



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

## Projet de fin d'études

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

### Thème

**Contribution à l'étude des ectoparasites et des  
endoparasites de quelques espèces de petits  
vertébrés à Djelfa**

Présenté par : M<sup>lle</sup> GAMANE Djihida  
M<sup>lle</sup> HEMIDI Abir Nekhla

Devant le jury :

Président :	M. BOURAGBA Messaoud	MCB (Univ. Djelfa)
Directeur de mémoire :	M. SOUTTOU Karim	Professeur (Univ. Djelfa)
Co-directeur de mémoire	M. KERDEL Malek Reda	Doctorant (Univ. Djelfa)
Examinatrice :	M <sup>me</sup> DELLOULI Saliha	Maître Assistante A (Univ. Djelfa)

Année Universitaire 2023/2024



## **REMERCIEMENTS**

*Nous exprimons notre gratitude envers Dieu Tout-Puissant pour nous avoir accordé la santé et la volonté nécessaires pour entreprendre et mener à bien ce mémoire.*

*Nous souhaitons également adresser nos remerciements à notre promoteur, le professeur SOUTTOU Karim, pour avoir accepté de nous encadrer et pour avoir proposé un sujet si important. Nous lui sommes reconnaissantes pour la qualité exceptionnelle de son encadrement, sa patience, sa rigueur et sa disponibilité tout au long de la préparation de ce mémoire.*

*Nous tenons à exprimer notre chaleureuse reconnaissance envers M. BOURAGBA M., en tant que président du jury de cette soutenance, ainsi qu'envers M<sup>me</sup> DELLOULI S., Maître Assistante A, pour avoir accepté d'évaluer notre travail avec attention.*

*Enfin, nous adressons nos sincères remerciements à tous les professeurs qui nous ont enseigné et à toutes les personnes qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail*

Mlle GAMANE Djihida et Mlle HEMIDI Abir Nekhla



### إهداء

بسم الله الرحمن الرحيم والصلاة والسلام على اشرف المرسلين محمد خاتم النبيين صلى الله عليه وسلم

وأناورُ التمام لنا تجلت طويت المساعي بقلب طموح

تخرجي اليوم ليس ختام نجاحي وإنما أول خطواته الحمد لله ما انتهى درب ولا تم  
سعي إلا بفضل الله الذي وفقني لبلوغ هذا اليوم يوم حصاد سبعة عشر عام  
إلى أسمى آيات العطاء البشري، شكراً لكونكم نبراس دربي وسندي في كل لحظاتي  
أمي وأبي أهدي لكم نجاحي

إلى الذي مهد الطريق أمامي كي أحقق هدفي المنشود أخي عبدالقادر، إلى داعمي  
نجاحي إخوتي وأخواتي محمد، ياسين، أمال، فتيحة ولن أنسى أخواتي التي لم  
تلدنهم أمي ريم وهدى

إلى عائلتي كلها شكراً لأنكم جعلتم رحلتي أسهل وأجمل

إلى رفاق الدرب والسند في كل موقف حميدي عبير، زعفران سهام، بن هورة  
اسماء شكراً لأنكم بذلتم جهداً معي

إلى نفسي هنيئاً لسنة نالت شرف تخرجي

اللهم اجعلني ممن علمتهم فاستخلفتهم واصلحت بهذا العلم أعمالهم وقلوبهم اللهم  
انفعني بما علمتني وزدني علماً

جهيدة قمان

## فرحين بما آتاهم الله من فضله

الحمد لله الذي ما تم جهد و لا ختم سعي الا بفضله ، و  
ما تخطيت هذه العقبات و الصعوبات الا بتوفيقه ،  
تخرجت ليس بجدي و لا باجتهادي و إنما بتوفيق من  
ربي.

الى من أحمل اسمه بكل افتخار "حميدي المداني  
" عليك سلام و نور و رحمة و جنات عدن و ظل ظليل.

والدي العزيز \_رحمه الله\_

الى من كان دعائها سر نجاحي الى اغلى الحبايب  
أمي الحبيبة

الى سندي بعد أبي أخي الغالي حميدي اكرم جلال  
الدين.

و الى سندي عند التعب اختي الغالية حميدي خديجة  
رندة ، و اختي حميدي كاتية نسرين.

الى صغير العائلة و فرحتها أخي الغالي حميدي علاء  
الدين

و الى الصديقة و الطيبة زعفران سهام لن انسى يد  
عونك و ابستامتك المواسية حفظك الله

حميدي عبير



## Sommaire

<b>Liste des abréviations.....</b>	<b>E</b>
<b>Liste des figures.....</b>	<b>F</b>
<b>Liste des tableaux.....</b>	<b>H</b>
<b>Introduction .....</b>	<b>1</b>
<b>Chapitre 1 : Matériels et Méthodes .....</b>	<b>6</b>
1.1. Choix et description des sites de capture des petits vertébrés .....	6
1.1.1. Description des sites de capture situés à Tlilat .....	7
1.1.2. Description des sites de capture situés à Boudib .....	7
1.1.3. Description des sites de capture situés à Testara .....	8
1.1.4. Description des sites de capture situés à Moudjebara .....	9
1.2. Description des modèles biologiques .....	9
1.2.1. Description de <i>Jaculus orientalis</i> .....	9
1.2.2. Description du Hérisson du désert et du Hérisson d'Algérie .....	10
1.2.3. Description de la Pipistrelle de Kuhl <i>Pipistrellus kuhlii</i> .....	11
1.2.4. Description de la Tortue grecque.....	12
1.3. Méthodes de capture du Hérisson du désert .....	13
1.4. Méthodes de capture des Rodentia .....	14
1.5. Méthodes de capture des chauves-souris .....	16
1.6. Méthodes de capture de la Tortue grecque .....	16
1.7. Fréquence des sorties.....	17
1.8. Prélèvement et identification des ectoparasites .....	18
1.8.1. Méthode de prélèvement .....	18
1.8.2. Méthode d'identification des ectoparasites .....	20
1.8.2.1. Méthode d'identification des tiques .....	20
1.8.2.2 Méthode d'identification des puces.....	20
1.8.2.3. Méthode d'identification des poux .....	20
1.9. Méthodes d'analyse des crottes des petits vertébrés étudiés .....	21
1.9.1. Méthode d'examen direct .....	21
1.9.2. Méthode de mini-FLOTAC .....	23
1.9.3. Méthode de coloration Ziehl-Neelsen modifiée .....	25
1.9.4. Analyse de la matière fécale par la technique de Ritchie modifiée par Allen et.....	
Ridley.....	27
1.10. Exploitation des résultats par les indices parasitaires.....	29

1.10.1. Prévalence (P) ou taux de parasitisme (en %) .....	29
1.10.2. Intensité parasitaire moyenne (I) .....	29
1.11. Exploitation des résultats par les indices écologiques .....	30
1.11.1. Richesse totale .....	30
1.11.2. Abondance relative .....	30
1.11.3. Indice de diversité de Shannon-Weaver et diversité maximale.....	30
1.11.4. Indice d'équitabilité.....	31
<b>Chapitre 2 : Résultats sur les parasites externes et internes recensés sur <i>Paraechinus aethiopicus</i>, <i>Atelerix algirus</i>, <i>Testudo graeca</i>, <i>Pipistrellus kuhlii</i> et <i>Jaculus orientalis</i> .</b>	<b>32</b>
2.1. Résultats sur les ectoparasites trouvés chez les petits vertébrés.....	33
2.1.1. Inventaire des ectoparasites trouvés sur le corps du Hérisson du désert et du Hérisson d'Algérie.....	33
2.1.1.1. Exploitation des résultats par les indices parasitaires.....	36
2.1.1.1.1. Prévalences du Hérisson du désert et du Hérisson d'Algérie.....	
parasités par les ectoparasites dans les trois stations à Djelfa .....	36
2.1.1.1.2. Prévalences des espèces ectoparasites collectées sur le Hérisson du .....	
désert et le Hérisson du d'Algérie dans les trois stations à Djelfa .....	37
2.1.1.1.3. Intensité parasitaire moyenne des ectoparasites recensés sur les .....	
Hérissons du désert et le Hérisson d'Algérie dans les trois stations .....	38
à Djelfa .....	38
2.1.1.2. Exploitation des résultats par les indices écologiques.....	39
2.1.1.2.1. Richesse totale et moyenne des ectoparasites.....	39
2.1.1.2.2. Abondance relative des ectoparasites récoltés sur le Hérisson du.....	
désert et le Hérisson d'Algérie .....	39
2.1.1.2.3. Indice de diversité de Shannon-Weaver, indice de diversité maximale et	
équitabilité appliqués aux ectoparasites recensés sur le Hérisson du désert et le Hérisson du	
d'Algérie.....	42
2.1.2. Inventaire des ectoparasites trouvés sur le corps de la Tortue grecque.....	42
2.1.2.1. Exploitation des résultats par les indices parasitaires.....	43
2.1.2.1.1. Prévalence des Tortues grecques parasités par les ectoparasites dans .....	
les trois stations à Djelfa.....	43
2.1.2.1.2. Intensité parasitaire moyenne des ectoparasites sur la Tortue grecque dans les	
trois stations à Djelfa .....	44

