazoaires libres. Bien qu'il s'agisse d'helminthes, ils comprennent en fait deux taxons très éloignés datant de 600 millions d'années ou plus (Knoll et Carroll, 1999) : les nématodes (vers ronds) et les plathelminthes (vers plats). Entre ces deux

principaux groupes de parasites helminthes distants, les espèces de parasites individuels ont évolué pour occuper une gamme variée de niches chez leurs hôtes, en utilisant un large éventail de stratégies d'infection (Maizels et *al.*, 1993).

3.2.1. Plathelminthes

Le nom "Plathelminthes", qui signifie ver plat, définit bien l'apparence des membres de ce phylum. La forme plate correspond à la nécessité physique d'apporter de l'oxygène dans le corps sans système respiratoire ou circulatoire. Les plathelminthes sont classiquement représentés comme des animaux primitifs. Plusieurs plathelminthes sont des parasites d'autres animaux et sont les exemples les plus spectaculaires d'adaptation au parasitisme (Justine, 2003).

Les Plathelminthes parasites forment un groupe monophylétique dans lequel tous les membres partagent des caractéristiques morphologiques et une caractéristique biologique : le parasitisme. Les plathelminthes sont généralement ovipares, mais, il existe quelques cas de viviparité (Justine, 2003).

3.2.1.1. Trématodes

Appelés également douves ou distomes, sont des plathelminthes à corps foliacé, non segmenté, à tube digestifs sans anus, et possèdent un ou plusieurs ventouses. Ils sont hermaphrodites, à l'exception de ceux de genre de *Schistosoma* (Galliard, 1967).

On trouve chez les trématodes :

- **Digènes**

Les digènes, comme leur nom l'indique sont marqué par un cycle biologique avec deux hôtes au moins, généralement trois ou quatre. Parmi les hôtes, obligatoirement l'un est un vertébré, et l'autre est indispensablement un mollusque. Les autres hôtes peuvent être différentes (Arthropodes, Vertébrés). Concernant les vertébrés, habituellement les digènes adultes sont parasites du tube digestif. Mais, quelques espèces sont spécialisées dans d'autres organes, citant par exemple l'appareil respiratoire et aussi les vaisseaux sanguins (cas des schistosomes) (Justine, 2003).

- **Morphologie**

Les digènes adultes possèdent deux ventouses, une au niveau de la bouche et l'autre au niveau du ventre. Leur taille habituellement de quelques millimètres, diffère entre quelques dixièmes de millimètre et, occasionnellement, une douzaine de mètres (une espèce de la

famille des didymozoïdes, à corps très fin). Le système reproducteur permet la production d'un grand nombre d'œufs (Justine, 2003).

➤ Cycle biologique

Au cours de la vie compliqué des digènes, chacun va passer par des stades qui sont morphologiquement et écologiquement très différents. La larve issue de l'œuf, nommée miracidium, est libre, nageuse et ciliée. Elle est capable de pénétrer dans un mollusque. Chez le Mollusque, les digènes vont subir par des stades de multiplication asexuée, qui donne naissance à des larves libres et nageuses, les cercaires rejetées par le mollusque. Celles-ci vont améliorer en métacercaires. La métacercaire, ingérée par un vertébré, se transforme en adulte. Dans ce cycle typique, il y a donc variance de phases libres (œuf, miracidium, cercaire) et parasites (adulte, sporocyste, rédie) (Justine, 2003)

Les cycles des digènes adultes ont des cycles qui peuvent être classés en fonction du nombre d'hôtes successifs, il peut atteindre 4 hôtes. Par exemple, le cycle à deux hôtes est retrouvé chez *Leucochloridium macrostomum*, qui est adulte dans le tube digestif des passereaux. Quand les œufs, rejetés avec les excréments de l'oiseau, sont consommés par un Mollusque terrestre, l'escargot. Les oiseaux s'infestent en mangeant les escargots parasités (Fig.21) (Justine, 2003).

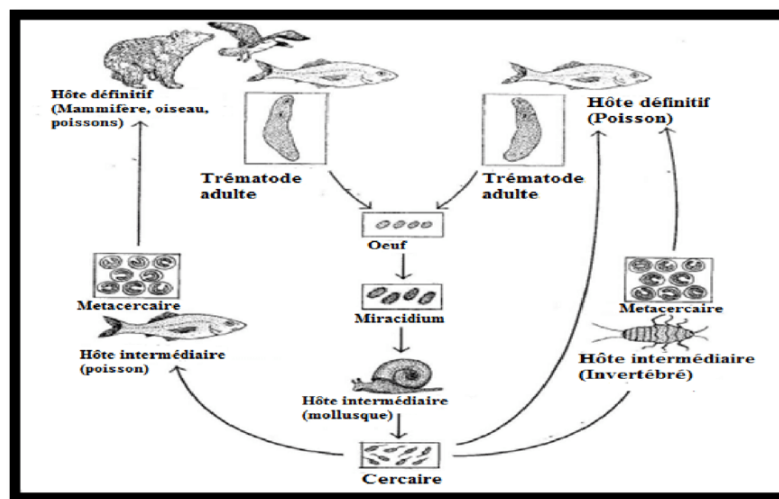


Figure 21 : Cycle évolutif des digènes (in Edward et al., 1996).

- **Monogènes**

Présente un cycle avec un seul hôte, comme leur nom l'indique. L'adulte, essentiellement parasite d'un vertébré aquatique (Justine, 2003).

3.2.1.2. Cestodes

Les adultes des cestodes sont entièrement des parasites intestinaux de vertèbres (Poissons, Amphibiens, Reptiles, Oiseaux et Mammifères), avec une unique exception chez Archigetes. La classification reste toutefois compliquée, avec une quinzaine d'ordres, dont certains ne contiennent qu'une seule espèce (Justine, 2003).

Chez les oiseaux, on révèle trois ordres seulement : Pseudophyllidea, Cyclophyllidea et Aporidea. (Houttuyn, 1773).

➤ Morphologie

L'absence totale de tube digestif est la caractéristique la plus étonnante chez Cestodes. Celui-ci est remplacé par un tégument absorbant. On peut dire que chez les Cestodes, le tube digestif entoure tout le corps. Ils présentent un autre caractère : la division du corps en anneaux, ou proglottides. Chaque proglottide comporte l'anatomie d'un individu complet, dont l'appareil reproducteur hermaphrodite est l'organe principal. Le Cestode possède un scolex à l'avant du corps, organe d'attachement muni de crochets, de tentacules ou de ventouses. Un cou vient à l'arrière du scolex, où sont générés les proglottides (Fig.22) (Justine, 2003).

➤ Cycle biologique

Le cycle des cyclophyllides cestodes inclus un seul hôte intermédiaire, habituellement un invertébré (Rausch, 1983).

Le stade larvaire s'effectue chez les mammifères dans le cas de quelques espèces de cestodes chez les oiseaux falconiformes et strigiformes. L'embryon infectieux, enfermé dans la membrane de l'œuf, est excrété dans les fèces de l'hôte final aviaire, et doit être ingéré par l'hôte intermédiaire. Ensuite, le développement de larve infectieuse (un cysticercoïde ou une modification de celui-ci) a lieu, et le cycle est achevé par son ingestion par l'hôte final. Le cycle des pseudophyllidiens cestodes est plus complexe, nécessitant deux hôtes intermédiaires aquatiques. L'œuf de cestode n'est pas embryonné pendant son expulsion par l'hôte final, une période après le développement dans l'eau, l'embryon est consommée par un petit crustacé, dont le premier stade larvaire (procercoïde) est construit. Lorsque ce dernier est mangé par un poisson, le développement ultérieur de larve à la phase infectieuse pour l'hôte final se produit. Le cycle est complété lorsque le plérocercocœide du poisson est ingéré par l'hôte final. Si, à la place, un autre poisson consomme le deuxième hôte intermédiaire, le plérocercocœide pénètre la

paroi de l'estomac ou de l'intestin et se relocalise. En ce qui concerne le cycle, le second poisson (hôte paraténique) fonctionne comme le second hôte intermédiaire (Rausch, 1983).

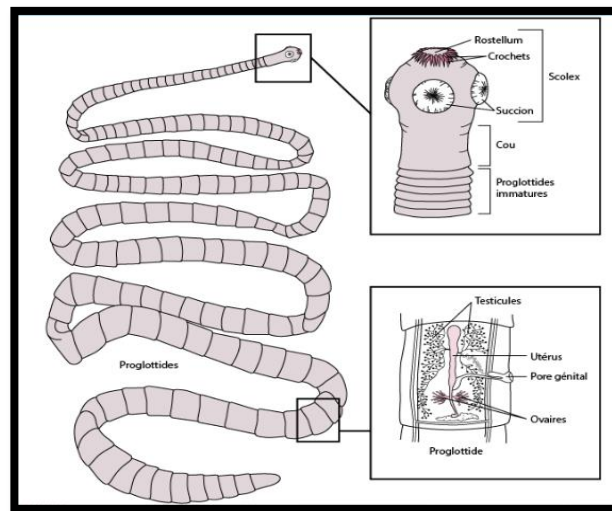


Figure 22 : La taille et la morphologie d'un cestode (Anonyme 11).

3.2.2. Nématodes

Les Nématodes appelés vers ronds, constituent un des groupes animaux qui ont réussi être les meilleurs dans l'occupation des différents milieux : on trouve d'ailleurs des Nématodes marins, d'eau douce, terrestres (dans le sol), parasites de plantes ou d'animaux. Dans chacun de ces cas, les Nématodes sont en générale parmi les Invertébrés les plus répandus et les plus variés. Un jour un spécialiste de Nématodes a écrit (< si toute la matière de l'univers était éliminée l'exception des Nématodes, notre monde serait toujours reconnaissable, car nous pourrions localiser les collines, les lacs, les océans, les villes et même les arbres et les animaux, tout cela grâce aux Nématodes spécifiquement associés à chacun de ces milieux) (Justine, 2001).

3.2.2.1. *Trichostrongylus*

Ce sont des vers de l'intestin grêle et du caecum des oiseaux. Ces parasites font partie de la superfamille des Trichostrongyloidea (Collet, 2015).

Le nombre d'œufs désormais est un bon indicateur du nombre d'adultes présents. Cependant l'effet sur la santé des oiseaux ne serait significatif que lors d'infestation importante (plusieurs milliers d'adultes chez le lagopède) (Seivwright et al., 2004). Ces parasites sont répartis partout dans le monde (Fig.23) (Borgsteede 1996 ; Martínez-Padilla et al., 2014).

➤ **Morphologie**

Les œufs d'environ 50-75 µm de longueur sur 25-30 µm de largeur contenant une morula n'emplissant pas tout l'espace délimité par la coque de l'œuf et des pôles légèrement inégaux (Collet, 2015)

T. tenuis est le parasite essentiel des oiseaux appartenant à cette famille. C'est un ver allongé, capillaire, mesurant de 6 à 11 mm de long sur 50 à 100 µm de diamètre. Il vit dans le caecum de plusieurs espèces d'oiseaux, domestiques ou sauvages. *T. cramae* a également été décrit chez les oiseaux (Collet, 2015).

➤ **Cycle biologique**

Les *trychostrongylus* ont un cycle monoxène. Ce qui résulte en partie, la vaste répartition géographique du parasite, et aucun hôte paraténique n'est connu. Une fois excrété dans les fèces, les œufs éclosent en générant une Larve 1 qui s'améliore vers une deuxième par la suite. La larve L3 infectante est formée 8 à 16 jours plus tard, abritée par l'exuvie de la L2. Tous les stades précédemment cités sont sensibles à la dessiccation et au froid. Après quelques jours de l'ingestion de la L3 par l'hôte définitif. Elle atteint la muqueuse de l'intestin grêle ou du caecum et y continue son maturation soit surplace en L4, soit en passant une période d'hypobiose avant de rejoindre son développement vers le printemps, ère dans laquelle les températures sont plus agréables à la survie des premiers stades larvaires dans l'environnement extérieur.

On peut observer les vers adultes dans la lumière des caeca. Mais, l'observation du contenu doit être effectuée sous la loupe binoculaire à cause de la taille des vers (Collet, 2015).



Figure 23 : (A, B) Vue au microscope optique des œufs de *Trichostrongylus spp.*

(C, D) Larves filariformes de *Trichostrongylus spp.* (Anonyme 12).

3.2.2.2. *Ascaridia*

Ces parasites ont été décrits chez au moins 139 espèces d'oiseaux distribués partout dans le monde (exception faite de l'Antarctique). On compte plus de 40 espèces d'*Ascaridia* pouvant toucher les oiseaux. Certaines de ces espèces sont spécifiques d'une espèce d'oiseaux tandis que d'autres ont une gamme d'hôtes plus large (Atkinson et *al.*, 2008).

Le tableau clinique est peu caractéristique : faiblesse, perte de poids, retard de croissance chez les jeunes, diarrhée, anorexie (Clyde, Pattons 1996).

En cas d'infestation importante, on peut observer une obstruction voire une perforation de l'intestin grêle, particulièrement décrite chez le grand-duc d'Amérique (*Bubo virginianus*) (Smith, 1996).

➤ Morphologie

Ascaridia adultes vu à l'œil nu, puisque les parasites mesurent de 16 à 120 mm de long pour 600 µm à 1,5 mm de diamètre (les femelles sont plus grandes que les mâles) et se situent dans l'intestin grêle (Collet, 2015).

Les œufs d'*Ascaridia* ressemblent à ceux d'*Heterakis*, mais, présentent des parois latérales Convexes (Fig.24) (Collet, 2015).

➤ Cycle biologique

Après émission des œufs dans les matières fécales La larve L2 se forme (Tarbiat, Jansson ; Höglund 2015). L'utilisation d'un lombric comme hôte paraténique est rare mais possible pour les *Ascaridia*. La majorité du temps, les œufs ne restent que succinctement dans le ver de terre dont ils se servent seulement comme « transporteur », et sont redéposés à même le sol (collet, 2015).

Une fois ingérés par l'oiseau, les œufs embryonnés éclosent au niveau du proventricule ou de la partie proximale de l'intestin grêle. Les larves survies donc dans la lumière du duodénum ou du jéjunum. Puis elles pénètrent dans la muqueuse avant de retourner dans la lumière pour finir leur maturation jusqu'au stade d'adulte. Cette phase de développement a une durée différente selon l'espèce du parasite (Collet, 2015).

Des localisations erratiques ont été décrites, particulièrement au niveau du foie chez le pigeon (Wehr et Shalkop 1963).

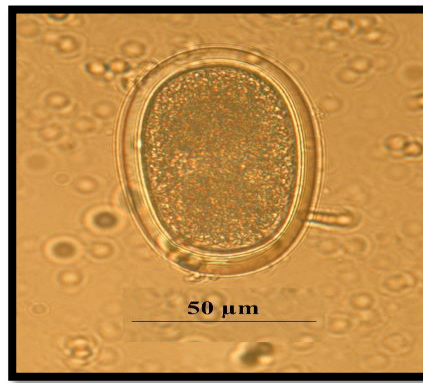


Figure 24 : Œuf d'*Ascaridia spp* (collet, 2015).

3.2.2.3. *Capillaria*

Les *Capillaria* sont des parasites qui appartiennent à la famille des Trichuridae. La majorité des espèces de *Capillaria* ne sont pas spécifiques et sont décrites chez plusieurs espèces d'oiseaux. Certaines espèces peuvent même parasiter des hôtes différents genres. Le large spectre d'hôte de ces parasites, explique leur présence sur toute la planète (Collet, 2015).

Il existe plusieurs espèces de Capillariidés appartenant à des genres différents retrouvés préférentiellement selon les organes touchés. Le genre *Pearsonema* se retrouve dans la vessie des mammifères carnivores, le genre *Calodium* dans le foie des mammifères, le genre *Eucoleus* dans la trachée et l'œsophage des mammifères et des oiseaux, et les genres *Aonchotheca*, *Capillaria*, *Baruscapillaria* dans l'intestin ou l'estomac des oiseaux (sauf le genre *Aonchotheca* qui atteint aussi les mammifères) (Cesari, 2021).

Les *Capillaria* sont les seuls helminthes retrouvés au niveau de l'œsophage et du jabot chez les Oiseaux. Il existe d'autres affections parasitaires du jabot, particulièrement la trichomonose qui est due à un protozoaire (Collet, 2015).