2.1.2.2. Variations des pourcentages d'infestation par les ectoparasites selon leurs sites d'attachement sur le corps des tortues.....	44
2.1.3. Inventaire des ectoparasites trouvés sur le corps de la Pipistrelle de Kuhl .....	45
2.1.4. Inventaire des ectoparasites trouvés sur le corps du <i>Jaculus orientalis</i> .....	46
2.1.4.1. Exploitation des résultats par les indices parasitaires.....	47
2.1.4.1.1. Prévalences des espèces ectoparasites collectées sur <i>Jaculus orientalis</i> à Tlilat .	47
2.1.4.1.2. Intensité parasitaire moyenne des ectoparasites recensés sur <i>Jaculus orientalis</i> .	48
2.1.4.2. Exploitation des résultats par les indices écologiques.....	48
2.1.4.2.1. Abondance relative des ectoparasites récoltés sur <i>Jaculus orientalis</i> .....	48
2.1.4.2.2. Indice de diversité de Shannon-Weaver, indice de diversité maximale et équitabilité appliqués aux ectoparasites recensés sur <i>Jaculus Norientalis</i> .....	49
2.2. Résultats sur les endoparasites trouvés chez les petits vertébrés.....	50
2.2.1. Résultats sur les endoparasites trouvés chez le Hérisson du désert et le Hérisson.....	
d'Algérie.....	50
2.2.1.1. Inventaire des endoparasites trouvés dans la matière fécale du Hérisson .....	50
2.2.1.2. Prévalence (P) ou taux de parasitisme en (%) des endoparasites trouvés dans la matière fécale du Hérisson du désert et Hérisson d'Algérie .....	52
2.2.2. Résultats sur les endoparasites trouvés chez la Tortue grecque .....	52
2.2.2.1. Inventaire des endoparasites trouvés dans la matière fécale de la Tortue .....	
grecque.....	52
2.2.2.2. Prévalence (P) ou taux de parasitisme en (%) des endoparasites trouvés dans la matière fécale de la Tortue grecque.....	54
<b>Chapitre 3 : Discussions sur les parasites externes et internes recensés sur la grande gerboise, le Hérisson du désert, le Hérisson d'Algérie et la Tortue grecque à Tlilat, Boudib, Testara et Moudjebara (Djelfa) .....</b>	<b>55</b>
3.1. Inventaire des ectoparasites trouvés sur les corps des petits vertébrés étudiés .....	56
3.1.1. Inventaire des ectoparasites trouvés sur le corps du Hérisson du désert et du .....	
Hérisson d'Algérie capturés à Djelfa.....	56
3.1.2. Inventaire des ectoparasites trouvés sur le corps des <i>Testudo graeca</i> capturés à Djelfa .....	
.....	57
3.1.3. Inventaire des ectoparasites trouvés sur le corps des <i>Jaculus orientalis</i> capturés à.....	
Djelfa .....	58
3.2. Inventaire des endoparasites trouvés dans les corps des petits vertébrés étudiés.....	59
3.2.1. Inventaire des endoparasites trouvés dans le corps du Hérisson du désert et du.....	

Hérisson d'Algérie capturés à Djelfa.....	59
3.2.2. Inventaire des endoparasites trouvés dans le corps des <i>Testudo graeca</i> capturés à.....	
Djelfa .....	60
<b>Conclusion et perspectives</b> .....	62
<b>Références bibliographiques</b> .....	66
<b>Résumés</b> .....	77



## Liste des abréviations

<b>A.R.</b>	Abondance relative
<b>%</b>	Pourcentage.
<b>Cat.</b>	Catégorie
<b>°C</b>	Degré celsius.
<b>D.</b>	Dominante
<b>E</b>	Equitabilité.
<b>E</b>	Est.
<b>F</b>	Faible
<b>Fig.</b>	Figure.
<b>g</b>	Gramme.
<b>Gr</b>	Grossissements
<b>Hmax</b>	Diversité maximale.
<b>Ha</b>	Hectare.
<b>He</b>	Hôte examiné.
<b>Hi</b>	Hôte infesté.
<b>H'</b>	Indices de diversité de Shannon-Weaver exprimé en bit.
<b>I</b>	Intensité parasitaire moyenne.
<b>Km</b>	Kilomètre.
<b>m</b>	Mètre.
<b>ml</b>	Millilitre
<b>mm</b>	Millimètre.
<b>Nu</b>	Nulle
<b>N</b>	Nord.
<b>Nt</b>	Nombre total des individus de toutes les espèces présentes confondus.
<b>ni</b>	Nombre total des individus de l'espèce prise en considération.
<b>n</b>	Nombre de parasites.
<b>P</b>	Prévalence.
<b>qi</b>	Probabilité de rencontre de l'espèce i.
<b>R</b>	Rare.
<b>S</b>	Satellite.
<b>TF</b>	Très faible
<b>S</b>	Richesse totale.

## Liste des figures

N°	Titres	Page
<b>1</b>	Localisation des quatre stations d'étude Tlilat, Boudib, Testara et Moudjebara à Djelfa	<b>6</b>
<b>2</b>	Vue générale de la station Tlilat	<b>7</b>
<b>3</b>	Vue générale de la station Boudib	<b>8</b>
<b>4</b>	Vue générale de la station Testara	<b>8</b>
<b>5</b>	Vue générale de la station Moudjebara	<b>9</b>
<b>6</b>	<i>Jaculus orientalis</i> (Femelle)	<b>10</b>
<b>7</b>	<i>Paraechinus aethiopicus</i>	<b>11</b>
<b>8</b>	<i>Atelerix algirus</i>	<b>11</b>
<b>9</b>	Tortue grecque <i>Testudo graeca</i> (Femelle)	<b>13</b>
<b>10</b>	Tortue grecque <i>Testudo graeca</i> (mâle)	<b>13</b>
<b>11</b>	Méthode de capture le Hérisson du désert	<b>14</b>
<b>12</b>	Pesée du Hérisson du désert	<b>14</b>
<b>13</b>	Méthode de capture des Rodentia (Traditionnels)	<b>15</b>
<b>14</b>	Piège de type BTS	<b>15</b>
<b>15</b>	Pesée du rongeur ( <i>Jaculus orientalis</i> )	<b>15</b>
<b>16</b>	Méthode de capture pour attraper les chauves-souris (Mitchell-Jones, 2004).	<b>16</b>
<b>17</b>	Méthode de capture de la Tortue grecque	<b>17</b>
<b>18</b>	Pesée de la tortue grecque	<b>17</b>
<b>19</b>	Méthode de prélèvement des tiques sur les différentes parties du corps du Hérisson du désert	<b>18</b>
<b>20</b>	Sites du prélèvement des poux sur quelques parties du corps de <i>J. orientalis</i>	<b>19</b>
<b>21</b>	Sites du prélèvement des tiques sur les différentes parties du corps de la Tortue grecque	<b>19</b>
<b>22</b>	Protocol de préparation des dilutions pour l'examen direct	<b>22</b>
<b>23</b>	Mini-FLOTAC (à droite) et Fill-FLOTAC (à gauche)	<b>23</b>
<b>24</b>	Les étapes de la technique du mini-FLOTAC	<b>24</b>
<b>25</b>	Protocol de la réalisation de la technique de coloration de ZIEHL-NEELSEN modifiée par HENRIKSEN et POHLENZ (1981)	<b>26</b>
<b>26</b>	Protocol de la réalisation de la technique de Ritchie modifiée	<b>28</b>
<b>27</b>	Face dorsale et ventrale de <i>Haemaphysalis sulcata</i> (mâle)	<b>34</b>
<b>28</b>	Face dorsale et ventrale de <i>Rhipicephalus turanicus</i> (mâle)	<b>34</b>

<b>29</b>	Face dorsale et ventrale de <i>Rhipicephalus turanicus</i> (femelle)	<b>35</b>
<b>30</b>	<i>Xenopsylla cheopsis</i>	<b>35</b>
<b>31</b>	Face dorsale et ventrale <i>Hyalomma aegyptium</i> (mâle)	<b>35</b>
<b>32</b>	Face dorsale et ventrale de <i>Hyalomma aegyptium</i> (Femelle)	<b>36</b>
<b>33</b>	Abondance relative des espèces ectoparasites recensées chez la population d' <i>Atelerix algirus</i> à Tlilat	<b>41</b>
<b>34</b>	Abondance relative des espèces ectoparasites recensées chez la population d' <i>Atelerix algirus</i> à Boudib	<b>41</b>
<b>35</b>	Abondance relative des espèces ectoparasites recensées chez la population de <i>Paraechinus aethiopicus</i> à Moudjebara	<b>41</b>
<b>36</b>	La punaise de chauve-souris <i>Cimex</i> sp.	<b>46</b>
<b>37</b>	<i>Dermanyssus gallinae</i>	<b>47</b>
<b>38</b>	<i>Ornithonyssus bacoti</i>	<b>47</b>
<b>39</b>	<i>Eulinognathus aculeatus</i>	<b>47</b>
<b>40</b>	Abondance relative des espèces ectoparasites recensées chez la population de <i>Jaculus orientalis</i> à Tlilat	<b>49</b>
<b>41</b>	Œuf de différentes espèces endoparasites recensées dans la matière fécale du Hérisson du désert et d'Algérie (Gr. : x40)	<b>51</b>
<b>42</b>	Différentes espèces endoparasites observées dans la matière fécale de <i>Testudo graeca</i> (Gr. x40)	<b>55</b>

## Liste des tableaux

N°	Titres	Page
1	Calendrier des sorties et des captures durant la période d'étude (février-mai 2024)	17
2	Différentes espèces d'ectoparasites collectées sur le Hérisson du désert et le Hérisson d'Algérie dans les trois sites d'étude à Djelfa entre février et mai 2024	33
3	Prévalences des ectoparasites collectés sur les Hérissons capturées entre février et mai 2024	36
4	Prévalences des ectoparasites collectés sur les Hérissons du désert et le Hérisson d'Algérie capturés entre février et mai 2024	37
5	Intensité parasitaire moyenne (I) des ectoparasites trouvés sur les Hérissons du désert et le Hérisson d'Algérie entre février et mai 2024	38
6	Richesse totale (S) des ectoparasites trouvés chez les Hérissons du désert et le Hérisson d'Algérie	39
7	Valeurs de l'abondance relative des espèces ectoparasites recensées sur les Hérissons du désert et le Hérisson d'Algérie	40
8	Valeurs de l'indice de diversité de Shannon-Weaver ( $H'$ ), diversité maximale ( $H' \text{ max}$ ) et équitabilité	42
9	Espèce d'ectoparasite collectée sur la Tortue grecque dans différentes stations d'étude à Djelfa	43
10	Prévalences des ectoparasites collectés sur les tortues capturées entre février et mai 2024	43
11	Intensité parasitaire moyenne (I) des ectoparasites trouvés sur la Tortue grecque entre février et mai 2024	44
12	Variations des pourcentages d'infestation par les ectoparasites selon leurs sites d'attachement sur <i>T. graeca</i> à Tlilat, Boudib et Moudjebara	45
13	Diverses espèces d'ectoparasites ont été recueillies sur la Pipistrelle de Kuhl dans la station Testara à Djelfa entre février et mai 2024.	45
14	Différentes espèces d'ectoparasites collectées sur le corps de <i>Jaculus orientalis</i> entre février et mai 2024 à Tlilat	46
15	Prévalences des ectoparasites collectés sur <i>Jaculus orientalis</i> capturé à Tlilat	47
16	Intensité parasitaire moyenne (I) des ectoparasites observés sur le corps de <i>Jaculus orientalis</i>	48
17	Valeurs de l'abondance relative des espèces ectoparasites recensées sur <i>Jaculus</i>	

	<i>orientalis</i>	<b>48</b>
<b>18</b>	Valeurs de l'indice de diversité de Shannon-Weaver ( $H'$ ), diversité maximale ( $H' \text{ max}$ ) et équitabilité	<b>49</b>
<b>19</b>	Énumération exhaustive des espèces endoparasites découvertes dans les excréments du Hérisson du désert et du Hérisson d'Algérie à Tlilat, Boudib, Moudjebara	<b>50</b>
<b>20</b>	Prévalence (P) ou taux de parasitisme en (%) des endoparasites trouvés dans la matière fécale du Hérisson du désert et du Hérisson d'Algérie à Tlilat, Boudib et Moudjebara	<b>52</b>
<b>21</b>	Liste systématique des espèces de parasites internes trouvées sur la population de <i>Testudo graeca</i> à Tlilat, Boudib et Moudjebara entre février et mai 2024	<b>53</b>
<b>22</b>	Prévalence (P) ou taux de parasitisme en (%) des endoparasites trouvés dans la matière fécale de <i>Testudo graeca</i> à Tlilat, Boudib et Moudjebara	<b>54</b>

# **Introduction**

## Introduction

Les parasites représentent environ la moitié de la diversité de toute la vie sur terre (PRICE, 1980). Ces organismes vivent aux dépens d'un autre être vivant sans avoir besoin de le tuer (MARCHAND, 2014). En effet, les parasites se divisent en deux catégories : les microparasites, qui regroupent les virus, les bactéries et les protozoaires, associés à des maladies à transmission directe ou indirecte impliquant des hôtes intermédiaires ou des vecteurs, et les macroparasites, qui incluent des métazoaires tels que les helminthes et les arthropodes (THOMAS et al., 2012).

Ces derniers peuvent être des ectoparasites, confinés à l'extérieur de l'organisme hôte, des mésoparasites, occupant les cavités reliées à l'extérieur, ou des endoparasites, se développant à l'intérieur de l'organisme hôte, notamment dans l'appareil circulatoire, les milieux intercellulaires ou dans les cellules (MADOUI et al., 2014). Ces parasites infectent tous les organismes vivants, y compris les mammifères et notamment les micromammifères.

Actuellement, la région méditerranéenne abrite 197 espèces de mammifères (CHEYLAN, 1990). En Algérie, la faune mammalienne est estimée à 107 espèces, dont 13 éteintes depuis l'antiquité (KOWALSKI et RZEBIK-KOWALSKA, 1991).

Les micromammifères sont des animaux de petite taille et discrets (RAMADE, 1984); la majorité étant de mœurs nocturnes (STOETZEL et al., 2012), ils occupent une large aire de distribution, tant dans le monde qu'en Algérie. Ils vivent dans des milieux bien définis et sous des conditions bien précises (CHALINE et al., 1974). Parmi les micromammifères, on trouve les rongeurs, insectivores et chiroptères. Ces trois ordres regroupent aujourd'hui environ 3.845 espèces, soit près de 70 % des mammifères occupant l'ensemble du globe. Quarante pour cent d'entre eux sont des rongeurs, ce qui fait de cet ordre le plus important, suivi par celui des chiroptères (20 %) puis celui des insectivores (10 %) (WILSON et REEDER, 2005).