➤ Morphologie

Les œufs ont une forme ovale mesurent 45 -55μm de long pour 25-28μm de large et possèdent une seule cellule jaunâtre. Ils sont très reconnaissables à leurs bouchons polaires aplatis à chaque pôle (Fig.25) (Collet, 2015).

Les parasites adultes sont très minces. Ceux-ci mesurent de 1 à 3 cm de long et 0,1 mm de diamètre (Guérin et *al.*, 2012).

➤ Cycle biologique

La larve L1 se forme en 9 à 14 jours après l'émission des œufs dans les fèces. Pour les *Capillaria* à cycle direct (*C. obsignata*, *C. anatis*), l'œuf embryonné contenant L1 est donc infectant. D'autres *Capillaria* (*C. contorta*, *C. longicollis*, *C. caudi inflata*) présente des cycles dixènes dont un ver de terre intervient pour ingérer l'œuf, rejette ainsi la larve qui migre alors dans les tissus du lombric. Ensuite l'hôte définitif doit consommer le ver de terre pour que le cycle continue (Collet, 2015).

Une fois mangé par l'oiseau, la larve infectante gagne la partie du tube digestif dans laquelle elle peut poursuivre son développement. Cette localisation diffère selon l'espèce de *Capillaria*. La suite du développement se déroule ensuite soit complètement dans la lumière de la partie du tube digestif concernée, soit dans la paroi du tube digestif en premier temps avant de se terminer dans la lumière (Guérin et *al.*, 2012).

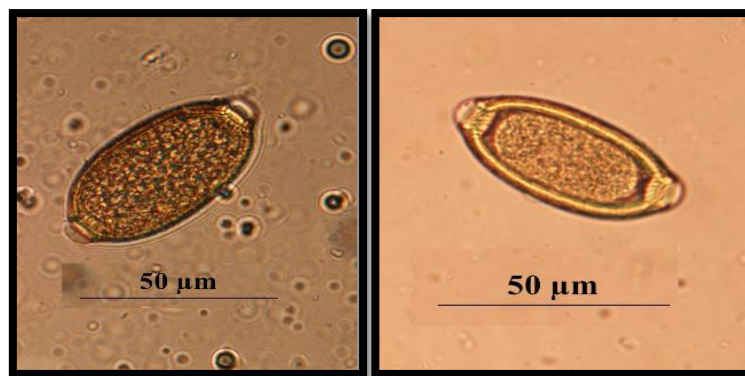


Figure 25 : Œufs de *Capillaria spp* (collet, 2015).

3.2.3. Acanthocéphales

L'embranchement des Acanthocéphales est caractérisé par une uniformité écologique et morphologique au sein du phylum (Taraschewski, 2000). Les Acanthocéphales, également nommé vers à tête épineuse (acantho = épine et cephalo = tête), sont des endoparasites distingués par leur proboscis, un rostre épineux rétractable qui permet à l'individu de se fixer aux parois du tube digestif de son hôte définitif (Fanton, 2020)

La plupart des espèces appartiennent à la classe Palaeacanthocephala (Kennedy, 2006). Les acanthocéphales infectent une grande variété d'animaux marins et terrestres. À ce jour, environ 1300 espèces d'acanthocéphales ont été identifiées (Amin, 2013).

Des centaines d'espèces de cet embranchement sont connues. Toutes sont des parasites, principalement des poissons ou des oiseaux. Quelques formes parasitant les rats ou les porcs, peuvent parasiter accidentellement l'homme (Hugot, 2015).

➤ **Morphologie**

Ces parasites avec un corps rond faisaient précédemment partie des nématodes. Certains d'entre eux ressemblent superficiellement à des pentastomides, mais ils sont caractérisés par une trompe protractile munie de crochets qu'ils utilisent pour se fixer aux muqueuses de l'intestin grêle des vertèbres, hôtes habituels des vers adultes. Selon les situations, les hôtes intermédiaires sont des insectes, des crustacés, des poissons, des petits mammifères et notamment les mollusques (Hugot, 2015).

Les acanthocéphales varient en taille de quelques centimètres à parfois 50 centimètres (Hugot, 2015). Ils sont dioïques, avec un fort dimorphisme sexuel observé entre mâles et femelles d'une même espèce. Les mâles sont plus petits que les femelles et possèdent un organe reproducteur appelé bursa copulatoire. Cela facilite leur identification (Fig.26) (Parshad & Crompton 1982).

Les œufs d'acanthocéphales sont constitués d'une larve (acanthor) entourée d'une membrane protectrice. Les œufs sont très solides, car, ils sont capables de résister à des conditions environnementales extrêmes (Fanton, 2020).

➤ **Cycle biologique**

Toutes les espèces d'acanthocéphales partagent un cycle de vie avec des caractéristiques communes. Leur cycle de vie commence par un œuf libre dans l'écosystème. Les œufs ont ensuite besoin d'un hôte intermédiaire arthropode, dans lequel, ils se développeront jusqu'au stade acanthelle, suivi d'un stade de maturation cystacanze transmissible par des nutriments à l'hôte définitif vertébré. Dans cet hôte définitif, les acanthocéphales achèveront leur développement et se reproduiront, les œufs résultants seront ensuite excrétés dans les fèces de l'hôte définitif (Fanton, 2020).

La transmission trophique entre les hôtes intermédiaires et définitifs est absolument nécessaire pour que les acanthocéphales complètent leur cycle de vie (Poulin & Maure 2015).

Au stade infectieux (cystacanze), le parasite est désormais prêt à rejoindre son hôte ultime, à ce stade, la manipulation parasitaire du cystacanze produit des changements phénotypiques chez son hôte gammare (Bethel et Holmes 1973 ; Thomas et *al.*, 2005).

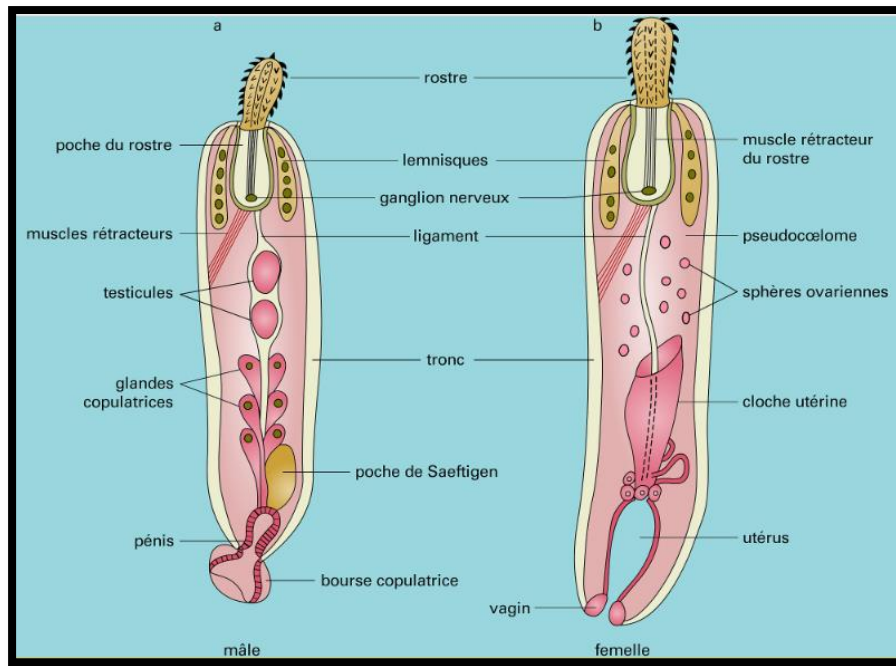
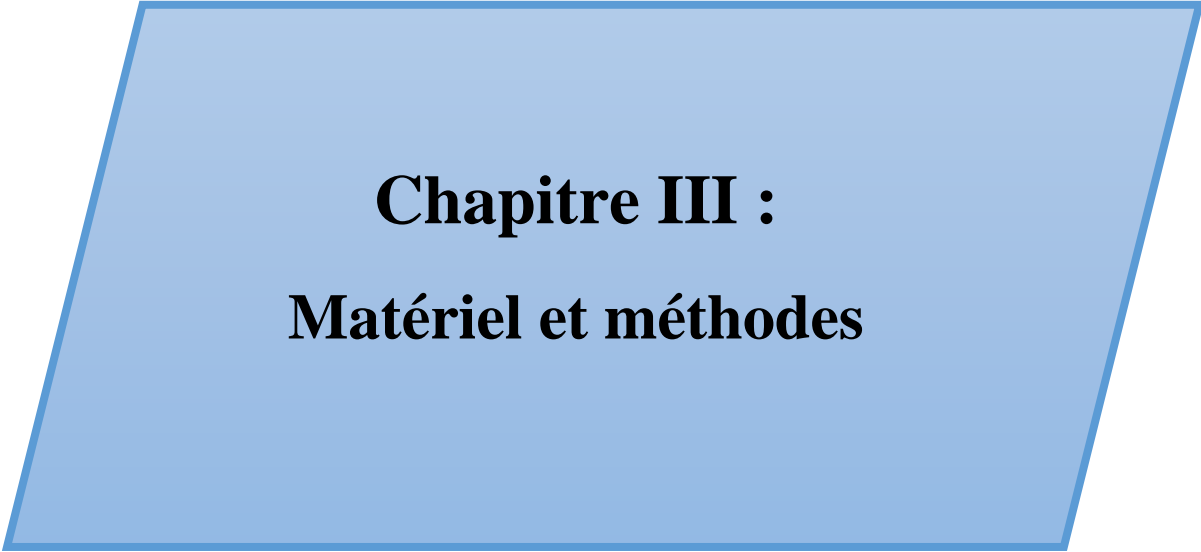


Figure 26 : Schéma d'un mâle et une femelle d'Acanthocéphale (Anonyme 13).



Chapitre III :
Matériel et méthodes

Ce travail porte sur l'étude des ectoparasites présents dans les nids ainsi que les endoparasites présents dans les pelotes de rejection du Goéland leucophée, *Larus michahellis* dans deux villes Tizi-Ouzou et Tizirt.

La période d'expérimentation s'est étalée sur 4 mois d'avril au juillet 2022. Cette présente étude est réalisée sur la base de deux objectifs principaux :

- Inventaire et dénombrement, de même que l'identification des ectoparasites présents dans les nids.
- Recherche, identification et comptage des endoparasites présents dans les pelotes de rejection.

1. Description des régions d'étude

La Wilaya de Tizi-Ouzou couvre une superficie de 2992,96 kilomètres carrés. Elle est située dans la région de Kabylie au nord de l'Algérie. Elle est délimitée par le nord par la mer Méditerranéenne ; à l'est par la wilaya de Bejaia ; à l'ouest par la wilaya de Boumerdes. Et au sud par la wilaya de Bouira.

Le climat de la Wilaya est dominé par plusieurs caractéristiques importantes. Comme toute l'Afrique du Nord et l'Europe, elle est dominée par l'affrontement des masses d'air polaire et tropical. La Méditerranée fait adoucir ce climat. L'altitude moyenne relativement élevée joue également un rôle. D'octobre à avril, la saison est froide et pluvieuse. L'altitude rend même l'hiver au Djurdjura enneigé. En moyenne, la Kabylie reçoit entre 600 et 1000 mm de précipitations par an, ce qui en fait une région riche en eau. Constituée majoritairement de massifs calcaires, cette eau est retenue par le sol. La saison sèche commence en mai. Il peut donc faire très chaud (40°). Cependant, le climat est quelque peu adouci par la proximité de la mer où les orages bienfaiteurs sont fréquents. Annuaire statistique

▪ Choix de sites d'études

La sélection de sites d'étude se trouve dans le milieu urbain de la wilaya de Tizi-Ouzou la ville de Tizirt et la ville de Tizi-Ouzou (Fig.27):, le choix de ces milieux est basé sur le fait que le Goéland leucophée le fréquente depuis au moins une décennie.

Dans cette partie on va concentrer sur localisation géographique de ces deux sites.

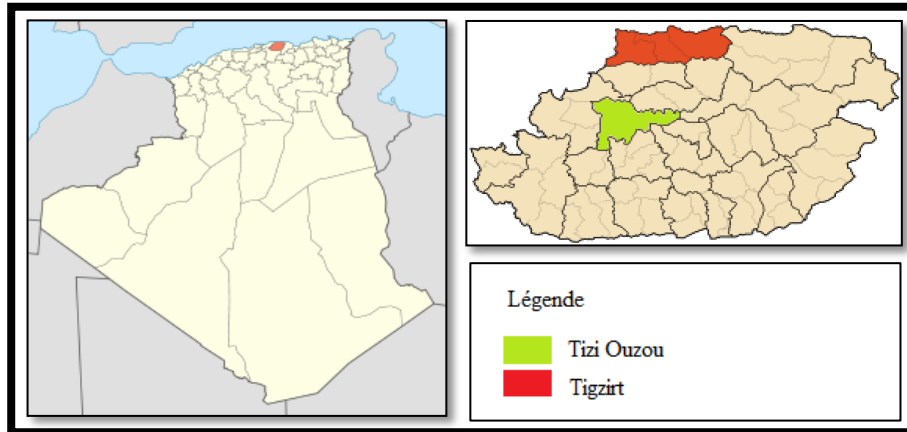


Figure 27 : Localisation géographique de la Wilaya de Tizi Ouzou (modifiée).

2.1. Ville de Tizi-Ouzou

La ville de Tizi-Ouzou (Fig.28) est enserrée par le massif du Belloua (de 650 m d'altitude) et le massif Hassnaoua (de 600 m). Elle est limitée au Nord par la commune de Sidi-Naamane et Ait-aissa Mimoun, à l'Ouest par Draâ-Ben- Khada et Tirmatine, au Sud-Ouest par la commune de Maâtkas, au sud par Béni-Zmenzer, Souk El-thenine et Beni Aïssa, au Sud-Est par Irdjen et enfin par Tizi-Rached et Ouagnoun. A pour coordonnées géographiques, latitude 36° 43 Nord, 4° 3 Est. La ville de Tizi-Ouzou, peuplée d'environ 156 775 habitants selon les données de 2018.

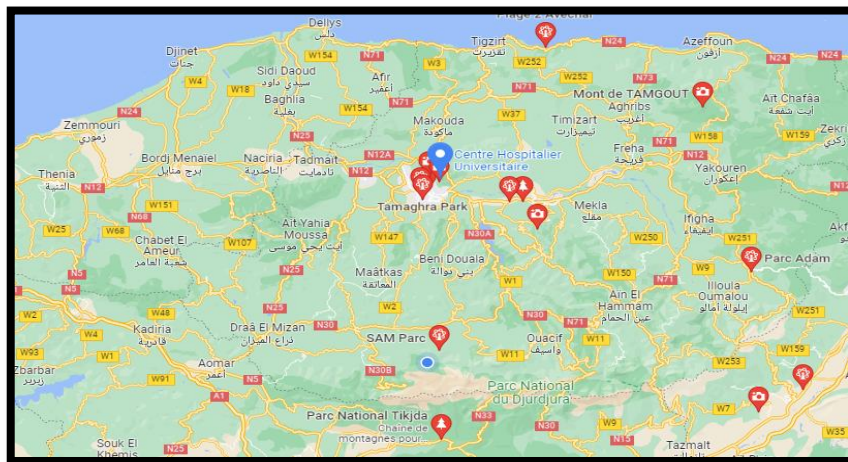


Figure 28 : Situation géographique de la ville de Tizi-Ouzou (Google maps).

1.2. Ville de Tigzirt

Tigzirt est une ville côtière de la Kabylie (Fig.29). Elle est située à 38 km au Nord du chef-lieu de la wilaya de Tizi-ouzou, à 125 km à l'Est d'Alger et à 25 km à l'Est de Dellys, à 38 km à l'Ouest d'Azffoun, à 120 km à l'Ouest de Bejaia et à 125 km à l'Est d'Alger. Ses

coordonnées géographiques sont 36°53 de latitude Nord et 4°08 de longitude Est. Tizirt est limitée au Nord par la mer Méditerranée, à l’Est par la région d’Ifllsen, au Sud par les premières collines de l’Atlas tellien et à l’Ouest par la forêt de Mizrana.