Les rongeurs sont des micromammifères cosmopolites occupant la majorité des écosystèmes terrestres, s'adaptant ainsi aux divers biotopes où ils trouvent nourriture et abri (RAMADE, 1984). Ils intéressent énormément le secteur agricole, notamment deux familles considérées comme ayant un intérêt agronomique et médical : les Murinae et les Gerbillinae (CHARLOTTE et al., 1965). *Jaculus orientalis*, également connue sous le nom de grande gerboise égyptienne, est présente à travers toute l'Afrique du Nord, incluant le Maroc, l'Algérie, la Tunisie, la Libye et l'Égypte. Cette espèce est particulièrement abondante en Égypte (AULAGNIER, 2004). Elle habite les semi-déserts côtiers et salés humides ainsi que les zones arbustives subtropicales, y compris les vallées rocheuses et les prairies. On la trouve

également dans les champs d'orge des tribus bédouines semi-nomades (KIRMIZ, 1962 ; AULAGNIER, 2004). Les rongeurs peuvent être des vecteurs de maladies transmissibles à l'homme et aux animaux domestiques, telles que la peste, le typhus, et les leishmanioses (PETTER, 1987); les principaux moyens de transmission sont les déjections, les puces ou les morsures directes (BLANCCON, 2000).

Les hérissons sont des insectivores solitaires à activité crépusculaire et nocturne, vivant de préférence dans les régions boisées et les terres cultivées (GRASSE, 1955). Ils jouent un rôle important dans la transmission des agents zoonotiques (HAJIPOUR et al., 2015). Ce sont des hôtes idéaux pour les ectoparasites et les endoparasites. Les hérissons acquièrent certains agents pathogènes par les piqûres de tiques ou de puces et sont impliqués dans le cycle endémique de ces agents pathogènes. Il est connu que les hérissons sont des hôtes potentiels pour certaines variantes d'*Anaplasma phagocytophilum* et du virus de l'encéphalite à tiques (MCCARTHY et MOORE, 2000).

Les chiroptères, ou chauves-souris, sont des mammifères volants, considérés comme des occupants emblématiques des grottes (AUDRA, 2016). Les chauves-souris jouent un rôle important dans la régulation du nombre d'insectes. La diversité spécifique des chiroptères correspond à une grande spécialisation alimentaire et à un fort gradient de taille (Bruyère-Masson, 2002). Les chauves-souris exploitent une grande diversité de ressources afin d'assurer leur survie (PATTERSON et al., 2003). Elles présentent à la fois une grande diversité numérique, taxonomique, fonctionnelle et écologique (FLAQUER et al., 2007). Les chauves-souris hébergent divers ectoparasites tels que les acariens, les puces, les tiques et les mouches des chauves-souris (WILKINSON, 2016), et servent de réservoir naturel pour de nombreux virus transmissibles à l'homme et à d'autres animaux. Parmi ces virus, on trouve les Filovirus, les Rhabdovirus et les Coronavirus, responsables respectivement de la fièvre hémorragique Ebola (LEROY et al., 2005), du Syndrome Respiratoire Aigu Sévère (SRAS) (GE et al., 2013) et de la rage (PICARD-MEYER et al., 2013). La transmission de ces maladies au sein des populations humaines est souvent influencée par une combinaison de facteurs incluant des éléments environnementaux, des activités humaines telles que la déforestation, la biologie de l'agent pathogène, ainsi que des facteurs socio-économiques et culturels.

La Tortue grecque *Testudo graeca* est une espèce largement répandue, principalement distribuée autour de la Méditerranée et du Moyen-Orient jusqu'à l'est de l'Iran. En Afrique du Nord, sa présence s'étend de l'ouest du Maroc à la Cyrénaïque en Libye (TIAR et al., 2019). En Europe, on la trouve en Bulgarie, en Roumanie, en Turquie, en Grèce, avec plusieurs



introductions signalées en Espagne et en Grèce. Elle est également présente en Asie, incluant l'Arménie, l'Azerbaïdjan, la Géorgie, le Turkménistan, l'Iran et potentiellement l'Afghanistan (TAVASSOLI et al., 2007).

Comme tous les autres animaux, les tortues sont sujettes à leurs propres parasites et peuvent également servir d'hôtes intermédiaires pour d'autres parasites. Plusieurs études épidémiologiques ont bien documenté le risque de transmission de maladies humaines par les tortues (GEFFRAY et PARIS, 2001). *Testudo graeca* abrite plusieurs espèces de tiques, principalement *H. aegyptium*, qui est le vecteur de *Hemolivia mauritanica* (GHARBI et al., 2015). D'après des données récentes, ces tiques sont vectrices de nombreux agents pathogènes responsables de maladies pour l'être humain (notamment du virus de la fièvre hémorragique de Crimée Congo – FHCC – ou de Rickettsies) et de maladies animales (NAJJAR et al., 2020).

Les maladies à transmission vectorielle sont causées par des parasites, des bactéries ou des virus transmis par les piqûres d'arthropodes hématophages. En Afrique, il y a eu une émergence récente de nouvelles maladies et la réémergence de maladies existantes, généralement accompagnées de changements dans l'épidémiologie de la maladie (par exemple, la répartition géographique, la prévalence et la pathogénicité) (BITAM, 2012).

Plusieurs études ont exploré les parasites externes et internes ainsi que les agents pathogènes zoonotiques chez les rongeurs, les hérissons, les tortues grecques et les chauves-souris à travers diverses régions du globe. En Algérie nous citons les travaux de REBHI et SAILAA (2013), FRID et GUEDIM (2016), MANSOURI (2017), REGUIEG et SAADOUN (2018) et OTHMANI BEN OTHMANE et OTHMANE (2020) à Djelfa, de SAKRAOUI et al. (2014) à Annaba, de AOURAGH et al. (2020) à Laghouat et de BEIDANE et al. (2021) à Blida. Par ailleurs nous citons les travaux de WASFI et al. (2019) en Tunisie, de KAENKAN et al. (2020) au Thaïlande, de AMARGA et al. (2022) en Philippine.

Ce travail consiste en une contribution à l'étude des ectoparasites et endoparasites des petits vertébrés dans différents milieux à Djelfa. L'objectif de cette étude est d'inventorier les ectoparasites et endoparasites des micromammifères et des reptiles dans les régions de Tilat, Boudib, Testara et Moudjebara. Cet inventaire des parasites internes et externes vise à évaluer le niveau d'infestation par les parasites chez ces quatre espèces étudiées, ainsi qu'à établir un bilan de santé de ces vertébrés devenus de plus en plus associés à l'activité humaine. De plus, l'étude cherche à évaluer les risques potentiels de transmission d'agents pathogènes des micromammifères vers les êtres humains et les animaux domestiques et d'élevage via les ectoparasites.

Les chapitres composant ce travail comprennent le premier chapitre portant sur la méthodologie suivie sur le terrain pour la capture des rongeurs, des tortues, des hérissons et des chauves-souris, ainsi que les techniques utilisées au laboratoire pour l'analyse des matières fécales et l'identification des endoparasites et ectoparasites. En deuxième chapitre nous développons les différents résultats obtenus. Ces derniers sont discutés dans le troisième chapitre. Enfin, une conclusion assortie de perspectives clôture le présent manuscrit.

# **Chapitre 1 : Matériels et Méthodes**



### 1.1.1. Description des sites de capture situés à Tlilat

La station Tlilat (34° 48' N, 3° 41' E) se trouve à une distance 11 km au nord du siège municipal de M'liliha et à 40 km à l'est du chef-lieu de Djelfa. Elle se trouve à une altitude de 1160 m. Elle est limitée au nord par les montagnes de Lala Khadra, à l'est, à l'ouest et au sud par des surfaces agricoles. Le climat est caractérisé par un hiver froid et humide et été chaud et sec. Cette station est une zone agricole (le blé et l'orge sont cultivé) elle est aussi caractérisée par la présence des parcours naturelles. Le couvert végétal est représenté généralement par des plantes spontanées *Artemisia herba alba*, *Artemisia campestris* (Fig. 2).



(Originale)

**Figure 2 :** Vue générale de la station Tlilat

### 1.1.2. Description des sites de capture situés à Boudib

La station de Boudibe (34° 35' N, 2° 54' E), est située à 10 km à l'ouest de Charef et à 40 km à l'ouest du chef-lieu Djelfa. Elle se trouve à une altitude de 1.168 m. Elle est limitée au nord par la vallée fluviale Oued Aàrààr, au sud par des terres agricoles cultivés par le blé et l'orge, à l'ouest par des montagnes de Sen Albaa et à l'est par une zone appelée Al-Gaada et des terres agricoles. Le climat est froid en hiver et chaud en été, elle est aussi caractérisée par la présence des parcours steppiques. Cette zone contient une végétation dense, avec des arbres de Pin d'Alep *Pinus halepensis* et le Genévrier *Juniperus communis* et des plantes herbacées comme le thym *Thymus algeriensis* (Fig. 3).



(Originale)

**Figure 3 :** Vue générale de la station Boudib

### **1.1.3. Description des sites de capture situés à Testara**

La station Testra ( $34^{\circ} 53' N$ ,  $3^{\circ} 33' E$ ) se trouve à 3 km au sud de la ville de Dar Chioukh et 50 km à l'est du chef-lieu Djelfa. Elle se trouve à une altitude de 1.214 m. Elle est limitée au nord et à l'est par des surfaces agricoles, au sud par des plateaux et à l'ouest par des parcours steppiques. Le climat est caractérisé par un hiver froid et un été chaud, la superficie totale de cette station est 300 ha. Le couvert végétal est représenté par *Pinus halepensis*, *Artemisia herba alba*, *Thymus algeriensis* et *Teucrium polium* (Fig. 4).



(Originale)

**Figure 4 :** Vue générale de la station Testara

#### 1.1.4. Description des sites de capture situés à Moudjebara

La région de Moudjbara (34° 29' N, 3° 28' E) est une haute plaine située à 26 km au sud-est de la Ville de Djelfa, elle s'étend sur une superficie de 20.000 ha à une altitude de 1.044 m. Elle est limitée Au nord par Chebket El Messal, à l'ouest par Dir Nemoura, à l'est par Mait Echoufa et au sud par Khenachiche Toual. Quant à son climat, il fait chaud en été et froid en hiver. Cette station est une zone à vocation agricole, on trouve *Allium cepa*, *Solanum tuberosum*, *Cucurbita pepo* et la culture du blé et de l'orge (Fig. 5).



(Originale)

Figure 5 : Vue générale de la station Moudjebara

#### 1.2. Description des modèles biologiques

Dans cette étude, un total de 31 tortues, 9 hérissons, 7 rongeurs et 12 chauves-souris ont été capturés entre le mois février jusqu'au mois de mai 2024 pour collecter et identifier les endoparasites et les ectoparasites.

##### 1.2.1. Description de *Jaculus orientalis*

Rodentia est le plus grand ordre de mammifères placentaires, avec environ 2.050 espèces réparties en 28 familles (HUCHON et al., 2002). Les rongeurs constituent l'ordre le plus abondant et le plus diversifié, représentant environ 40 % du nombre total d'espèces de mammifères (GRAUR, 1991). Les rongeurs sont généralement petits (aussi petits que 10 g) et ronds avec des pattes courtes, bien que les plus gros rongeurs pèsent près de 70 kg (DOBOSZYNSKA et al., 1981). La grande gerboise d'Egypte *Jaculus orientalis* possède un

pelage dorsal grisâtre mêlé de beige rosâtre, flancs grisâtres, la queue nettement bicolore, grisâtre dessus, blanche dessous. Les oreilles sont pigmentées. Gland du pénis pourvu de courtes épines et de deux longs appendices. La suture nasofrontale en forme de V. Nocturne Plus sociable se nourrit de graines, bourgeons, racines, utilisant l'eau contenue dans les plantes. Il peut entrer en léthargie hivernale. (AULAGNIER et al., 2020) (Fig. 6).



(Originale)

**Figure 6 :** *Jaculus orientalis* (Femelle)

### 1.2.2. Description du Hérisson du désert et du Hérisson d'Algérie

Les hérissons sont de petits mammifères terrestres avec un tégument épineux appartiennent à l'ordre des Insectivores, à la famille des Erinacidées et à la sous-famille des Érinacées, dont 16 espèces de cinq genres sont actuellement reconnues (PETTETT et al., 2020). Un hérisson adulte mesure entre 20 et 30 cm de longueur environ, du bout du museau jusqu'à la base de la queue. Son poids est très variable en fonction de l'âge, du sexe (les mâles sont plus lourds), et de la période de l'année (le poids est minimal en sortie d'hibernation). Il se situe entre 0,3 et 1,4 kg. Pendant la période d'activité, le hérisson est un animal crépusculaire et nocturne (AULAGNIER et al., 2020). Les recherches en écologie montrent néanmoins que les hérissons vivent peu dans les forêts, mais plutôt dans les jardins périurbains, où ils trouvent nourriture et abris (MESSIEUX, 2019).

*Paraechinus aethiopicus* possède de grandes oreilles dépassant les piquants adjacents, brun foncé à la base et au centre, blancs ou brun pâle à l'extrémité sauf sur une bande médiodorsale chez certains individus. Un masque facial gris et noir plus ou moins étendu caractéristique, le



museau et la gorge sont brun-noir, les pattes de couleur brun-noir. La queue est courte. Les bulles tympaniques sont hypertrophiées (Fig. 7) (AULAGNIER et al., 2020).

Le Hérisson d'Algérie *Atelerix algirus*, possède des oreilles proportionnellement plus grandes, nettement visibles. Il possède une raie médiane sans piquants sur la tête bien visible (largeur d'un crayon). Les piquants sont striés longitudinalement, non rugueux, barrés de noir et de blanc, Actif surtout au crépuscule et à l'aube (Fig. 8) (AULAGNIER et al., 2020).



(Originale)

**Figure 7 :** *Paraechinus aethiopicus*



(Originale)

**Figure 8:** *Atelerix algirus*

### 1.2.3. Description de la Pipistrelle de Kuhl *Pipistrellus kuhlii*

Les espèces de chauve-souris correspondent à près de 20% des espèces de mammifères. Elles appartiennent à l'ordre des Chiroptera. On distingue deux sous-ordres : les Megachiroptera, de taille moyenne à grande, à yeux relativement gros ; et les Microchiroptera, de taille petite à moyenne, à yeux relativement petits (RAHARIMANGA et al., 2003).

*Pipistrellus kuhlii* possède un pelage dorsal variable, composé de poils sombres à la base, brun jaunâtre à la pointe, mais certains individus sont plus sombres ; le pelage ventral est gris clair à gris-blanc. Il possède de petites oreilles avec 5 plis sur le bord externe ; le tragus émoussé. Une bordure blanche de largeur variable (1-2 mm) sur le bord inférieur des ailes.

C'est une espèce très anthropophile, elle habite les gîtes dans les fissures des bâtiments (dans les caves en hibernation), mais aussi dans les fentes de rochers et d'arbres. Il utilise facilement les gîtes artificiels (AULAGNIER et al., 2020).

#### **1.2.4. Description de la Tortue grecque**

La tortue à cuisses éperons (*Testudo graeca*) est une espèce de taille moyenne largement répandue dans la région méditerranéenne, est une tortue de taille moyenne avec une masse corporelle allant de 215 à 880 g chez les adultes. Les femelles pondent une à quatre couvées avec une couvée moyenne de 3,5 œufs. L'âge à la maturité varie de 5,8 à 7,6 ans chez les mâles et de 7,7 à 10,5 ans chez les femelles (CHERGUI et al., 2019).

Chez les tortues grecques, la carapace est convexe et présente une coloration assez variable : généralement vert foncé à brun, mais parfois jaunâtre à olivâtre. On peut observer des motifs sombres sur les écailles. Son plastron est clair, parsemé de taches foncées et irrégulières. La tête de la tortue grecque est marbrée de noir avec parfois des touches de jaune. Les membres antérieurs sont recouverts de larges écailles et possèdent cinq griffes (ANDREU et al., 2004 ; CHITTY et RAFTERY, 2013).