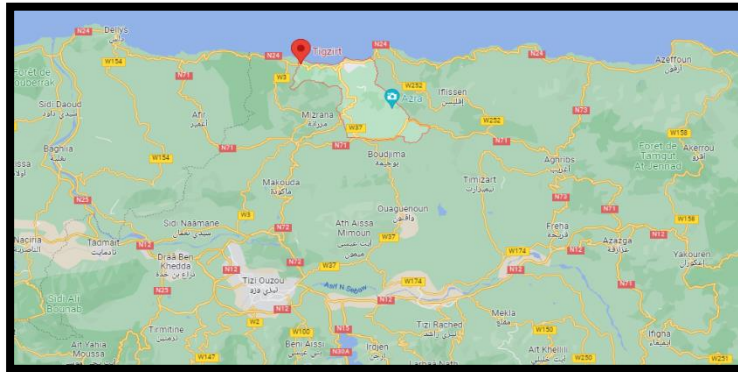


Figure 29 : Situation géographique de la ville de Tizirt (Google maps).

3. Matériel utilisé pour les ectoparasites présents dans les nids

Les étapes suivies et le matériel utilisé (Fig.30) durant la période d’étude des ectoparasites présents dans les nids sont notés dans le tableau suivant :

Tableau 1 : Les étapes suivies et le matériel utilisé durant la période d’étude des ectoparasites présents dans les nids.

Etapes	Matériel
Collecte des nids	Appareil photo Sacs hermétiques transparents Etiquettes (pour toutes les étapes) Des gants (pour toutes les étapes) Bavette (pour toutes les étapes) Parapluie pour éviter l’agression des Goélands
Prélèvement des ectoparasites	Pincés Boîtes de Pétri Insecticide Papiers blancs Tamis Loupe binoculaire (OPTICA) Bavette (pour toutes les étapes) Gants (pour toutes les étapes)

Préservation des échantillons (Conservation)	Ethanol 70% Flacons secs Rouleau de Scotch Bavette
Identification des ectoparasites	Pince Loupe binoculaire (OPTICA) Microscope optique accompagné par appareil photo Eau distillée Lames et lamelles Boîtes de Pétri Appareil photo Flacons secs Aiguille KOH (l'hydroxyde de potassium)



Figure 30 : Quelques photos du matériel utilisé pour les ectoparasites durant la période d'étude (Originale, 2022).

3. Méthodes suivies pour les ectoparasites

La méthode utilisée consiste à la récupération des nids sur le terrain, la recherche, le prélèvement, la conservation et l'identification des ectoparasites dont les arthropodes (Fig.31).

3.1. Collecte des nids

Ce travail était réalisé à la fin de la période de nidification entre le mois de mai et juin 2022, en utilisant un parapluie pour nous protéger des attaques et agressions des Goélands.

Cette opération a eu lieu sur les toits dans la ville de Tizi-Ouzou au niveau du centre hospitalier universitaire Neddir Mohammed (CHU) (2 nids collectés) et la ville de Tigzirt au niveau de CEM des chahids Ouali Mohammed et son fils Mohammed (2 nids collectés).

Les nids concernés par l'étude ont été collectés et séparés ; chaque nid a été placé dans un sac en plastique transparent bien fermé (afin d'éviter la fuite des ectoparasites) et étiqueté avec la mention de numéro et région de la collecte.

3.2. Prélèvement des ectoparasites

Le prélèvement et les étapes suivantes ont été réalisés au laboratoire de parasitologie à l'université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou.

- **Tamissage des nids**

On a pulvérisé les nids avec un insecticide, puis on les a fermés dans des sacs, on les a laissés pour un moment pour éviter les pertes des ectoparasites dont les arthropodes.

Par la suite, on a utilisé la technique de tamissage pour la collecte des ectoparasites dont les arthropodes du nid et pour séparer les ectoparasites. Ensuite, nous avons prélevé la faune facile à observer à l'œil nu à l'aide d'une pince, et nous avons utilisé une loupe binoculaire pour les ectoparasites difficiles à détecter à l'œil nu.

- **Collecte et conservation des ectoparasites**

Les ectoparasites étaient collectés avec des pinces. Les différents échantillons sont séparés et conservés dans un flacon à fermeture hermétique étiqueté avec de l'alcool éthylique à 70%. On a mentionné sur chaque flacon le type de l'échantillon et la station d'étude ainsi que le numéro du nid.

Le comptage était effectué sous la loupe binoculaire.

3.3. Identification

L'identification des ectoparasites a été effectuée par madame Marniche Professeur à l'Ecole National Supérieur Vétérinaire Bab-Zouar, Alger et madame Hamdoune doctorante au sein de l'université Mouloud Mammeri de Tizi Ouzou.

Après l'isolement de chaque type des ectoparasites dans le flacon étiqueté contenant de l'éthanol à 70%, l'identification est effectuée comme suit :

Immersion des ectoparasites dans le KOH (l'hydroxyde de potassium) à 10 % pendant 1 à 7 jours afin de les éclaircir et les rendre translucides et décrire leurs critères d'identification, puis on passe au rinçage des échantillons avec de l'eau distillée pour bloquer l'effet du KOH, vers la fin on a monté chaque échantillon entre lame et lamelle pour les observer à la loupe binoculaire ou au microscope optique équipé d'une caméra au différents grossissements.



Figure 31 : Images montrant les étapes suivies : collecte, tamisage, prélèvement et conservation des ectoparasites (Originale, 2022).

4. Matériel utilisé pour les endoparasites

Les étapes suivies et le matériel utilisé durant la période d'étude des ectoparasites présents dans les nids sont signalés dans le tableau 2 et figure 32.

Tableau 2 : Les étapes suivies et le matériel utilisé durant la période d'étude des endoparasites présents dans les pelotes de rejection.

Étapes	Matériels
Collecte des pelotes de rejection	Bavette (pour toutes les étapes) Gants (pour toutes les étapes) Sachet Appareil photo Papier blanc
Pesage et conservation des pelotes de rejection	Balance électronique Boîtes de Pétri Papier blanc Ciseaux
La recherche des endoparasites	Lame et lamelle Microscope optique Tubes à essai Mortier passoire Bécher Solution du NaCl.
Identification des endoparasites	Microscope optique muni d'un appareil photo



Figure 32 : Photos du matériel utilisé pour les endoparasites durant la période d'étude (Originale, 2022).

6. Méthodes suivies pour les endoparasites

La méthode dans cette étape consiste à la récupération des pelotes de rejection du Goéland sur le terrain, leur Pesage et conservation, ainsi que la recherche et l'identification des endoparasites dans ces pelotes (Fig.33).

5.1. Collecte des pelotes de rejection

Nous avons réalisé plusieurs sorties sur les terrains pour la récolte des pelotes de rejection du Goéland leucophée.

On a tout d'abord examiné visuellement les pelotes de rejection à l'aide des gants, et une fois examinées, on les a ramassés, puis, on les a mis dans un papier, ensuite, dans un sachet, afin de les apporter au laboratoire.

5.2. Pesage et conservation des pelotes

La première étape après l'arrivée des pelotes au laboratoire est : la séparation et le pesage (33 pelotes de la ville de Tizi-Ouzou et 33 de la ville de Tigzirt), chacune seule dans les boites de Pétri à l'aide d'une balance électronique.

La seconde étape est d'enrouler chaque pelote dans un carré de papier jusqu'à la prochaine étape.

5.3. Recherche et identification des endoparasites

Dans cette étape, nous utilisons une technique nommée flottation de Bussieras et Chermette (1991). Cette méthode fonctionne en utilisant un liquide très dense (NaCl) dont la coquille protège les œufs de la pénétration de liquide pendant un certain temps, leur permettant de flotter à la surface. Cela permet de détecter la présence d'œufs de parasites dans les pelotes (Rousset, 1993).

Nous suivons ces étapes :

Dans un mortier, nous avons rajouté à la pelote une solution de Na Cl (30 ml ou plus selon la masse de la pelote). Nous avons broyé les deux compartiments pour avoir un liquide bien mélangé. Celle-ci a été passée par une filtration. Puis, le mélange résultant a été versée dans des tubes à essai pour obtenir un ménisque convexe. Nous avons placé soigneusement une lamelle, qui doit couvrir tout le tube sans bulles d'air.

Après 20 minutes, nous avons retiré la lamelle et nous l'avons placé sur la lame pour l'observer au microscope optique aux différents grossissements (X10, X40, X100).

L'identification des endoparasites a été effectuée par madame Marniche. F Professeur à l'Ecole National Supérieur Vétérinaire, Bab-Zouar, Alger et madame Hamdoun au sein de l'université de Mouloud Mammeri de Tizi Ouzou.



Figure 33 : Les étapes suivies durant la recherche des endoparasites (Originale, 2022).

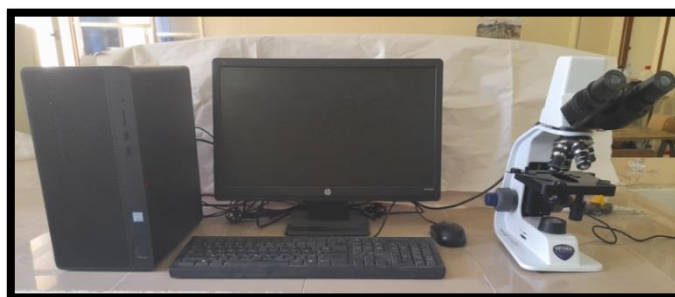


Figure 34 : Microscope optique équipé d'un appareil photo utilisé pour l'identification des ectoparasites et des endoparasites (Originale, 2022).

6. Analyses statistiques des données

Les résultats obtenus sont exploités par des indices écologiques et une analyse statistique.

6.1. Abondance relative ou fréquence centésimale (AR%)

L'abondance relative (AR%) s'exprime en pourcentage, elle comprend le nombre d'individus d'un item donnée par rapport au nombre totale d'individus des items contenus dans le même prélèvement (Ponel, 1983).

Elle est exprimée selon la formule suivante :

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

Tenant compte que :

ni : le nombre d'individus étudiés.

N : nombre total des individus de tous les items confondus.

6.2. Indices d'analyse de la charge parasitaire

On va calculer la prévalence et l'intensité parasitaire moyenne pour chaque parasite par la méthode proposée par Margolis et *al.*, (1982) :

▪ Prévalence

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

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

N : Nombre d'hôtes parasité.

H : Nombre d'hôtes examinés.

▪ Intensité parasitaire moyenne

Elle correspond au rapport du nombre total d'individus d'une espèce parasite (n) dans un échantillon d'hôtes sur le nombre d'hôtes infestés (N) dans l'échantillon. C'est donc le nombre moyen d'individus d'une espèce parasite par hôte parasité dans l'échantillon.

$$I = n/N$$

n : Nombre moyen d'un parasite.

N : Nombre d'hôtes parasités.

Avec :

IM < 10 : intensité moyenne très faible.

10 < IM < 50 : intensité moyenne faible.

50 < IM < 100 : intensité moyenne.

IM > 100 : intensité moyenne élevée.



**Chapitre IV :
Résultats et discussion**

Cette étude porte sur l'inventaire des ectoparasites présents dans les nids (4 nids) et la recherche des endoparasites présents dans les pelotes de réjection (66 pelotes) du Goéland leucophée au niveau de la ville de Tizi Ouzou et la ville de Tizirt durant une période allant du mois d'avril au mois de juillet 2022.

2. Résultats :

2.3. Les ectoparasites présents dans les nids

1.1.1. Quantification et identification des ectoparasites présents dans les nids :

Les ectoparasites collectés sur les quatre nids dans les deux villes ; Tizi-Ouzou et Tizirt sont regroupés dans le tableau ci-dessous.

Tableau 3 : Classification et comptage des ectoparasites collectés sur les quatre nids de la ville de Tizi-Ouzou et la ville de Tizirt.

		La ville de Tizi-Ouzou			La ville Tizirt			
Famille	Espèce	Nid 1	Nid 2	Total	Nid 1	Nid 2	Total	
Dermanyssidae	<i>Dermanyssus gallinae</i>	62	37	99	24	19	43	
Ameridae	<i>Amerus sp</i>	13	330	343	6	35	41	
Laelapidae	-	–	21	21	16	11	27	
Liacaridae	<i>Liacarus sp</i>	–	–	–	79	489	568	
Cassidae	<i>Cilliba cassidae</i>	–	4	4	96	127	223	
Menoponidae	<i>Actornithophilus piceus lari</i>	–	–	–	2	1	3	
Total	6	5	75	392	467	223	682	905

Dans cette étude, sur les quatre nids collectés, on a recueilli 1372 individus répartis en six familles : les Dermanyssidae représentés par *Dermanyssus gallinae* ; les Ameridae représentés par *Amerus sp* ; les Laelapidae ; les Liacaridae représentés par *Liacarus sp* ; les cassidae représentés par *Cilliba cassidae* et les Menoponidae représentés par *Actornithophilus piceus lari* (Fig.36 ; 37 ; 38 ; 39 ; 40 ; 41).

Ces familles sont réparties sur les deux régions d'études ville de Tizi-Ouzou et ville de Tizirt.

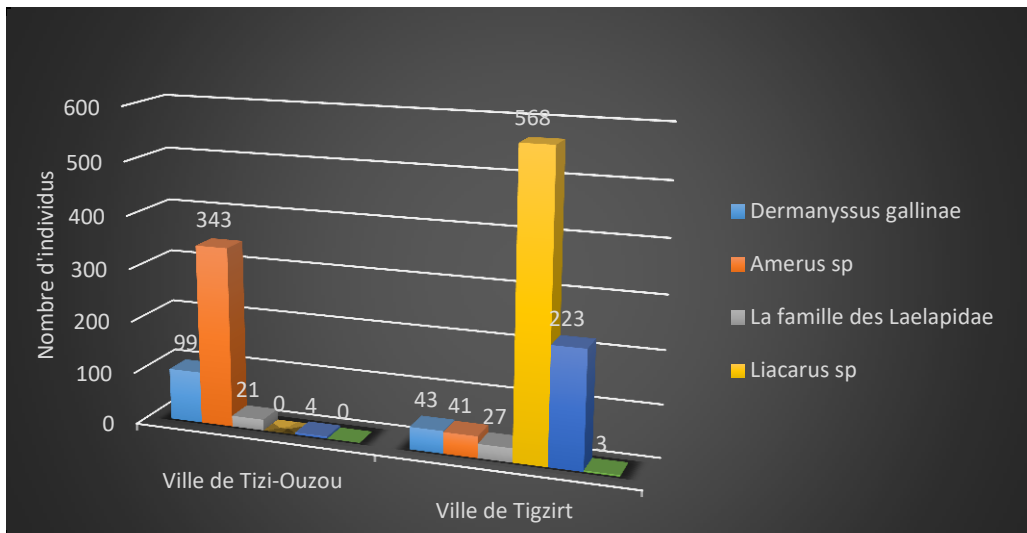


Figure 35 : Graphe montrant les nombres et les Famille d'ectoparasites retrouvés dans les nids de la ville de Tizi-Ouzou et la ville de Tizirt.

On remarque d'après le graphe ci-dessus (Fig.35) que les nids de la ville de Tizirt ont une richesse spécifique des parasites plus importante avec 6 familles représentée par une seule espèce pour chacune, premièrement *Liacarus sp* porte le nombre d'individus le plus important, *Cilliba cassidae* vient dans la deuxième place avec 213 individus suivit par *Dermanyssus gallinae* (43 individus) et *Amerus sp.* (41individus). Par la suite, la famille des Laelapidae présentent 27 individus et au dernier *Actornithophilus piceus lari* possède le nombre d'individus le plus faible (3individus).

La ville de Tizi-Ouzou possède une richesse spécifique moins importante avec 4 Familles seulement (Ameridae, Dermanyssidae, Laelapidae, Cassidae). Le classement cette fois est débuté par *Amerus sp.* Avec un nombre d'individus supérieur par rapport aux autres (343 individus), suivi par *Dermanyssus gallinae* avec 99 individus, puis, la famille des laelapidae (21 individus), en dernier *Cilliba cassidae* présentent seulement 4 individus.



Figure 36 : Images montrant l'espèce *Dermanyssus galinae* (Originale, 2022)
A: vue sous loupe binoculaire ; **B:** vue sous microscope photonique après éclaircissement.



Figure 37: Espèce retrouvée représentative de la famille Laelapidae (Originale, 2022).