Les femelles présentent une taille, une largeur et un poids supérieurs à ceux des mâles (Fig. 9) (WILLEMSSEN et HAILEY, 2003 ; MC ARTHUR et al., 2004). Pour Les mâles se distinguent des femelles par plusieurs caractéristiques physiques : une queue plus longue et plus épaisse, un plastron légèrement concave comparé à celui plat des femelles, une partie supracaudale de la dossière convexe et incurvée vers l'intérieur, contrairement à celle plate des femelles. De plus, les mâles ont une tête légèrement plus courte et plus large que les femelles, bien que cette différence soit difficile à discerner à l'œil nu (Fig. 10) (DIAZ-PANIAGUA et ANDREU, 2009).

La peau des tortues est formée de l'épiderme et du derme, et ne présente pas de poils mais des écailles, qui sont des épaissements kératinisés de l'épiderme ; le derme contient des cellules chromatophores qui produisent les pigments donnant leur couleur à la peau (BOUSSARIE, 2021).

Les tortues sont également vulnérables à d'autres facteurs de mortalité en raison de leur croissance lente, de leur maturité retardée et de leur mortalité naturelle élevée à la fois au stade de l'œuf et au stade juvénile (CHERGUI et al., 2019).



(Originale)

**Figure 9 :** Tortue grecque *Testudo graeca* (Femelle)



(Originale)

**Figure 10 :** Tortue grecque *Testudo graeca* (mâle)

### 1.3. Méthodes de capture du Hérisson du désert

Les hérissons du désert ont été capturé à la main, (Fig. 11) puis amenés au laboratoire où on procède à l'endormir à l'aide de chloroforme pour pouvoir prendre les mensurations corporelles et le poids (Fig. 12) et collecter facilement les ectoparasites qui se trouvent sur le corps de l'individu qui sont conservés dans des tubes contenant de l'éthanol 70°. Les crottes

ont été récupérées avant de lâcher l'animal, puis conservées dans des flacons au réfrigérateur. Les hérissons sont relâchés à l'endroit où ils ont été capturés.



(Originale)

**Figure 11** : Méthode de capture le Hérisson du désert



(Originale)

**Figure 12** : Pesée du Hérisson du désert

#### 1.4. Méthodes de capture des Rodentia

Les rongeurs sont capturés avec une méthode traditionnelle en inondant les terriers par l'eau (Fig. 13), ou bien par le piégeage en utilisant les pièges de type BTS (Besançon Technologie Système). Ce sont des ratières grillagées qui se déclenchent par un crochet

lorsque l'animal touche l'appât. Ils sont généralement en fer et mesurent généralement environ 230 mm x 95 mm x 80 mm, une fois montés (Fig. 14).

Les rongeurs capturés sont ramenés au laboratoire, puis sacrifier en utilisant le chloroforme, par la suite nous prélevons le poids (Fig. 15) et les mensurations corporelles. Chaque rongeur est bien fouillé pour rechercher les ectoparasites qui sont conservés dans des tubes contenant l'éthanol 70°. Quant aux crottes récupérées elles sont conservées dans le réfrigérateur.



(Originale)

**Figure 13 :** Terrier actif d'un rongeur



(Originale)

**Figure 14 :** Piège de type BTS

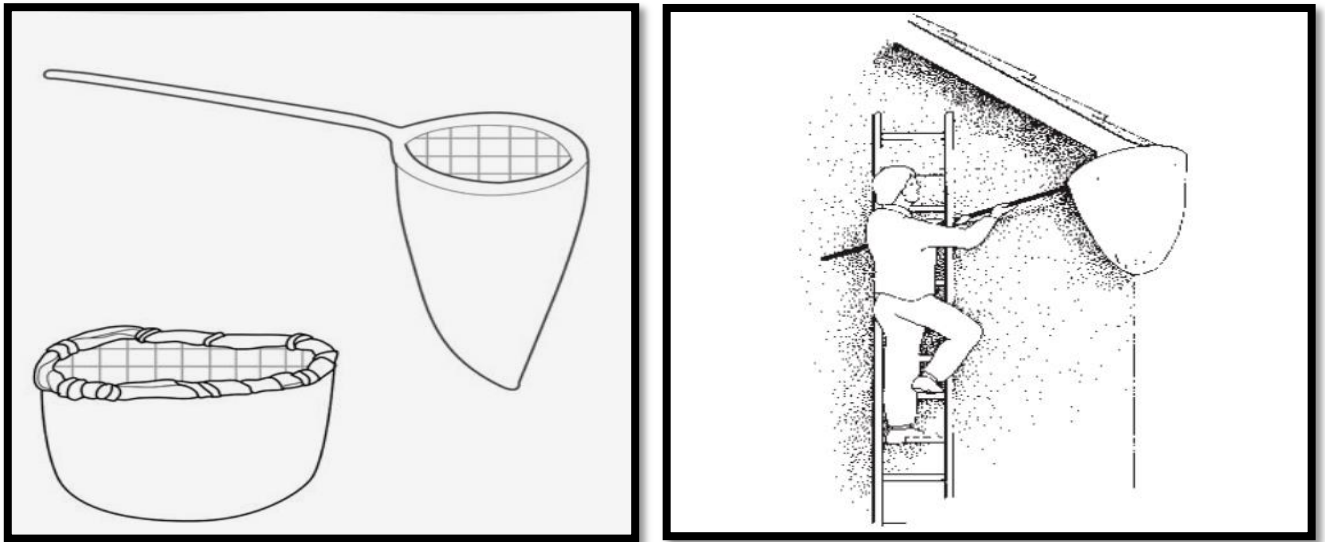


(Originale)

**Figure 15 :** Pesée du rongeur (*Jaculus orientalis*)

### 1.5. Méthodes de capture des chauves-souris

Les chauves-souris sont capturées à la main avec des gantes ou à l'aide d'un filet. Le filet fauchoir est principalement utilisé pour capturer un grand nombre de chauves-souris. Le piège est simplement un grand cône en plastique, ou autre matériau approprié, parfois avec un sac collecteur à l'extrémité étroite. L'ouverture de l'extrémité est maintenue en position sur un trou de sortie et les chauves-souris émergentes glissent vers le bas (Fig. 16) (MITCHELL-JONES et al., 2004). De la même manière comme les précédentes on procède à récupérer les ectoparasites et à conserver les crottes pour détecter les endoparasites



(MITCHELL-JONES et al., 2004)

**Figure 16 :** Méthode de capture pour attraper les chauves-souris

### 1.6. Méthodes de capture de la Tortue grecque

Les tortues ont été capturées à la main en cherchant à la fois à l'intérieur des touffes de végétation et à la surface des terres rurales, pendant la période d'activation des tortues (Fig. 17) La période de capture a commencé de février jusqu'au mai 2024. Au laboratoire on procède à déterminer l'espèce de tortue, puis on prélève le poids (Fig. 18) et les mesures corporelles. Chaque individu est minutieusement fouillé pour le prélèvement des ectoparasites qui sont par la suite conservés dans des tubes contenant l'éthanol 70° en indiquant le lieu et la date de capture. Quant aux excréments, ils sont conservés dans des boîtes de conservation à température fraîche dans le réfrigérateur. Enfin, chaque tortue est étiquetée, puis relâchée au même endroit où elle a été capturée.



(Originale)



(Originale)

**Figure 17** : Méthode de capture de la Tortue grecque **Figure 18** : Pesée de la tortue grecque

### 1.7. Fréquence des sorties

Quelques spécimens de petits mammifères et reptiles ont été capturés pendant 4 mois dans 4 régions différentes. Au cours de cette étude, les captures sont effectuées mensuellement depuis le mois de février jusqu'au mois mai 2024 (Tableau 1).

Le nombre total des individus de Rodentia capturés est de 7 individus à Tlilat et pour les individus du Hérisson du désert nous avons capturé 9 individus dont 1 à Boudib, 2 à Tlilat et 5 à Moudjebara. Le nombre total des chauve-souris capturés est de 13 individus à Testara. Enfin 31 tortues ont été capturés, 4 individus à Tlilat, 15 à Moudjebara et 12 à Boudib.