A: vue sous loupe binoculaire ; **B:** vue sous microscope photonique après éclaircissement

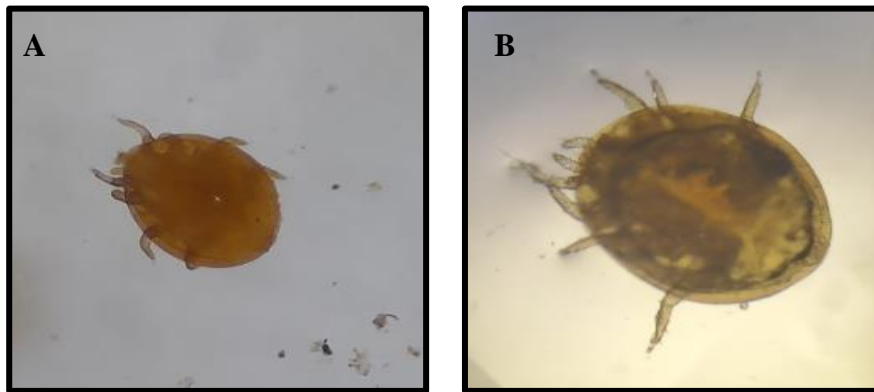


Figure 38 : Images montrant l'espèce *Cilliba cassidae* retrouvée dans les nids (Originale, 2022).

A: vue sous loupe binoculaire ; **B:** vue sous microscope photonique après éclaircissement

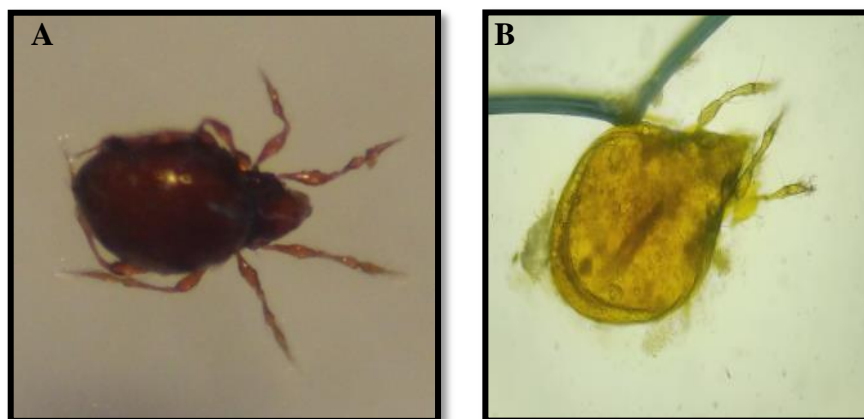


Figure 39 : *Liacarus sp* retrouvé dans les nids (Originale, 2022).

A: vue sous loupe binoculaire ; **B:** vue sous microscope photonique après éclaircissement

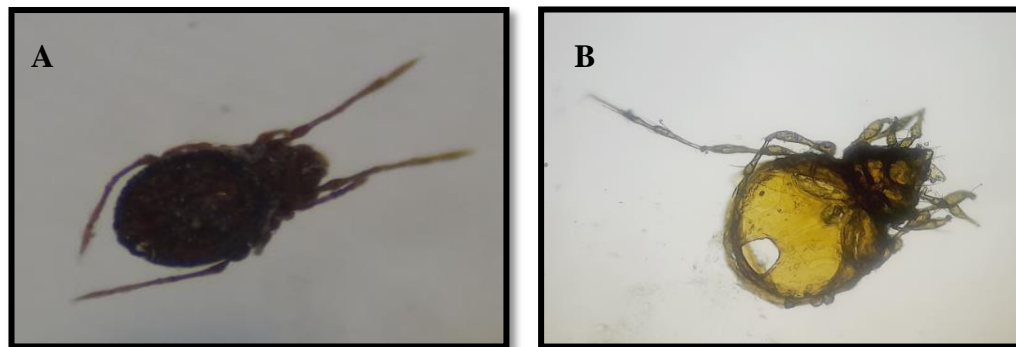


Figure 40 : *Amerus sp* retrouvés dans les nids (Originale, 2022).

A : vue sous loupe binoculaire ; **B** : vue sous microscope photonique après éclaircissement



Figure 41 : Le pou *Actornithophilus piceus lari* retrouvé dans les nids de Tizirt après éclaircissement (Originale, 2022).

1.1.2. Etude de l'abondance relative, prévalence et intensité moyenne des ectoparasites présents dans les nids de *L. michahellis*

Les résultats obtenus après les calculs et l'analyse statistique sont organisés sous forme des tableaux

Tableau 4 : Résultats obtenus après calculs de l'abondance relative, la prévalence ainsi que l'intensité des ectoparasites retrouvés dans les nids de la ville de Tizi-Ouzou.

	La ville de Tizi-Ouzou				
	Abondance relative (AR%)	Prévalence		Intensité moyenne	
		Pr (%)	Catégorie	I	Catégorie
<i>Dermanyssus gallinae</i>	21,2	100	Dominante	49,5	Faible
<i>Amerus sp</i>	73,45	100	Dominante	171,5	Elevée
Famille de Laelepidae	4,5	50	Satellite	21	Faible

<i>Cilliba cassidae</i>	0,86	50	Satellite	4	Très faible
-------------------------	------	----	-----------	---	-------------

D'après les résultats classés dans le tableau (04), concernant la ville de Tizi-Ouzou *Dermanyssus gallinae* et les *Amerus sp* ont une prévalence de 100% d'ailleurs ils sont classés dans la catégorie dominante, à l'inverse de la famille des Laelapidae et des *Cilliba cassidae* dont la catégorie est satellite avec 50% de prévalence.

A propos de l'intensité moyenne les *Amerus sp* possèdent une valeur de 171.5 qui est classée dans la catégorie élevée, ensuite *Dermanyssus gallinae* et la famille des Laelapidae appartient à la catégorie faible avec des intensités présentés respectivement comme suite : 49,5 et 21, *Cilliba cassidae* présente une intensité moyenne très faible avec la valeur 4.

Tableau 5 : Résultats obtenus après calculs de l'abondance relative, la prévalence ainsi que l'intensité des ectoparasites retrouvés dans les nids de la ville de Tizirt.

	La ville de Tizirt				
	Abondance relative (AR%)	Prévalence		Intensité moyenne	
		Pr (%)	Catégorie	I	Catégorie
<i>Dermanyssus gallinae</i>	4,75	100	Dominante	21,5	Faible
<i>Amerus sp</i>	4,53	100	Dominante	20,5	Faible
Famille de Laelapidae	2,98	100	Dominante	13,5	Faible
<i>Liacarus sp</i>	62,76	100	Dominante	284	Elevée
<i>Cilliba cassidae</i>	24,64	100	Dominante	111,5	Elevée
<i>Actornithophilus piceus lari</i>	0,33	100	Dominante	1,5	Très faible

Dans la ville de Tizirt les résultats de prévalence indiquent que *Dermanyssus gallinae*, *Amerus sp*, famille des Laelapidae, *Liacarus sp*, *Cilliba cassidae*, *Actornithophilus piceus lari*, ont la même prévalence (100%) qui est attribuée dans la catégorie dominante.

Au sujet de l'intensité moyenne commençant par la catégorie élevée qui est occupée par les *Liacarus sp* (284) et *Cilliba cassidae* (111,5), puis *Dermanyssus gallinae* (21,5), *Amerus sp* (20,5) et la famille des Laelapidae (13,5) sont classés dans la catégorie faible d'intensité, en fin *Actornithophilus piceus lari* présente une intensité moyenne très faible (1,5).

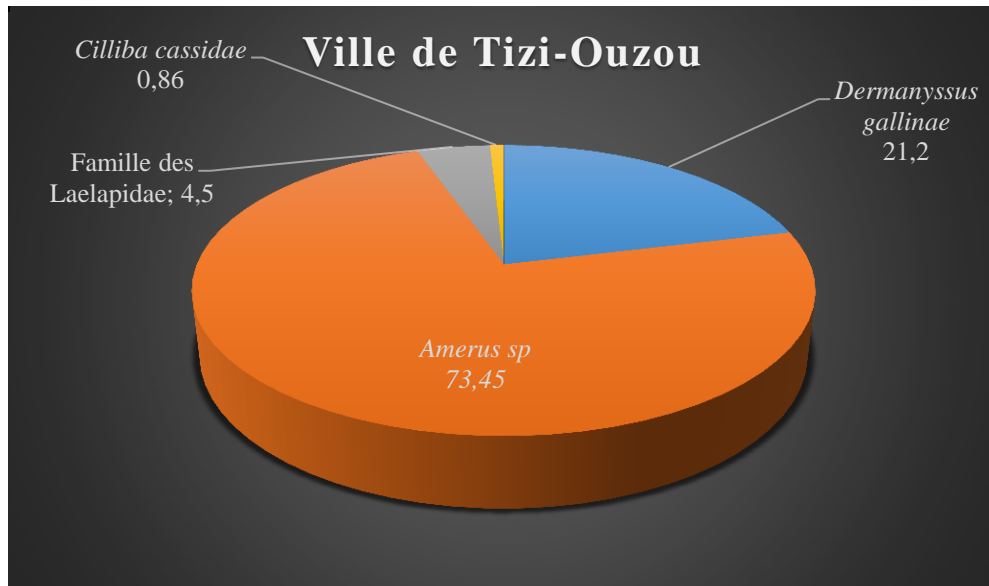


Figure 42 : Secteur représentant l'abondance relative des ectoparasites retrouvés dans les nids de la ville de Tizi-Ouzou.

D'après ce secteur (Fig.42) et le tableau (5), on voit qu'*Amerus sp* sont les plus abondantes (73,45%) dans la ville de Tizi-Ouzou, suivit de l'espèce *Dermanyssus gallinae* (21,2%), puis la troisième place est occupée par la famille des Laelapidea (4,5%), en dernier *cilliba cassidae* présente le pourcentage le plus faible d'abondance (0 ,86%).

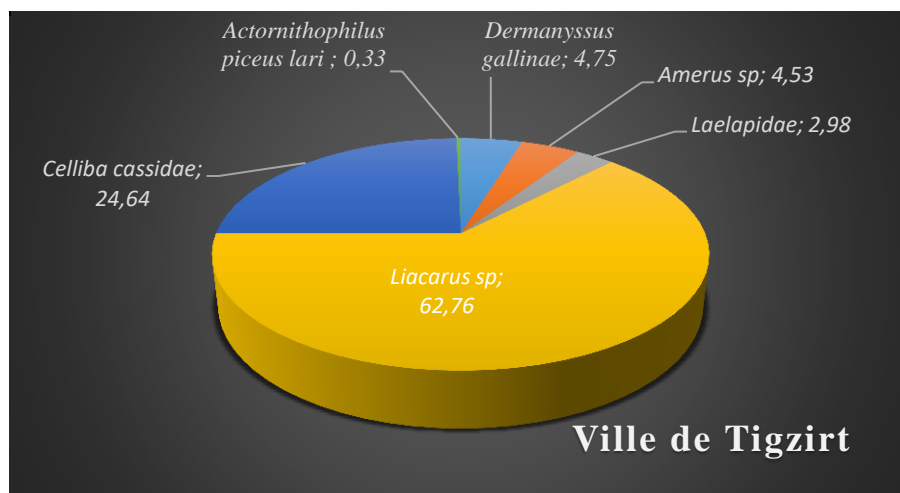


Figure 43 : secteur représentant l'abondance relative des ectoparasites retrouvés dans les nids de la ville de Tizirt.

Les résultats obtenus dans la ville de Tizirt (Fig.43) montrent que *Liacarus ps* possède le pourcentage d'abondance le plus élevé a plus de 60% d'individus (62,76%), puis vient les *Cilliba cassidae* présentant presque un quart de ce pourcentage (24,64%) , les *Dermanyssus gallinae* et *Amerus sp* cette fois montre des valeurs d'abondances très proches qui sont respectivement

comme suite : 4,75 % et 4,53%, suivit par la famille des Laelapidae qui est légèrement moins abondante (2,98%), et vers la fin la valeur 0,33% est représentée par *Actornithophilus piceus lari*, qui est l'espèce la moins abondante dans cette ville.

1.2. Etude des endoparasites retrouvés dans les pelotes de rejection du Goéland leucophée au niveau des deux villes ; de Tizi Ouzou et de Tizirt

1.2.1. Quantification et identification des endoparasites

Après la collecte des pelotes de rejection du Goéland leucophée et une fois au laboratoire, pour chacune des pelotes (33 de la ville de Tizi-Ouzou et 33 de la ville de Tizirt), on a déterminé le poids, la charge parasitaire et les genres de parasites qu'elle contient (Annexe 1 ; 2).

Le dénombrement des individus de chaque genre de parasites dans les deux villes, nous a permis d'obtenir les résultats suivants :

Tableau 6 : Le nombre d'individus de chaque genre d'endoparasites retrouvés dans les pelotes de rejection au niveau de la ville de Tizi-Ouzou et la ville de Tizirt

	<i>Ascaridia</i> (Œufs)	<i>Toxoplasma</i> (Œufs)	<i>Trichostrongylus</i>			Total
			Œufs	Larves	Total	
Ville de Tizi-Ouzou	17	36	13	07	20	73
Ville de Tizirt	21	43	15	62	77	141
Total	38	79	28	69	97	214

A partir de notre travail, nous avons réussi de récolter 214 endoparasites de différents genres : *Ascaridia*, *toxoplasma*, *trichostrongylus* (Fig.45 ; 46 ; 47 ; 48) dans 66 pelotes devisées sur les deux régions d'étude : ville de Tizirt ou le nombre d'endoparasites est plus élevé avec un nombre d'individus qui atteint 141, et la ville de Tizi-Ozou dont ce nombre est moins élevée avec 73 individus.

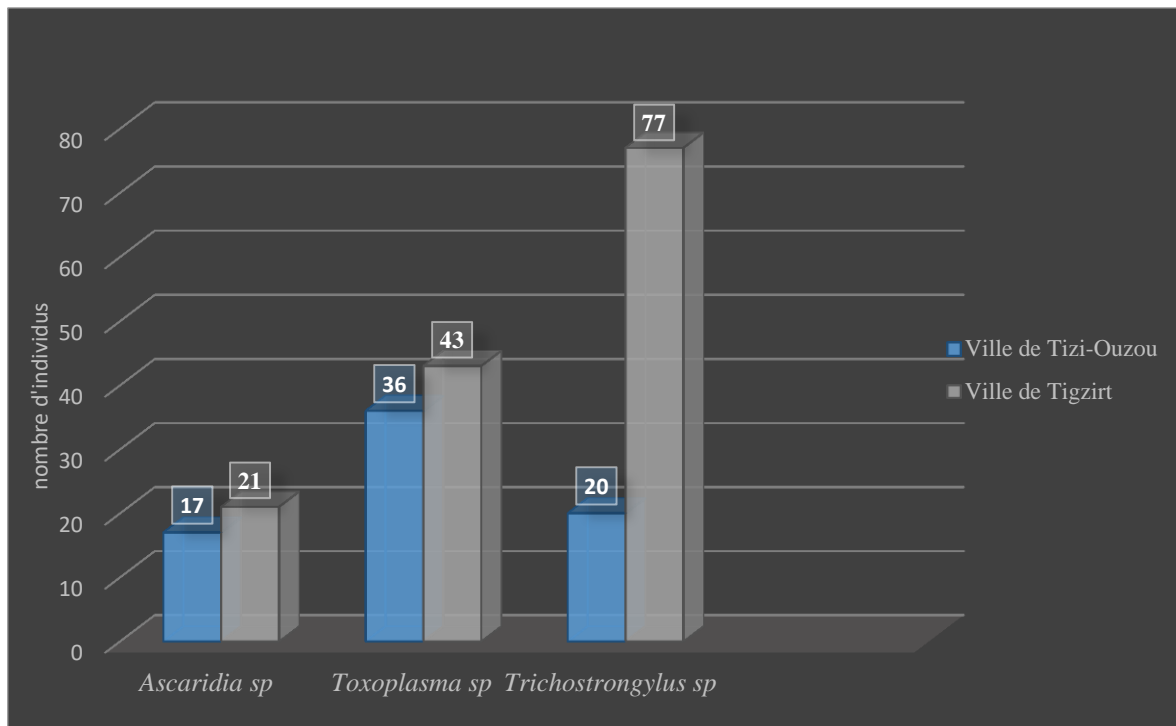


Figure 44 : Graphe montrant les nombres et les genres d'endoparasites retrouvés dans les pelotes de rejection du Goéland leucophée au niveau de la ville de Tizi-Ouzou et la ville de Tizirt.

La figure (44) et le tableau (6) montrent très clairement que le nombre d'individus de tous les genres est plus élevé dans les pelotes de la ville de Tizirt. D'ailleurs, les *Trichostrongylus* occupent la première place avec 77 individus, les *Toxoplasma* occupent la deuxième place avec le nombre d'individus qui atteint les 43, les *Ascaridia* ensuite, occupent la dernière place avec 21 individus. Revenant à la ville de Tizi-Ouzou, on ne trouve pas le même classement ; les *Toxoplasma* atteignent le sommet de nombre d'individus dans cette région avec 36 individus, par contre les deux genres qui restent (les *Trichostrongylus* et les *Ascaridia*) sont rapprochés, mais les *Trichostrongylus* sont plus nombreux avec 20 individus par rapport aux *Ascaridia* qui n'a que 17 individus.

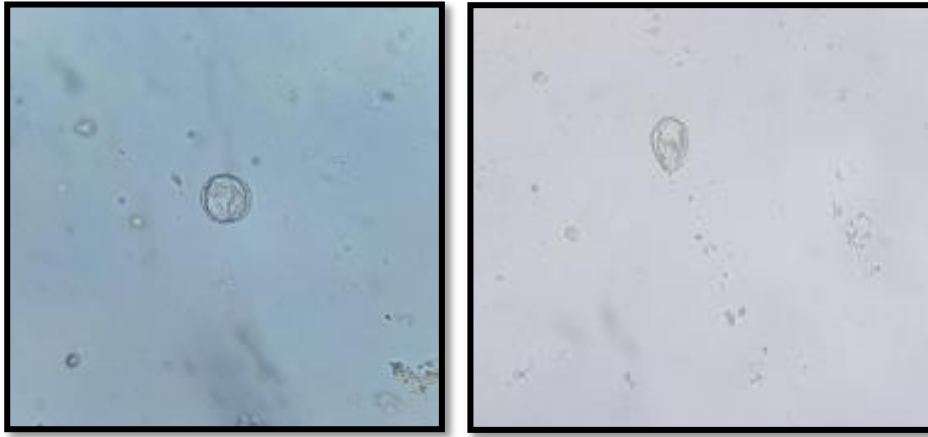


Figure 45 : Œufs d'*Ascaridia sp* vu sous microscope optique (Originale, 2022).



Figure 46 : Œufs de *Trichostrongylus sp* vu sous microscope optique (Originale, 2022).

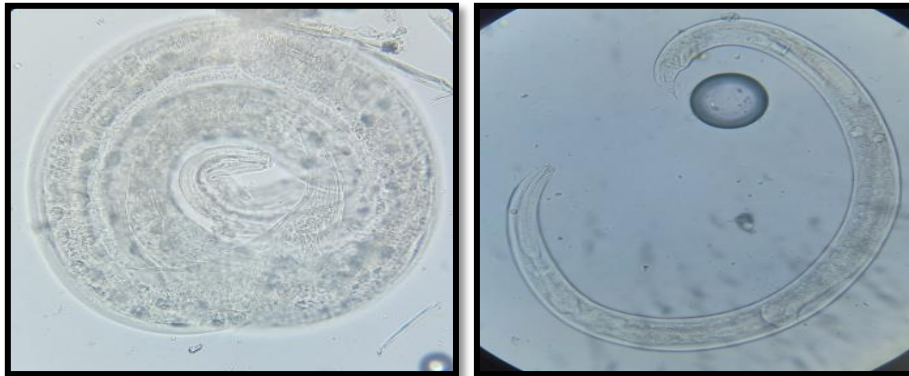


Figure 47 : Larves de *Trichostrongylus sp.* vu sous microscope optique (Originale, 2022).

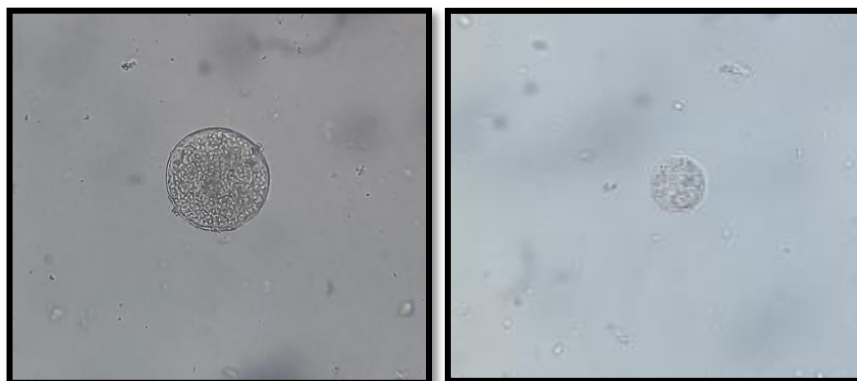


Figure 48 : Œufs de *Toxoplasma sp* vu sous microscope optique (Originale, 2022).

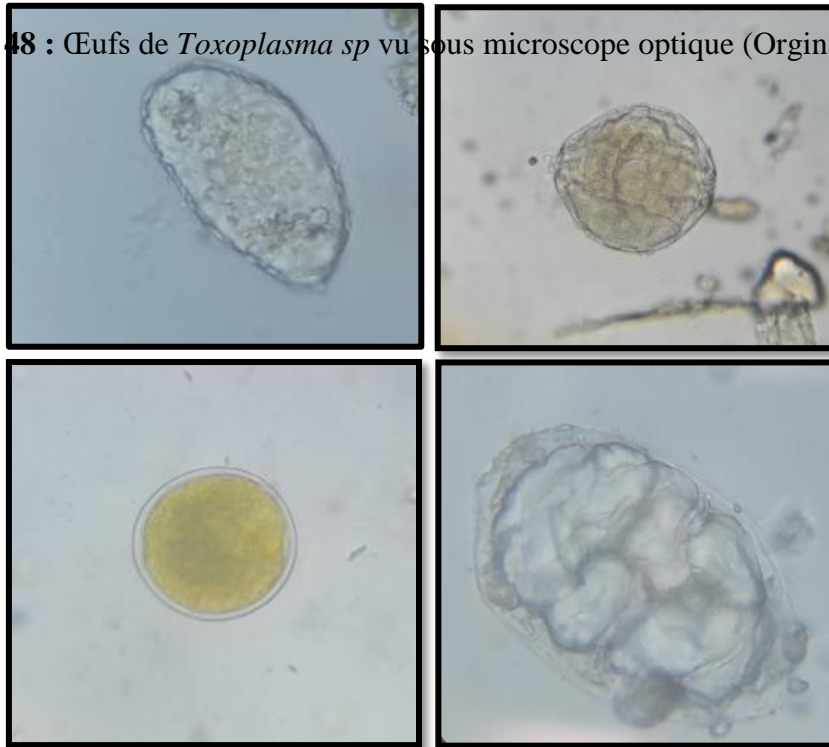


Figure 49 : Quelques faux parasites trouvés (Originale, 2022).

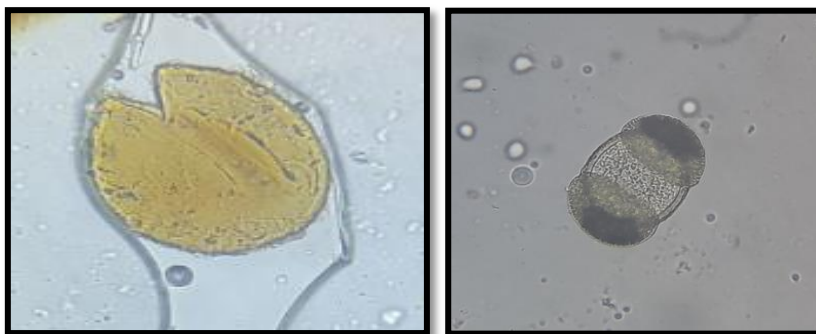


Figure 50 : Grains de pollen (Originale, 2022)

2.4. 2. Abondance relative, prévalence et intensité moyenne des endoparasites trouvés

Après les calculs et l'analyse statistique, nous avons obtenu des résultats qu'on a organisés sous forme des tableaux 9 et 10 et les figures 51 et 52.

Tableau 7 : Résultats obtenus après calculs de l'abondance relative, la prévalence ainsi que l'intensité des endoparasites dans la ville de Tizi-Ouzou.

	Abondances relatives (AR%)	Prévalences (%)		Intensités	
		Pr (%)	Catégories	I	Catégories
<i>Ascaridia</i>	23,29	33,33	Satellite	1,55	Très faible
<i>Toxoplasma</i>	49,32	57,58	Dominante	1,89	Très faible
<i>Trichostrongylus</i>	27,4	33,33	Satellite	1,82	Très faible

Les résultats obtenus pour la prévalence dans la ville de Tizi-Ouzou montre que le genre *Toxoplasma* est dominant (57,58%). Par contre, *Ascaridia* et *Trichostrongylus* présentent le même taux (33,33%) classées dans la catégorie satellite.

Les intensités moyennes des trois genres sont très faibles avec une valeur qui n'atteint pas 2. Ils sont classés comme suit : *Toxoplasma* (1,89) ; *Trichostrongylus* (1,82) ; *Ascaridia* (1,55).

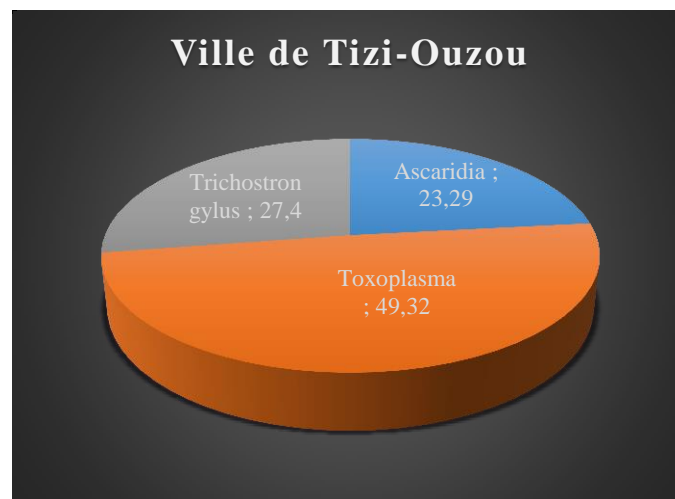


Figure 51 : Secteur représentant les valeurs de l'abondance relative des endoparasites trouvés dans les pelotes de rejection au niveau de la ville de Tizi-Ouzou.

D'après les résultats obtenus dans le tableau (7) et la figure (51) le genre *Toxoplasma* est le plus abondants (49,32%) suivi du genre *Trichostrongylus* avec une abondance de 27,4%. En dernier, le genre *Ascaridia* présente l'abondance la plus faible avec un pourcentage 23.29.

Tableau 8 : Résultats obtenus après calculs de l'abondance relative, la prévalence ainsi que l'intensité des endoparasites dans la ville de Tizirt.

	Abondances relatives (AR%)	Prévalences (%)		Intensités moyenne	
		Pr (%)	Catégories	I	Catégories
<i>Ascaridia</i>	14,89	39,39	Satellite	1,62	Très faible
<i>Toxoplasma</i>	30,5	45,45	Satellite	2,87	Très faible
<i>Trichostrongylus</i>	54,61	42,42	Satellite	5,5	Très faible

Le tableau (8) montre des valeurs de prévalence rapprochées, la valeur la plus élevée appartient au genre *Toxoplasma* (45,45%), suivit du genre *Trichostrongylus* (42,42%) et la valeur la plus basse est représenté par le nématode du genre *Ascaridia* (39,39%).

Les catégories des intensités moyennes sont très faibles tout comme celles de la ville de Tizi-Ouzou, la plus grande valeur entre les 3 genres est celle du nématode *Trichostrongylus* (5,5), la deuxième valeur est celle de *Toxoplasma* (2,87), *Ascaridia* occupe la dernière place avec la valeur la moins élevée (1,62).

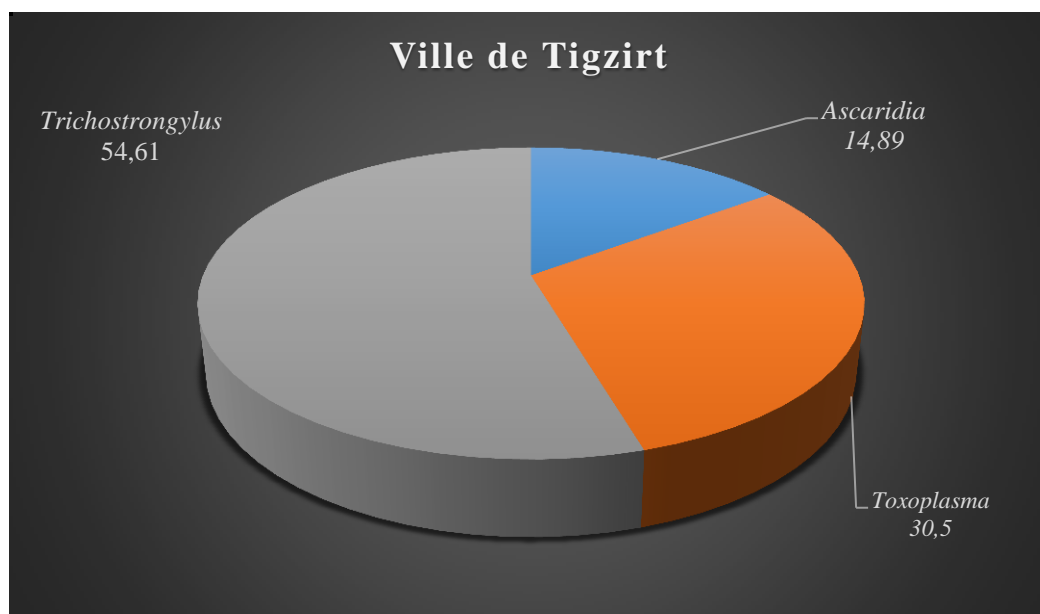


Figure 52 : Secteur représentant les valeurs de l'abondance relatives des endoparasites trouvés dans les pelotes de rejection au niveau de la ville de Tizirt

On remarque d'après le tableau (8) et la figure (52) que les *Trichostrongylus* sont les plus abondants avec un pourcentage de 54,61, et les *Ascaridia* sont les moins abondants (14,89%), et entre les deux les *Toxoplasma* présentent une abondance de 30,5%.

3. Discussion

3.1. Discussion sur les ectoparasites présents dans les nids

Notre étude est l'une des rares faites sur les ectoparasites des nids du Goéland en Algérie.

Dans la présente étude, on n'a pas identifié certaines espèces notamment les insectes vu qu'on est limité par le temps, pour cette raison on s'est basé sur l'identification et la comparaison des acariens (5 familles) et des poux (1 famille).

La richesse spécifique des ectoparasites des nids du Goéland leucophée varie entre les deux villes de Tizi-Ouzou (2 nids) et Tizirt (2 nids). Elle est plus importante au niveau de la ville de Tizirt avec 6 familles. Contrairement à la ville de Tizi-Ouzou dont on a trouvé seulement 4. *Amerus* sp. présente l'abondance la plus élevée à 73,45% dans la ville de Tizi-Ouzou, suivi de *Dermanyssus gallinae* (21,2%). Tandis que dans la ville de Tizirt, l'abondance des *Liacarus* sp. est la plus élevée (62,76%) suivi de *Cilliba cassidae* (24,64%).

Le reste des ectoparasites montre un faible pourcentage d'abondance qui n'atteint pas les 5 % : famille des Laelapidae (4,5), *Cilliba cassidae* (0,86) dans la ville de Tizi-Ouzou ; *Dermanyssus gallinae* (4,75%), *Amerus* sp (4,53%), la famille des Laelapidae (2,98%), *Actornithophilus piceus lari* (0,33%) dans la ville de Tizirt.

Dans notre étude, on a signalé la présence des acariens *Dermanyssus gallinae*, *Amerus* sp, *Cilliba cassidae*, dans les nids de Tizi-Ouzou. Cela est différent des travaux précédents comme ceux de Azazga (2018). Cet auteur a signalé la présence d'une seule espèce uniquement (*parasitidae* sp.). Boutaleb et Lecheheb (2019) ont notés la présence d'une seule espèce également (*parasitus* sp).