**Tableau 1.** Calendrier des sorties et des captures durant la période d'étude (février-mai 2024)

Station	Tlilat				Boudib				Testara				Moudjebara			
	R	H	Ch	T	R	H	Ch	T	R	H	Ch	T	R	H	Ch	T
<b>Février</b>	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<b>Mars</b>	4	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<b>Avril</b>	1	-	-	1	-	1	-	-	-	-	7	-	-	4	-	-
<b>Mai</b>	1	2	-	3	-	-	-	12	-	-	5	-	-	2	-	15
<b>Total</b>	<b>7</b>	<b>2</b>	<b>0</b>	<b>4</b>	<b>0</b>	<b>1</b>	<b>0</b>	<b>12</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>12</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>6</b>	<b>0</b>	<b>15</b>

**R** : Rongeurs, **H** : Hérisson, **Ch** : chauve-souris, **T** : Tortue.

## 1.8. Prélèvement et identification des ectoparasites

Dans cette partie est décrite la méthode de prélèvement des ectoparasites, puis la méthode d'identification est développée.

### 1.8.1. Méthode de prélèvement

Le prélèvement des ectoparasites chez les hérissons se fait après avoir les endormir par le chloroforme au laboratoire. Quant aux rongeurs, ils sont sacrifiés. Le prélèvement des ectoparasites se fait en fouillant dans leur corps, au niveau de la tête, l'oreille, le ventre et la queue à l'aide d'une pince fine (Fig. 19), (Fig. 20). Par la suite, tous les ectoparasites collectés sur le même individu sont placés dans des tubes contenant de l'éthanol à 70° pour la conservation, avec l'ajout un code lié à l'individu.

Chez les tortues, on n'a pas besoin de les endormir, car elles sont faciles à manipuler pour prélever les ectoparasites de leur corps au niveau de la queue, sous les pattes, sous la carapace, et parfois le cou et la tête (Fig. 21). Les tiques sont prélevées à l'aide d'une pince, par la suite, tous les ectoparasites collectés sur le même individu sont conservés dans un flacon contenant de l'éthanol 70°, tout en portant sur le flacon un code lié à l'individu.



(Originale)

**Figure 19** : Méthode de prélèvement des tiques sur les différentes parties du corps du Hérisson du désert





(Originale)

**Figure 20** : Sites du prélèvement des poux sur quelques parties du corps de *J. orientalis*



(Originale)

**Figure 21** : Sites du prélèvement des tiques sur les différentes parties du corps de la Tortue grecque

## **1.8.2. Méthode d'identification des ectoparasites**

Les ectoparasites sont récupérés après leurs détachements de l'individu et stockés dans de l'éthanol 70%. Et pour déterminer les ectoparasites, nous utilisons une loupe binoculaire pour observer les caractères systématiques à des fins d'identifications en se référant selon les clés de détermination. On procède à la détermination de la famille, puis le genre et enfin l'espèce.

### **1.8.2.1. Méthode d'identification des tiques**

L'identification des tiques a été effectuée sous une loupe binoculaire avec l'aide de la clé d'identification proposée par BOUATTOUR (2002), WALKER et al. (2003), ESTRADA-PANA et al. (2004), MEDDOUR-BOUDERDA et MEDDOUR (2006). On s'est basé sur les caractéristiques morpho-anatomiques externes des tiques comparées à celles de la clé d'identification en se focalisant sur les descriptions suivantes : (1) l'écusson (scutum) : taille, forme, sillons, échancrure, ponctuation et coloration ; (2) le capitule : de la base du capitulem, forme de la palpe et structure de l'hypostome ; (3) aspect ventral : position de l'orifice sexuel, anus, sillons anaux, écusson ou plaques et stigmates ; (4) les pattes : structures coxales (hanches), trochanters et tarsi (NSALAMBI-NSUKA et al., 2019).

### **1.8.2.2 Méthode d'identification des puces**

L'identification des Siphonaptères est principalement basée sur les génitalia mâles. Par la recherche des caractères morphologiques des puces, un dimorphisme sur base de la taille des individus (supérieure pour les femelles) est observable. Aussi, les contours de l'abdomen sont également un élément discriminant entre les sexes. Les mâles ont une face dorsale presque plate et une face ventrale très incurvée tandis que les femelles ont un abdomen aux faces convexes (KETTLE, 1984). Pour reconnaître la famille ou le genre, d'autres caractères plus faciles sont utilisés comme, la présence ou l'absence des peignes géniaux (ou céphaliques) : sont situés de chaque côté de la tête, sur le bord latéro-ventral, cachant la base des pièces buccales, ils sont composés d'une rangée de 2 à 15 épines. Et du peigne pronotal : est situé sur le bord postérieur du pronotum selon (ROBERT, 2010).

### **1.8.2.3. Méthode d'identification des poux**

Au laboratoire, l'identification des poux prélevés a été réalisée sous la loupe binoculaire (Gr. x40). L'identification de l'espèce est basée sur l'observation de certains caractères morphologiques sur le corps du pou : la tête, le thorax et l'abdomen, selon la clé de

DUVALLET et al. (2017). On identifie d'abord les adultes et les larves, puis le stade du développement larvaires et l'espèce des poux.

## **1.9. Méthodes d'analyse des crottes des petits vertébrés étudiés**

Cette partie, présente les méthodes qu'on a utilisé pour la recherche des endoparasites en commençant à décrire la méthode de l'examen directe, puis celle de mini-FLOTAC, par la suite la méthode de coloration de Ziehl-Neelsen modifiée est exposé, et enfin l'analyse de la matière fécale par la technique de Ritchie modifiée par Allen et Ridley.

### **1.9.1. Méthode d'examen direct**

La recherche des parasites dans les selles doit toujours commencer par un examen direct, c'est la seule méthode permettant de voir les trophozoïtes et les formes végétatives et/ou d'autres formes de protozoaires vivants. Il s'agit de la méthode la plus simple d'analyse coproscopique. (RAYMOND, 2003).

Après la collecte des crottes des petits vertébrés étudiés, on prend une partie du crottin, après avoir l'agiter dans dix parties d'eau physiologique on doit verser la dilution dans un tube à essai. Ensuite, on prélève une goutte de cette dilution à l'aide d'une pipette Pasteur, puis on met cette goutte sur une lame propre, après on ajoute une goutte de Lugol, par la suite on recouvre par une lamelle (ALLEN et RIDLEY, 1970). Enfin on arrive à l'étape d'observation. À l'aide d'un microscope, d'abord au faible grossissement (x10), et à chaque fois qu'on repère un élément intéressant on passe au grossissement x 40 (Fig. 22).



**1 : Prendre une partie de selles**



**2 : Agiter dans dix parties d'eau physiologique**



**3 : Verser la dilution dans un tube à essai**



**4 : Mettre une goutte de dilution entre lame et lamelle**



**5 : Mettre une goutte de dilution avec une goutte de lugol**

**6 : Observer la lame sous microscope (G : x10 puis x40)**



**(Originale)**

**Figure 22 : Protocol de préparation des dilutions pour l'examen direct**

### 1.9.2. Méthode de mini-FLOTAC

Un nouveau dispositif simplifié a été développé récemment afin d'obtenir un appareil plus facilement utilisable et transportable dans les laboratoires limités en équipement et ne disposant pas de centrifugeuse. En effet, la technique avec le mini FLOTAC ne nécessite pas d'étape de centrifugation. Le matériel nécessaire est présenté sur la figure 23, il comporte d'une part, une base (fill-FLOTAC) contenant un filtre et d'autre part, un disque de lecture composé de deux chambres d'une contenance de 1 ml chacune (BARDA et al., 2013).