La richesse spécifique est plus importante dans la ville de Tizirt dont on a signalé la présence de 5 familles d'acariens (Dermanyssidae, Ameridae, Laelapidae, Liacaridae, Cassidae) et une famille de poux (Menoponidae). Cela est différent des autres travaux réalisés par Azazga (2018) qui confirme la présence de deux familles d'acariens Parasitidae (*Parasitidae* sp) et Acari Fam. Ind (*Acari* sp. Ind) et ceux de Boutaleb et Lecheheb (2019), qui ont des résultats similaires. Une seule famille d'acariens et Parasitidae représentées par deux espèces (*parasitus* sp et *cornigamus* sp) et une famille de tique Argasidae représentée par *Ornithodoros (Alectobius) maritimus*.

Selon Baziz-Neffah et al. (2015), certains oiseaux sont migrateurs et peuvent amener de nouveaux vecteurs et pathogènes d'Europe. Répertoire ces ectoparasites et effectuer des suivis réguliers par prélèvements sur oiseaux et nids d'oiseaux est une méthode intéressante de surveillance épidémiologique.

Enfin, les conditions climatiques environnementales telles que : l'humidité, les précipitations et la température sont des facteurs importants qui déterminent dans le taux d'infestation par les poux appartenant au groupement des ectoparasites (Abdessamed, 2018).

3.2. Discussion sur les endoparasites présents dans les pelotes de rejections :

La présente étude est l'une des rares réalisées sur les endoparasites présents dans les pelotes de rejection du Goéland leucophée en Algérie et dans le monde ce qui résulte l'originalité de ce modeste travail vu le manque de preuves et documentions concernant cette étude.

Les pelotes de rejections du Goéland leucophée récoltées au niveau de la Wilaya de Tizi-Ouzou contiennent des endoparasites. Ils sont répartis en trois genres *Toxoplasma*, *Trichostrongylus* et *Ascaridia*. Elles sont classées différemment selon les deux villes étudiées.

Le genre *Toxoplasma* (49,32%) est le plus abondant dans la ville de Tizi-Ouzou suivi de *Trichostrongylus* (27,4%) qui est moins abondant, contrairement à la ville de Tizirt qui montre plus d'individus d'endoparasites. Cette fois les *Trichostrongylus* (54,61%) sont les plus abondants et *Toxoplasma* vient secondement avec une abondance de 30,5%. Concernant *Ascaridia*, le pourcentage d'abondance présenté est le plus faible dans les deux régions par rapport aux autres genres avec des taux de 23,29% à Tizi-Ouzou et 14,89% à Tizirt.

Concernant les intensités moyennes des trois genres, elles sont toutes très faibles dans les deux villes ; avec une valeur qui n'atteint pas 2 dans la ville de Tizi-Ouzou. Ils sont classés comme suit : *Toxoplasma* (1,89) ; *Trichostrongylus* (1,82) ; *Ascaridia* (1,55) et dans la ville de Tizirt, les valeurs d'intensités moyenne sont légèrement plus élevées, la plus grande valeur entre les 3 genres est celle du nématode *Trichostrongylus* (5,5), la deuxième valeur est celle de *Toxoplasma* (2,87), en dernier *Ascaridia* présente la valeur la plus faible (1,62).

Les genres *Toxoplasma*, *Trichostrongylus* et *Ascaridia* se trouvent généralement chez les volailles, et ces derniers sont des aliments des laridées ce qui peut être la cause de leurs transmission au Goéland, et on estime également que ces parasites viennent aussi des sources alimentaires variées de Goéland leucophée qui est omnivore, basées principalement des décharges à ciel ouvert.

Le Goéland fait son nid sur les toits des maisons et terrasses des écoles des hôpitaux, des bâtiments, ce qui peut provoquer la transmission de ces parasites par plusieurs facteurs.

Il faut savoir que chaque emplacement géographique est lié à des conditions climatiques différentes, des habitudes alimentaires, la disponibilité d'hôtes intermédiaires. Cela contribue à des communautés parasitologiques distinctes (Oliveira, 2019).



Conclusion

Conclusion

Notre travail est réalisé dans le but d'une contribution à l'identification et quantification des charges parasitaires des ectoparasites présents dans les nids, et aussi des endoparasites présents dans les pelotes de rejection des Goélands leucophée à pattes jaunes *Larus michahellis* (Naumann, 1840) en Kabylie au niveau de la ville de Tizi-Ouzou et de Tizirt.

La richesse spécifique des ectoparasites des nids du Goéland leucophée, *Larus michahellis* varie entre les deux villes ; ville de Tizi-Ouzou (2 nids) et ville de Tizirt (2 nids). Elle est plus importante au niveau de la ville de Tizirt avec 6 familles, contrairement à la ville de Tizi-Ouzou dont on a trouvé seulement 4. Tandis que les endoparasites présents dans les pelotes de rejection (66 pelotes) présentent 3 mêmes genres avec des abondances différentes dans ces deux villes.

Concernant les ectoparasites présents dans les nids, *Amerus sp* présente l'abondance la plus élevée à 73,45% dans la ville de Tizi-Ouzou, suivi de *Dermanyssus gallinae* (21,2%). Tandis que dans la ville de Tizirt, l'abondance des *Liacarus sp* est la plus élevée (62,76%), suivi de *Cilliba cassidae* (24,64%). Le reste des ectoparasites montre un faible pourcentage d'abondance qui n'atteint pas les 5 % : famille des Laelapidae (4,5), *Cilliba cassidae* (0,86) dans la ville de Tizi-Ouzou ; *Dermanyssus gallinae* (4,75%), *Amerus sp* (4,53%), la famille des Laelapidae (2,98%), *Actornithophilus piceus lari* (0,33%) dans la ville de Tizirt.

Les endoparasites trouvés dans les pelotes de rejection montrent que le genre *Toxoplasma* (49,32%) est le plus abondant dans la ville de Tizi-Ouzou suivi de *Trichostrongylus* qui est moins abondant. Contrairement à la ville de Tizirt qui montre plus d'individus d'endoparasites. Cette fois les *Trichostrongylus* (54,61%) sont les plus abondants et *Toxoplasma* vient secondement avec une abondance de 30,5%. Concernant *Ascaridia*, le pourcentage d'abondance présenté est le plus faible dans les deux régions par rapport aux autres genres avec des taux de 23,29% à Tizi-Ouzou et 14,89% à Tizirt.

Rajoutant au fait que le Goéland est un oiseau migrateur, donc, il peut être transporteur des agents pathogènes. Ces derniers temps, sa population dans les villes augmente de plus en plus. Cet oiseau fait son nid sur les toits des maisons et terrasses des écoles des hôpitaux, des bâtiments. Cela favorise leurs contacte et leurs rapprochements de l'homme. Donc, il peut provoquer la transmission de ces parasites par plusieurs autres facteurs.

La transmission peut être à travers les nids qui sont des excellents abris de certains parasites et insectes dans certains cas. Ces derniers sont des vecteurs de maladies qui peuvent ensuite résulter en une transmission vers l'homme. La transmission à travers les plumes sont rares. Elles peuvent accueillir certains nombre de parasites surtout les plumes d'oiseaux morts. Plusieurs études également ont confirmé que les excréments sont plus ou moins des éponges énormes pour le pathogène surtout lors de leur accumulation.

En Algérie, ce type d'étude est rarement abordé, bien qu'il fasse preuve de son intérêt épidémiologique. Pour étayer et confirmer les résultats obtenus, plus d'autres études sur les maladies parasitaires des Goélands leucophées sera nécessaire, puisqu'il faut noter qu'il reste encore beaucoup de travail à faire sur la connaissance des parasites (ectoparasites, endoparasites et mésoparasites), vue leurs importance dans la transmission des maladies et le risque qu'ils engendre sur la santé humaine, ainsi que pour la prévention et la connaissance des agents pathogènes circulants ou émergents dans l'environnement.



Références bibliographiques

Références bibliographiques :

- Amin O-M., (2013).** Classification of the Acanthocephala. *Folia Parasitologica*, 60(4)273-305.
- Amoura W., (2014).** Ecologie et santé des Laridés dans le Nord-Est Algérien, Thèse de doctorat. Université Badji Mokhtar Annaba, 160p.
- Amraoui F., Tijane M., Sarih M. et Failloux A-B., (2012).** Molecular evidence of *Culex pipiens* form molestus and hybrids pipiens/molestus in Morocco, North Africa. *Parasites Vectors*,5, 83.
- André J-P., (1998).** Parasites externes et internes des Oiseaux. NAC info gamme OCE Virbac.
- Anofel., (2014).** Association française des enseignants de parasitologie et mycologie. 2014.
- Antonella D-P., Annunziata G., Maria A-C. and Giacinto S-G. (2012).** A gallery of the key characters to ease identification of *Dermanyssus gallinae* (Acari: Gamasida: Dermanyssidae) and allow differentiation from *Ornithonyssus sylviarum* (Acari: Gamasida: Macronyssidae). In : *Parasites & Vectors*. Licensee Bio Med Central Ltd, 1838) by the setal patterns, 2-10P.
- Arizaga J., (2010).** First-year Movements of Yellow-legged Gull (*Larus michahellis lusitanus*) from the Southeastern Bay of Biscay. *Waterbirds*. Ed BioOne, 8p.
- Arizaga J., Herrero A., Galarza A., Hidalgo J., Aldalur A., Cuadrado J.F., Ocio G., (2010).** First-year movements of Yellow-legged Gull (*Larus michahellis*) from the Southeastern Bay of Biscay. *Waterbirds*, 33 : 444-450.
- Atkinson C., Thomas N. et Hunter B., (2008).** Parasitic Diseases of Wild Birds. Blackwell.
- Aubry-Roces M., Beauvallet Y., Margency C. A., Farret D., Fournaud C., Huang M., Leclercq L., Poulain P., (2001).** Lutte contre les Ectoparasites et Agents Nuisibles en milieu hospitalier. Guide de bonnes pratiques. C.CLIN Paris-Nord, 127p.
- Azazga A., (2018).** Contribution À L'étude De L'inventaire Des Ectoparasites Des Poussins Et Des Nids Du Goéland Leucophée *Larus Michahellis* (Naumann, 1840) Au Niveau De Deux Villes De Tizi-ouzou Et Tigzirt [Mémoire de Master, Université Mouloud Mammeri - Tizi Ouzou, 43 p
- Baaloudj A., (2015).** Contribution à l'étude de l'écologie de la reproduction des Laridés : Cas du Goéland leucophée « *Larus michahellis* ». Thèse doct. Université 08 mai 1945 de Guelma, 148 p.

- Barker S-C. 1994.** Phylogeny and classification, origins, and evolution of host associations of lice. *Int. J. Parasitol.* 24 : 1285-1291.
- Barroca, M. (2005).** Hétérogénéité des relations parasites-oiseaux : importance écologique et rôle évolutif. Thèse de Doctorat, Université de Bourgogne, Dijon, 185 p.
- Baziz-Neffah F., Bitam I., Kernif T., Beneldjouzi A., Boutellis A., Berennger J-M., Zenia S. et Doumandji S., (2015).** Contribution à la connaissance des ectoparasites d’oiseaux. *Bull. Soc. zool. Fr*, 140 (2) : 81-98.
- Beaubrun P-C., (1988).** Le Goéland leucophée (*Larus cachinnans mechahellis*) au: Maroc : Reproduction, alimentation, répartition et déplacement en relation avec les activités de pêche. Thèse de Doctorat d’Etat, Université de Montpellier, 448 p.
- Beaubrun P-C., (1993).** Status of yellow-legged gull (*Larus cachinnans*) in Morocco and in the western Mediterranean Status and conservation of Seabirds proceeding of the second Mediterranean seabirds’ symposium, *Calvia*, 2 1-26 Mars : 47-55.
- Beaucournu J-C., Degeilh B. et Guiguen, C., (2005).** Les puces (Insecta : Siphonaptera) parasites d’oiseaux : diversité taxonomique et dispersion biogéographique. *Parasite*, 12 : 111-121.
- Beaucournu J-C et Gomez-Lopez M-S., (2015).** Ordre des siphonaptera. *Revue bianual des Siphonaptera*, 10 p.
- Belant J-L., Seamans T-W., Gabrey S-W., Ickes S-K., (1993).** Importance of a landfill to nesting herring gulls. *Condor* 95: 817–830
- Belant J-L., (1997).** Gulls in urban environments: landscape-level management to reduce conflict. *Landsc. Urban Plan.* 38, 245–258. [https://doi.org/10.1016/S0169-2046\(97\)00037-6](https://doi.org/10.1016/S0169-2046(97)00037-6).
- Bend L. R., (2006).** Enquête coprologique sur la toxoplasmose dans la population des chats de la ville de Dakar. Thèse.
- Berlese, (1889).** The type species of the genus *Haemogamasus* in **Vinarski, Maxim V. & Korralo-Vinarskaya N-P., 2017.** An annotated catalogue of the gamasid mites associated with small mammals in Asiatic Russia. The family Haemogamasidae (Acari: Mesostigmata: Gamasina), *Zootaxa* 4273 (1) :1-18.

- Bertellotti M., Yorio P., Blanco G., Giaccardi M., (2001).** Use of tips by nesting Kelp Gulls at a growing colony in Patagonia. *J Field Ornithol* 72 : 338-348
- Bethel, W. M., & Holmes, J. C. (1973).** Altered evasive behavior and responses to light in amphipods harboring acanthocephalan cystacanths. *The journal of parasitology*, 945-956.
- Bizet D., (2006).** Lettre d'information sur les Laro-Limicoles.Séminaire interrégional, « La gestion des Goélands et des Laro-limicoles ». 23 Novembre 2006 à Sète. 52p.
- Borgsteede F-H., (1996).** The effect of parasites on wildlife. *The Veterinary Quarterly*. 1996. Vol. 18 Suppl 3 : 138-140.
- Boutaleb M. et Lecheheb H., (2019).** Contribution à l'étude de l'inventaire des arthropodes ectoparasites des poussins et des nids du Goéland leucophée *Larus michahellis* (Naumann, 1840) au niveau de la ville de Tizi-Ouzou, la ville et l'Ilot de Tigzirt. Mémoire de fin d'étude .SNV.UMMTO, 54p.
- Boyd E-M., (1951).** The external parasites of birds : a review. Vol. 63, No. 4 : 363-369
- Bush A-O., Fernández J-C., Esch G-W., and Seed J-R., (2001).** Parasitism: the diversity and ecology of animal parasites. Cambridge University Press.
- Cadiou B., Yesou P., Barbraud C., Tranchant Y., Debout G. et Sadoul N., (2009).** In GISOM. Méthodes de suivi des oiseaux marins nicheurs, 13p.
- Camicas J-L., Hervy J-P., Adam F. et Morel P-C., (1998).** Les tiques du monde "Acarida, Ixodida": nomenclature, stades décrits, hôtes, répartition. Paris: ORSTOM, 233p.
- Cesari T., (2021).** Etude originale des endoparasites de l'ours brun (*ursus arctos*) des pyrenees. Ecole Nationale Vétérinaire Toulouse, 144p
- Cezilly F. et Quenette P-Y., (1988).** Rôle des écrans naturels attendant au nid Chez le Goéland leucophée (*Larus cachinnans michahellis*). *Alauda*, 56 (1) : 41-50.
- Chen B-L. & Mullens B.A., (2008).** Temperature and humidity effects on off-host survival of the northern fowl mite (Acari:Macronyssidae) and the chicken body louse (Pthiraptera: Menoponidae). *Journal of Economic Entomology*, 101 : 637-646.
- Chiheb K., (2017).** Ecologie du Moineau Espagnol (*Passer hispaniolensis*, Temminck 1820) dans le Nord-Est Algérien. Thèse de Doc., Université Badji Mokhtar –Annaba, 105p.

Clyde, V. Et Pattons, S., (1996). Diagnosis, Treatment and Control of Common Parasites in Companion and Aviary Birds. Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine. Vol. 5, n° 2 : 75-84.

Colebrook E. & Wall R., (2004). Ectoparasites of livestock in Europe and the Mediterranean region. Vet. Parasitol., 120, 251-274.

Collet A., (2015). Enquête coproscopique sur les oiseaux de neuf parcs zoologiques français. Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, 83p.

Collinson J-M., Parkin D-T., Knox A.G., Sangster G. et Svensson L., (2008). Species boundaries in the Herring and Lesser Black-backed Gull complex. Brit. Birds 101: 340-363.

Cooper J-E., (2002). Birds of Prey: health and disease. Blackwell, United Kingdom.

Cox F-E-G., (2001). Concomitant infections, parasites and immune responses. Parasitology 122 : 23-38.

Cramp S., Simmon K., Brooks D., Kollarn J., Dunn E., Gillmor R., Hollom P., Hudson R., Nicholson E., Ogilwe M., Olney P.J.S., Roselaar C.S., Wallace D., Wattel J. et Wilson M.G., (1994). Handbook of the birds of Europe, the middle East and North Africa The birds of the western palearctic. Ed. Oxford univ. press, Oxford, New-York, Vol.2, 913 p.

Deem S-L., (1999). Infectious and parasitic diseases of raptors. Compend. Contin. Educ. Pract. Vet. 21: 329-338.

Dejonghe J-F., (1990). Les oiseaux dans leur milieu. Ed.Bordas, Paris.

Deltort C., Azemarrd G., Jensen N., Gerardin N., Vanden Brouk Crouzet N., Colombey M., et Biollot F., (2003). Petit animaux... ! gros problèmes...! Ed. Natura2000, 4p.

Derouin F, Bultel C, Roze S, Thomann C, Ribeiro F. Décembre (2005). Toxoplasmose : état des connaissances et évaluation du risque lié à l'alimentation Rapport du groupe de travail « *Toxoplasma gondii* » de l'Afssa.318 p.

Devillers P., (1977). Projet de nomenclature française des oiseaux du monde. *Gerfaut* 67: 171-200.

Domingos A., Antunes S., Berges L. et Estolio-Do-Rosario V., (2013). Approaches towards tick and - borne disease control. Rev. Soc. Bras. Med. Trop, 46(3).

Dominic E.D. (2012). Bed Bugs: Clinical Relevance and Control Options. *Clinical microbiology reviews*. 25. 164-92. 10.1128/CMR.05015-11.

Dorst J., (1971). La vie des oiseaux. Ed. Bordas, Paris, Vol.12 (II) : 391-76.

Dubey JP. (1998). Advances in the life cycle of *Toxoplasma gondii*. *Int J Parasitol* ; 28: 1019-24.

Duhem C., (2004). Goéland surabondance et ressources alimentaire anthropiques : cas de colonies de goéland leucophée de littoral provençal. Thèse doctorat, biosc., univ,paul cézane,181 p.

Duhem, C., Roche, P., Vidal, E. et Tatoni, T. (2007). Distribution of breeding sites and food constraints size and density of yellow-legged gull colonies. *Ecoscience* 14: 535-543.

Edward et al., 1996 in Benamara, M & Kerfouf, A. (2021). Inventaire et taxonomie des parasites des poissons sparides du littoral ouest algerien. 10.13140/rg.2.2.30541.36329.

Evans, G. O., & W. M. Till. (1979). Mesostigmatic mites of Britain and Ireland (Chelicerata: Acari-Parasitiformes). An introduction to their external morphology and classification. *Transactions of the Zoological Society of London* 35: 139–270.

Foissner, W. (2005). Encyclopedia of Soils in the Environment || PROTOZOA. , (), 336–347. doi:10.1016/b0-12-348530-4/00162-4).

Fanton H. (2020). Environnement et parasites à cycle complexe : influence de facteurs biotiques et abiotiques sur la répartition des acanthocéphales et leur manipulation comportementale. Aix-Marseille Université .École Doctorale 251 « Sciences de l’environnement » Institut Méditerranéen de Biodiversité et d’Écologie marine et continentale (IMBE) Équipe Vulnérabilité des Écosystèmes et Conservation. 215 p

Frenkel JK., (1973). Toxoplasmosis: parasite life cycle, pathology and immunology. In *The Coccidia Eimeria, Isospora, Toxoplasma and related genera*. Hammond DM, Long PL, eds. Baltimore. University Park Press. 343-410.

Fry D. et Toone C., (1981). « DDT-induced feminization of gullembryos », *Science*, vol. 213, no45 10: 922–924.

Fuirst M. (2019). Gulls. Stony Brook University, Stony Brook, NY, United States. *Encyclopedia of Ocean Sciences*, 3rd Edition 12-17.

- Furman D P., Catts E P., (1982).** Manual of Medical entomology, 4ème Edition. Cambridge: Cambridge University Press.
- Furness, R., (2003).** Impacts of fisheries on seabird communities. *Sci. Mar.* 67, 33-45.
- Galliard. (1967).** Les maladies parasitaires. Presses universitaires de France. 2ème édition. Boulevard Saint-Germain, Paris.
- Gassem-Hafirassou N., (2014).** Introduction à la parasitologie.
- Guérin, J.-L., Balloy, Dominique et Villate, D. F. H., (2012).** Maladies des volailles. 3ième Edition. FA. Santé Animale.
- Gulcan, E (2009).** Case report: *Dermanyssus gallinae* in a patient with pruritus and skin lesions. *Türkiye parazitolojii dergisi / Türkiye Parazitoloji Derneği = Acta parasitologica Turcica / Turkish Society for Parasitology.* 33. 242-4.
- Haller X, (1992).** Méningo-encéphalite à tiques. Thèse de doctorat. Strasbourg: Université Luis Pasteur.
- Heinzel H et TuckG., (1985).** Guide des oiseaux de mer, toutes les espèces du monde, 310p.
- Heinzel H., Fitter R. et Parslow J., (1985).** Oiseaux d'Europe, d'Afrique du nord et du Moyen-Orient. Ed. Delachaux et Niestlé, Neuchâtel, 319 p.
- Helbig, A. J., Liebers. D. et de Knijff. P. (2004).** Artbildung und Verwandtschaftsverhältnisse im Silber-Heringsmöwen- Komplex *Larus argentatus fuscus*. *Limicola* 18: 233-258.
- Houttuyn, (1773) in. Rausch RL. (1983).** The Biology Of Avian Parasites : Helminths by Academic Press Vol. VII. 367-442 p.
- Howerth EW, et al. (1991).** Fatal toxoplasmosis in a red lory (*Eos bornea*). *Avian Dis* 35: 642-646.
- Hugot JP. 27 February (2015).** Acanthocéphales : Les "vers" à la tête couverte d'épines. p13.
- Isenmann P., (1976).** Contribution à l'étude de la biologie de la reproduction et de l'écologie du Goéland argenté à pieds jaunes (*Larus argentatus michahellis*) en Camargue. *Rev. Ecol. (Terre Vie)*, 30 :551-563.

Jacob J-P. et Courbet B., (1980). Oiseaux de mer nicheurs sur la côte en Algérie. Le Gerfaut 70 : 385 - 401.

Jacob J-P., (1983). Oiseaux de mer de la côte centrale d'Algérie. Alauda, 51(1) : 49- 61.

Jaton K. & Greub G., (2005). Chlamydia : signes d'appel, diagnostic et traitement. Rev. Méd. Suisse, 30 : 895-903.

Jongejan F. et Uilenberg G., (2004). The global importance of ticks. Parasitology, vol. 129 : 3-14.

Jourdain E., Gauthier-Clerc M., Bicout D. & Sabatier P-H. (2007). Bird Migration Routes and Risk for Pathogen Dispersion into Western Mediterranean Wetlands. Emerg. Infect. Dis.,13 : 365-372.

Justine J-L., (2001). Nmathelminthes.Encyclopdie Clarts OCR 1-8 p.

Justine J-L., (2003). Les Plathelminthes.Encyclopedie ClartesOCR-with-cover-page-v2. 1-8 p.

Kabbout N., (2017). Contribution A L'étude Bio Ecologique Des Insectes D'interet Medical Dans Le Nord-Est Algerien. Thèse Doct. Universite Larb Ben M'hidi Oum El Bouaghi, Fsesnv ; Dprt Biologie Animale, Option Entomologie Medicale. Oum El Bouaghi, 202 p.

Kennedy C-R., (2006). Ecology of the Acanthocephala. Cambridge, Cambridge University Press.

Knoll A-H. et Carroll S-B., (1999). Early animal evolution: emerging views from comparative biology and geology. Science; 284:2129-2137.

Komatsu N., Nakamura N. et Yamauchi T., (2016). The cases of human infestation by the swallow bug *Oeciacus hirundinis* (Hemiptera: Cimicidae). Medical Entomology and Zoology

Lance W, (2018). Photographe : Lance Wheeler | Propriétaire du spécimen : Texas & M College of Veterinary Medicine, Department of Veterinary Pathobiology).

Launay G., (1983). Dynamique de population du Goéland leucophée sur les côtes Méditerranéenne Française. Rapport Parc Nat. Port – Cros / Parc Nat. rég. Corse / C.R.B.P.O./C.R.O.P., 51p.

Lebarbenchon, C., Chang, C.M., Werf, S., Aubin, J.T., Kayser, Y., Ballesteros, M., Renaud F., Thomas F. et Gauthier-Clerc M., (2007). Influenza A Virus in Birds during Spring Migration in the Camargue, France. *J. Wildlife Dis.*, 43 : 789-793.

Lindquist E-E., Krantz G-W. & Walter D-E., (2009). Order Mesostigmata. In: Krantz, G. W., & D. E. Walter (eds) *A Manual of Acarology* 3rd ed. pp. 124–232. Texas Tech University Press.

Lorber B., (2017). Les acariens. Architecture et Réactivité de l'ARN, UPR9002, Institut de Biologie Moléculaire et Cellulaire du CNRS, 15 rue René Descartes, 67084 Strasbourg, France, 19 p.

Maizels R-M., Bundy D-A-P., Selkirk M-E., Smith D-F., Anderson R-M., (1993). Immunological modulation and evasion by helminth parasites in human populations. *Nature*;365:797-805.

Manuguerra, J.C. (2007). Place des oiseaux dans l'écologie grippale. *Médecine Maladies Infectieuses*,31 :175-177.

Margolis, L., Esch, G.W., Holmes, J.C., Kuris A.M. and Shad G.A., (1982). The use ecological termes in parasitology (Report of an ad hoc commitee of the American Society of Parasitologists). *Journal of Parasitology*, 68 : 131-133.

Marshall, A. G., (1981). “The Ecology of Ectoparasitic Insects,” Academic Press, London.

Martha P., (2018). Presencia de Knemidocoptes mutans (Robin & Lanquetin) (Astigmata: Knemidocoptidae) en gallos minuatara en el estado de Hidalgo, México, 4 : 28-31.

Martínez-Padilla J., Redpath S-M., Zeineddine M. et Mougeot F., (2014). Insights into population ecology from long-term studies of red grouse *Lagopus lagopus scoticus*. *The Journal of Animal Ecology*. Vol. 83, n° 1 : 85-98.

Mc Fadden G-I., Roos D., (1999). Apicomplexan plastids as drug targets. *Trends Microbiol.*, 7: 328-32.

Mead C-M., Ogilvie B. et Jackson J., (1995). Atlas des oiseaux migrateurs [Atlas of Migratory Birds]. Paris: Marshall.

Mendes R-F., Ramos J-A., Palva V-H., Calado J-G., Matos D-M., Ceia F-R., (2018). Foraging strategies of a generalist seabird species, the yellow-legged gull, from GPS tracking and stable isotope analyses. *Mar. Biol.*, 168 p.

Meriem N., (1985). Inventaire et dénombrement des oiseaux d'eau du marais de Reghaia. Thèse de d'ingénieur, Insti. Nat.agro. El Harrach, 171p.

Miller M., Ewins P. & Galloway T., (1997). Records of ectoparasites collected on Ospreys from Ontario. *J. Wildl. Dis.* 33: 373-376.

Moro V-C., Chauve C. & Zenner L., (2005). Vectorial role of some Dermanyssoid mites (Acari, Mesostigmata, Dermanyssoidea). *Parasite*,12, 99-109.

Moulai R., (2002). Que font les Goélands leucophée (*Larus cachinnans*) dans la région de Bejaia, quand ils ne se reproduisent pas ?. 6ème journ. ornith, Inst, nati. agro., EL Harrach, 11 mars, 12 p.

Moulai R., Sadoul N., et Doumandji S. (2005). Nidification urbaine et à l'intérieur des terres du goéland leucophée (*Larus michahellis*) en Algérie. *Alauda* 73(3) : 195-200.

Moulai R., Sadoul N. et Doumandji S. (2005). Nidification urbaine et à l'intérieur des terres du Goéland leucophée en Algérie. *Alauda* 73 : 35-40.

Moulai R., (2006). Bioécologie de l'avifaune terrestre et marine du parc national de Gouraya, cas particulier du Goéland leucophée, *Larus mechahellis* Naumaaa 1840. Thèse doct. INA, EL-HARRACH Alger, 146 p.

Moulai R., Doumandji S., and Sadoul N., (2008). "Impact des décharges d'ordures ménagères sur le régime alimentaire du goéland leucophée *Larus michahellis* dans la région de Béjaia (Algérie)." [Impact of Household Waste Landfills on the Diet of the Yellow-legged Gull *Larus michahellis* in the Bejaia Region (Algeria)] *Terre et Vie*, 63: 239-250.

Moulinier C., (2003). Parasitologie et mycologie médicales : Elément de morphologie et de biologie, Ed.Lavoisier, Paris,796 p.

Myers P., Espinosa R., Parr C-S., Jones T., Hammond G-S. and Dewey T-A., (2014). The Animal Diversity Web (online) Accessed at <http://animaldiversity.org>.

- Nelson W-A., Keirans J-E., Bell J-F. et Clifford C-M., (1975).** Host ectoparasites relationships. *J.Med.Entom.*, V (12) : 143-166.
- Nicolle C. et Manceaux L., (1909).** Sur un protozoaire nouveau du Gondi. *C.R. Ac. Sci.*, CXLVIII, 369 p.
- Nordenfors, H., Höglund, J. & Uggla, A. (1999).** Effects of temperature and humidity on oviposition, moulting, and longevity of *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae). *Journal of Medical Entomology*, 36, 68–72.
- OIE., (2008).** Gales. In: *Manuel terrestre*: 1374-1368.
- Olsen K-M. & Larsson H., (2004).** Gulls of Europe, Asia and North America. Christopher Helm, London.
- Oro D., Ruiz X., Jover L., Pedrocchi V. et Gonzalez-Solis J., (1997).** Diet and adult time budgets of Audouin's Gull *Larus audouinii* in response to changes in commercial fisheries. *Ibis* 139 : 631-637.
- Oro D. et Martínez-Abraín A., (2007).** Deconstructing myths on large gulls and their impact on threatened sympatric waterbirds. *Anim. Conserv.* 10: 117-126.
- Oro D., Genovart M., Tavecchia G., Fowler M-S., Martínez-Abraín A., (2013).** Ecological and evolutionary implications of food subsidies from humans. *Ecol. Lett.* 6 (12), 1501-1514.
- Oyarzún-Ruiz P., Veloso J., Missene C., González-Acuña D., Cicchino A. Fuentes Castillo D., Kinsella M., Mironov S., Barrientos C. et Moreno Salas L., (2020).** External and gastrointestinal parasites of the Franklin's Gull, *Leucophaeus pipixcan* (Charadriiformes: Laridae), in Talcahuano, central Chile. *Revista brasileira de parasitologia veterinaria = Brazilian journal of veterinary parasitology: Orgao Oficial do Colegio Brasileiro de Parasitologia Veterinaria*.
- Parshad V-R. et Crompton, D-W-T., (1982).** Aspects of acanthocephalan reproduction. In *Advances in Parasitology*, 19, 73-138. Academic Press.
- Perennou, C., Sadoul, N., Pineau, O., Johnson A. et Hafner H., (1996).** Management of nest sites for colonial water birds. *Conservation of Mediterranean wetlands*, number 4. Tour du Valat, Arles.

Pérez J-M., Ruíz-Martínez I. et Cooper J-E., (1996). Occurrence of chewing lice on spanish raptors. *Ardeola* 43 : 129-138.

Perez-Eid C., (2007). Les tiques : Identification, biologie, importance médicale et vétérinaire . Ed. E.M. Inter., Paris, 316p.

Polat E., Altinkum S., Bagdatli Y. et Baykara O., (2021). The tick fauna in Istanbul, Turkey, from 2013 to 2017 and identification of their pathogens by multiplex PCR: an epidemiological study. *Experimental and Applied Acarology*, 84p.

Ponel P., (1983). Contribution à la connaissance des communautés des arthropodes Psammophiles de l'isthme de Genieus. *Trav. Sci, parc natio. Port-Cros.* 9 : 149-142.

Pons J. M., Bretagnolle V. et Yésou P., (2004). Systématique des oiseaux marins nichant en France : évolutions récentes et interrogations. In Cadiou, B., Pons, J.M. et Yésou, P. Oiseaux marin nicheurs de France métropolitaine (1960-2000). Ed. Biotope: 12-16.

Pons J-M., Crochet P-A., They M. & Bermejo A., (2004). Geographical variation in the yellow-legged gull: introgression or convergence from the herring gull? *Journal of Zoological Systematics & Evolutionary Research* 42 : 245-256.

Poulin R., & Maure F., (2015). Host manipulation by parasites: a look back before moving forward. *Trends in parasitology*, 31(11) : 563-570.

Price R-D., Hellenthal R.A. et Palama R.L., (2003). World checklist of chewing lice with host association and keys the families and genera. *Illinois Natural history Survey special publication*, 24, 448p.

Rakotomanga M-N., Goodman S-M., Soarimalala V., Boyer S. & Apanaskevich D. (2017). Les tiques dures (Acari : Ixodidae) ectoparasites de micromammifères non-volants dans la forêt d'Ambohitantely, Madagascar. *Malagasy Nature*, 12: 59-67.

Rausch R-L. (1983). The Biology Of Avian Parasites : Helminths by Academic Press Vol. VII. 367-442.

Roy L., (2009). Ecologie évolutive d'un genre d'acarien hématophage: approche phylogénétique des délimitations interspécifiques et caractérisation comparative des populations de cinq espèces du genre *Dermanyssus* (Acari: Mésostigmata). Thèse de doctorat, Paris 296p.

Samuel B. et Bernard L., (1995). Maladies des pigeons (Manuel pratique). Edition : France Agricole, 120p.

Savalois N., (2012). Partager l'espace avec une espèce protégée qui s'impose : Approches croisées des relations entre habitants et Goélands (*Larus michahellis*) à Marseille. Thèse de doctorat en anthropologie Sociale et Historique. Ecole des hautes études en science sociale à Marseille, 399p.

Scott T-W. & Edman J-D., (1991). Effects of avian host age and arbovirus infection on mosquito attraction and blood-feeding success. In: Bird-Parasite Interactions, Ecology, Evolution and Behaviour, Oxford Ornithology Series, 406 p.

Seguy E., (1944). Insectes Ectoparasites (Mallophages, Anoploures, Siphonaptères), Faune de France 43, Ed. Office Central De Faunistique, Paris, 684p.

Seivwright, L. J., Redpath, S. M., Mougeot, F., Watt, L. Et Hudson, P. J., (2004). Faecal egg counts provide a reliable measure of *Trichostrongylus tenuis* intensities in free-living red grouse *Lagopus lagopus scoticus*. Journal of Helminthology. Vol. 78, n° 1, pp. 69-76.

Singer, D. (2010). Quel est donc cet oiseau ? pp. 439.

Smith, S., (1996). Parasites of Birds of Prey : Their Diagnosis and Treatment. Seminars in Avian and Exotic Pet Medecine. 1996. Vol. 5, pp. 97-105.

Socolovschi, C. B., Doudier F., Parola. et Lamontellerie M. (2008). Les tiques, systematiques. Tiques et maladies transmises a l'homme importance medicale et veterinaire.en Afrique, Revue de Medecine Tropicale-Larrat, R., J. Pagot and J. Vandenbussche. vol.68: p.119.

Socolovschi, C., Reynaud, P., Kernif, T., Raoult, D., Parola, P. (2012). Rickettsiae of spotted fever group, *Borrelia valaisiana*, and *Coxiella burnetii* ticks on passerine birds and mammals from the Camargue in the south of France. Ticks Tick-borne Dis.,3, 355-360.

Sonenshine DE., (1993). Biology of ticks. Oxford: Oxford University Press.

Speer CA, Clark S, Dubey JP. (1998). Ultrastructure of the oocysts, sporocysts, and sporozoites of *Toxoplasma gondii*. J Parasitol ; 84: 505-512.

Spelt, A., Williamson, C., Shamoun-Baranes, J., Shepard, E., Rock, P., Windsor, S., (2019). Habitat use of urban-nesting lesser black-backed gulls during the breeding season. *Sci. Rep.* 9, 10527 10. 1038/s41598-019-46890-6.

Steele WK, Hockey PAR (1990). Population size, distribution and dispersal of Kelp gulls in the southwestern Cape, South Africa. *Ostrich* 61:97–106

Stranger. R. H. and Palma. R. L. (1998). Lice (Insecta: Phthiraptera) from some Australian birds. *Records of the Western Australian Museum* 19: 169-186.

Svensson, L., Mullarney, K., Zetterstrom, D. et Graut, P. J. (2000). L'albumornitho. Delachaux et Nistlé, Pp. 398.

Svensson L., Mullarney K. & Zetterström D., (2014). Le guide Ornitho: Le guide le plus complet des oiseaux d'Europe, d'Afrique du Nord et du Moyen-Orient : 900 espèces. Ed. Delachaux et Niestlé, (Suisse), Paris, 446 p.

Talmat N., (2002). Bio-écologie et régime alimentaire de quelques espèces animales et reproduction de *Larus cachinnans* dans la région de Tigzirt et Iflissen. Thèse Ing. Agro., Insti. Nat..agro., El-Harrach,139p.

Talmat N., (2005). Bioécologie et régime alimentaire du Goéland leucophée (*Larus michahellis*) dans la région de Tigzirt en grande Kabylie. Mémo.Magister, agro. Inst. Nat. Agro., El-Harrach, 165 p.

Talmat-Chaouchi N., (2015). Biologie de la reproduction et écologie trophique du Goéland leucophée *Larus mechahellis* (Naumann, 1840) en kabylie et dans l'Algérois (Algérie). Thèse doct., U.M.M.T.O., F.S.B.S.A., Tizi-Ouzou, 139 p.

Taraschewski, H. (2000). Host-parasite interactions in acanthocephala: a morphological approach. *Advances in Parasitology*, Vol 46, 1-179. doi:10.1016/s0065308x(00)46008-2.

Tarbiat, B., Jansson, D.S. et Höglund, J., (2015). Environmental tolerance of free-living stages of the poultry roundworm *Ascaridia galli*. *Veterinary Parasitology*. Vol. 209, n° 1-2, pp. 101-107.

Thomas, F., Adamo, S., & Moore, J. (2005). Parasitic manipulation: where are we and where should we go? *Behavioural Processes*, 68, 185-199.

- Tinbergen N., (1975).** L'univers du goéland argenté. Bruxelles: Elsevier Savoir.
- Tolba M., (2014).** Inventaire des parasites chez les oiseaux aquatiques dans la région d'Oum El Bouaghi. Mémoire master, Université d'Oum El Bouaghi, 70p
- Tomavo S., (2001).** The differential expression of multiple isoenzyme forms during stage conversion of *Toxoplasma gondii*: an adaptive developmental strategy. *Int J Parasitol*; 31:1023-31.
- Touati L., (2014).** Les parasites des oiseaux d'eau : inventaire et écologie. Thèse doct. Université 08 mai 1945 : F.S.N.V.S.T.U. ; Département d'Écologie et Génie de l'Environnement, Guelma, 199 p.
- Venisse R., (2001).** Ectoparasites et dermatoses parasitaires chez les oiseaux de cage et de volière. Thèse Méd. Vét., Nantes, n° 101,309 p.
- Vidal E., Medail F., Tatoni T. et Bonnet V., (1997).** Impact du Goéland Leucophaée *Larus cachinnans michahellis* sur les milieux naturels provençaux. *Faune de Provence (C.E.E.P.)*, 18 : 47 - 53.
- Vidal E, Medail F, Tatoni T (1998).** Is the yellow-legged gull a superabundant bird species in the Mediterranean? Impact on fauna and flora, conservation measures and research priorities. *Biodivers Conserv* 7 (8),1013–1026. <https://doi.org/10.1023/A:1008805030578>.
- Vidal E., Roche P., Bonnet V. and Tatoni T., (2001).** Nest- density distribution patterns in Yellow-legged gulls archipelago colony. *Acta Oecol.*, 22 : 245 - 251.
- Votier, S.C., Furness, R.W., Crane, J.E., Caldow, R.W.G., Catry, P., Ensor, K., Hamer, K.C., Hudson, A.V., Kalmbach, E., Klomp, N.I., Pfeiffer, S., Phillips, R.A., Prieto, I., Thompson, D.R., (2004).** Changes in fisheries discard rates and seabird communities. *Nature* 427, 727-730.
- Walker A-R., Bouattour A., Camicas J-L., EstradaPeña A., Horak I-G., Latif A-A., Pegram R-G. & Preston, P. M. (2003).** Ticks of domestic animals in Africa: A guide to identification of species. University of Edinburgh, Edinburgh.
- Wall R. & Shearer D., (2001).** Veterinary Ectoparasites. Biology, Pathology and Control. Editorial offices: Osney Mead, Oxford OX2 0EL, 275 p.

Wangrawa G-J., (2010). Effets des ectoparasites sur la productivité de la volaille en élevage traditionnel. Diplôme d'ingénieur du développement rural. Université polytechnique de Bobo-Dioulasso. BURKINA FASO. p 24.

Washburn B-E., Bernhardt G-E., Kutschbach-Brohl L., Chipman R-B., Francoeur L-C., (2013). Foraging ecology of four gull species at a coastal-urban interface: ecología de forrajeo de cuatro especies de gaviota en una interface costera-Urbana. Condor 115 (1), 67–76. <https://doi.org/10.1525/cond.2013.110185>.

Wehr E-E. et Shalkop W-T., (1963). Ascaridia columbae infection in pigeons : a histopathologic study of liver lesions. Avian Diseases. Vol. 7, n° 2 : 206-211.

Yesou P. et Beaubrun P.-C., (1995). Le Goéland leucophee *Larus cachinnans*. pp. 328-329 cités par Nouvel atlas des oiseaux nicheurs de France 1985-1989, D.YEATMAN BERTHELOT et G. JARRY. Soc. Etud. Ornith. France, Paris.

Yésou P., (2003). Les goélands du complexe *Larus argentatus-cachinnans-fuscus* : où est la systématique ? *Ornithos* 10: 144-181.

Webographie:

Anonyme 1: <http://www.gaviotasyanillas.blogspot.com>

Anonyme 2: www.oiseaux-birds.com/fiche-goeland-leucophee.html

Anonyme 3: www.oiseaux.net/maps/goeland.leucophee.html.

Anonyme 4: <https://valeryschollaert.wordpress.com/goeland-leucopheelarus-michahellis/>.

Anonyme 5: [https://tourduvalat.org/publications/nouvel-article-multiresistant-enterobacteriaceae-in-yellow% E2% 80% 90legged-gull-chicks-in-their-first-weeks-of-life/attachment/goeland-leucophee-c-irene-badone/alimentation](https://tourduvalat.org/publications/nouvel-article-multiresistant-enterobacteriaceae-in-yellow%E2%80%90legged-gull-chicks-in-their-first-weeks-of-life/attachment/goeland-leucophee-c-irene-badone/alimentation)

Anonyme 6: http://www.stac.aviationcivile.gouv.fr/risque_animalier/oiseaux/c_goeland_leucophee.html.

Anonyme 7: https://v3.boldsystems.org/index.php/Taxbrowser_Taxonpage?taxid=150258
Creative Commons - Attribution (2016) CBG Photography Group, Centre for Biodiversity Genomics

Anonyme 8: http://lymeaware.free.fr/lyme/Websave/maladiesatiques/www.maladies-atiques.com/Les-tiques-argasidae_.htm

Anonyme 9: <https://parasite.org.au/para-site/text/eimeria-text.html>

Anonyme 10: <http://eimeria.chez-alice.fr/cycle.html>

Anonyme 11: <https://www.msmanuals.com/fr/professional/maladies-infectieuses/cestodes-t%C3%A9nias/infection-par-dipylidium-caninum>.

Anonyme 12: <https://www.frontiersin.org/articles/10.3389/fcimb.2021.759396/full>

Anonyme 13: Jean Georges BAER, « ACANTHOCÉPHALES », *Encyclopædia Universalis* [en ligne],

<https://www.universalis.fr/encyclopedie/acanthocephales/31>+<https://dictionnaire.sensagent.leparisien.fr/wilaya%20de%20tizi-ouzou/fr-fr/>.

Annexe 1: Poids, charge parasitaire, ainsi que le genre de parasites trouvé dans chaque pelote examinée dans la ville de Tizi-Ouzou.

Pelote	Poids (g)	<i>Ascaridia</i> (Œufs)	<i>Toxoplasma</i> (Œufs)	<i>Trichostrongylus</i>	
				Œufs	Larves
01	5,35				
02	1,10				+
03	2,16				+
04	3,06	++	+	++	++
05	3,55	+	+		
06	2,91				
07	3,36	++	+		
08	2,86				
09	1,66	+++		+	
10	1,53	+			
11	3,11				
12	3,38				
13	0,86		++		
14	2,01				+
15	3,63		+		
16	0,81		+++++		
17	3,06	++	+	++	
18	2,05		++		
19	3,14				
20	2,18	+	+++++	+++++	+
21	1,22	++	++++		
22	1,27				+
23	0,95		++	+	
24	2,92		+		
25	2,15			+	
26	2,42		++		
27	1,15		+		
28	2,35				

29	2,30	+	+		
30	3,29	+	+	+	
31	1,07		++		
32	3,72		++		
33	1,21	+	+		

Annexe 2: poids, charge parasitaire, ainsi que le genre de parasites trouvé dans chaque pelote examinée dans la ville de Tizirt.

Pelote	Poids (g)	<i>Ascaridia</i> (Œufs)	<i>Toxoplasma</i> (Œufs)	<i>Trichostrongylus</i>	
				Œufs	Larves
01	1,28	+	++++		+
02	1,04				
03	1,64		+++++		++
04	1,22	+	+		
05	2,37		++		
06	0,96	++++	+++++++	+++++++	+++++++
07	1,38				
08	2,55	+			+
09	1,72				
10	0,82				
11	2,22				
12	0,97			+	
13	0,76				
14	1,31	+	++++		
15	1,61	+	+++	+	++++ ++++
16	1,80	++	++++		++
17	2,22				
18	2,43				
19	1,25				
20	0,96				
21	0,97				

22	2,82				+
23	1,46		+++	+	+
24	0,76	+	+		
25	2,06				
26	1,00				
27	1,06				
28	1,85	+++	+		+
29	3,08	++			
30	2,13	+	++		++++++
31	1,88		+		+
32	2,33	++	+	++++	
33	0,72	+	+++	+	+++++

Résumé

L'étude d'identification et de quantification des ectoparasites présents dans les nids et les endoparasites présents dans les pelotes de rejections du Goéland leucophée *larus michahellis* au niveau de la wilaya de Tizi-Ouzou.

Les 4 nids et les 66 pelotes de rejection ont été récoltés dans les deux villes : Tizi-Ouzou et Tizirt. Cette étude s'est étalée sur une période de 4 mois allant du mois d'avril au mois de juillet 2022. D'après les résultats obtenus, les nids du Goéland présentent cinq espèces : *Actornithophilus piceus lari*, *Dermanyssus gallinae*, *Amerus sp*, *Liacarus sp*, *Cilliba cassidae* ; et une famille : *Laelapidae*. Dans les pelotes, trois genres d'endoparasites sont identifiés : *Toxoplasma*, *trichostrongylus*, *Ascaridia*.

Mots clés : Ectoparasites, Endoparasites, Nids, Pelotes de rejections, Goéland leucophée, Ville de Tizi-Ouzou, Ville de Tizirt.

Abstract

The study of identification and quantification of the ectoparasites present in the nests and the endoparasites present in the pellets of rejections of the yellow-legged gull *larus michahellis* at the level of the wilaya of Tizi-Ouzou.

The 4 nests and the 66 pellets of rejection were collected in the city of Tizi-Ouzou and the city of Tizirt. This study is spread over a period of 4 months from April to July 2022.

According to the results obtained, the nests of the gull present six species: *Actornithophilus piceus lari*, *Dermanyssus gallinae*, *Amerus sp*, *Liacarus sp*, *Cilliba cassidae*; and one family: *Laelapidae*. In the pellets, three genera of endoparasites are identified: *Toxoplasma*, *trichostrongylus*, *Ascaridia*.

Key words: Ectoparasites, Endoparasites, Nests, Pellets of rejections, Yellow-legged gull, City of Tizi-Ouzou, City of Tizirt.