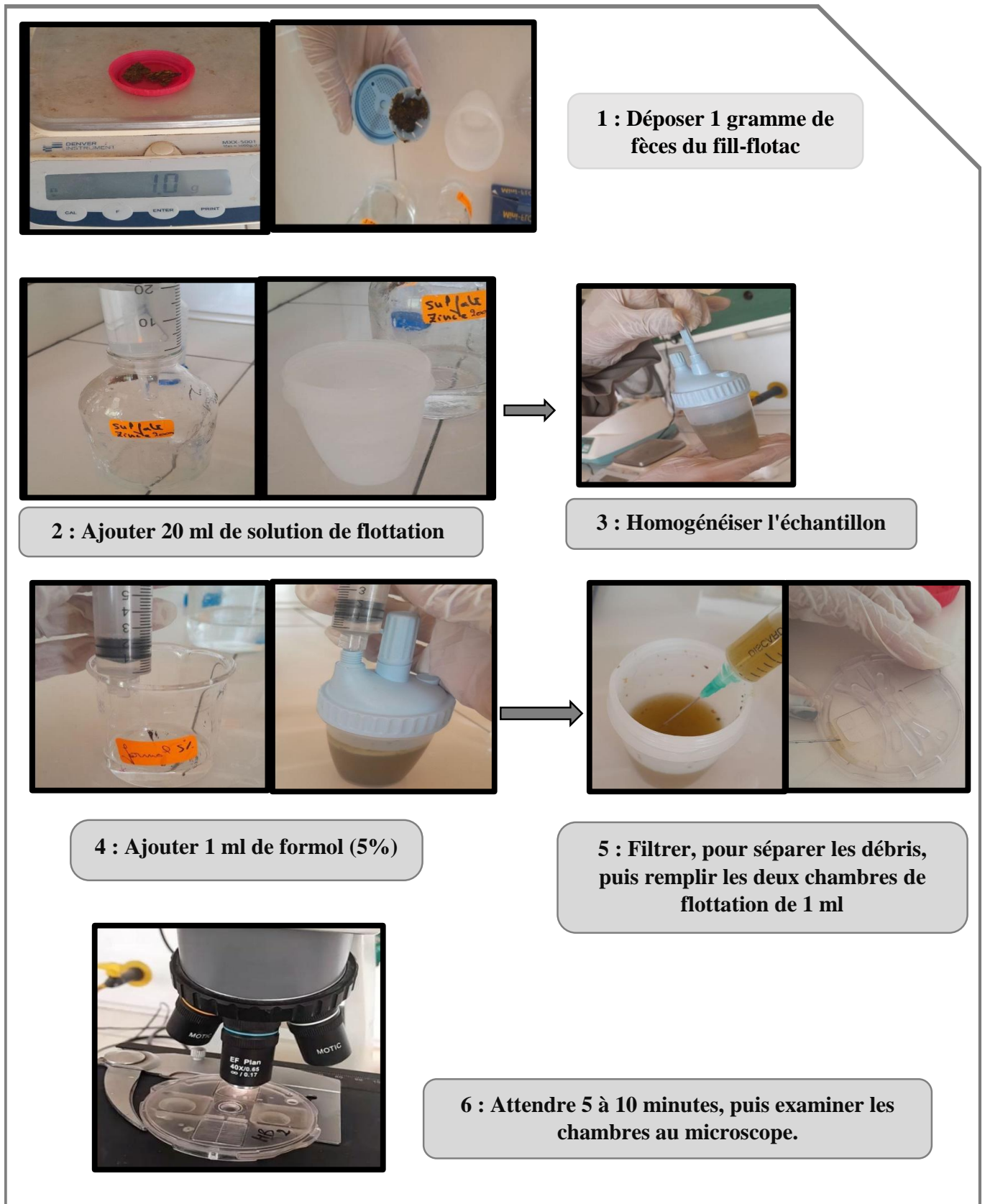


(Originale)

**Figure 23** : Mini-FLOTAC (à droite) et Fill-FLOTAC (à gauche)

Selon BARDA et al. (2013), La technique utilisée se résume dans les étapes suivantes (Fig. 24) :

1. Déposer 1 gramme de fèces du fill-flotac avec la spatule et niveler la surface ;
2. Ajouter 20 ml de solution de flottation : NaCl ou ZnSO<sub>4</sub> dans le récipient fill-flotac à l'aide d'une seringue ;
3. Homogénéiser l'échantillon ;
4. Ajouter 1 ml de formol (5%) dans le conteneur de selles fill-flotac à l'aide d'une seringue ; puis homogénéiser l'échantillon ;
5. Filtrer, pour séparer les débris, puis remplir les deux chambres de flottation de 1 ml chacune ;
6. Attendre 5 à 10 minutes, puis examiner les chambres au microscope.



**Figure 24 :** Les étapes de la technique du mini-FLOTAC

### **1.9.3. Méthode de coloration Ziehl-Neelsen modifiée**

C'est la technique la plus utilisée par les laboratoires. Elle comprend quatre étapes : une étape de fixation, une de coloration, une autre de décoloration et une dernière de recoloration. Selon HENRIKSEN et POHLENZ (1981), cette méthode de coloration permet de visualiser les oocystes des cryptosporidies dans les matières fécales ou tout autre produit corporel (ex : liquide trachéal).

La fixation et coloration des frottis après séchage du frottis, la fixation et la coloration du frottis se fait comme suit (Fig. 25) :

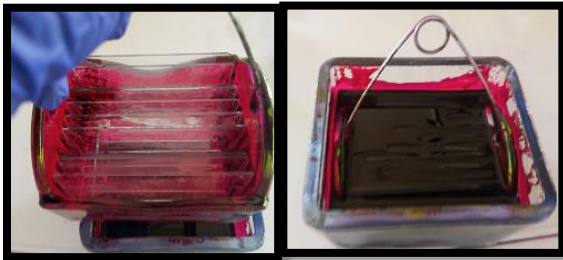
1. Fixation du frottis au méthanol pendant 5 minutes ;
2. Séchage de la lame à l'air pendant 5 à 10 minutes ;
3. Coloration du frottis pendant au moins 1 heure dans une solution de Fuschine phiniquée ;
4. Rinçage du frottis coloré sous l'eau courante ;
5. Différenciation dans une solution d'acide sulfurique à 2% pendant 20 secondes en immergeant et en retirant le frottis jusqu'à l'élimination de l'excès de la Fuchsine ;
6. Rinçage sous l'eau courante ;
7. Contre coloration dans une solution de vert de malachite à 5% pendant 5 minutes ;
8. Rinçage sous l'eau courante ;
9. Séchage à l'air, puis la lecture du frottis sous microscope à Gr x40, puis Gr x100 avec l'huile d'immersion.



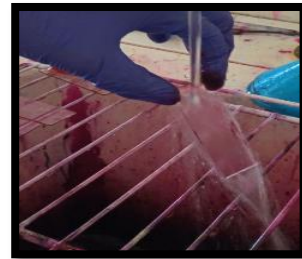
1. lame préparé pour la coloration



2. Fixation des frottis au méthanol



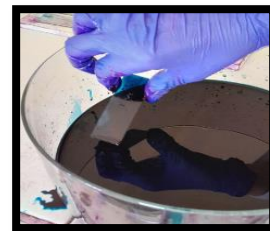
3. Coloration à la fushine phénique



4. Rinçage à l'eau courante



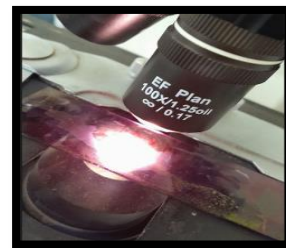
5. Décoloration à l'acide sulfurique



6. Coloration au vert de malachite



7. Rinçage à l'eau courant



8. Séchage à l'air et observation sous microscope

(Originale)

Figure 25 : Protocol de la réalisation de la technique de coloration de ZIEHL-NEELSEN modifiée par HENRIKSEN et POHLENZ (1981)



#### **1.9.4. Analyse de la matière fécale par la technique de Ritchie modifiée par Allen et Ridley**

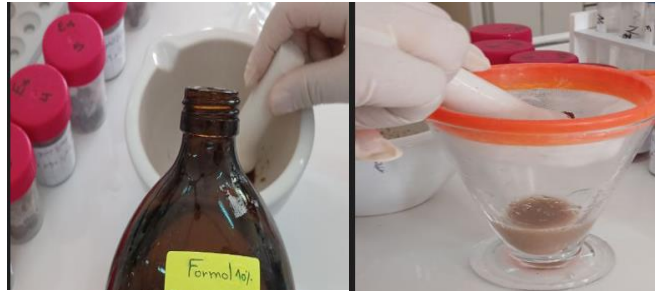
Cette technique permet d'augmenter la sensibilité de la recherche des formes kystiques ou d'œufs. Les formes végétatives ne peuvent plus être mises en évidence après concentration. Les œufs d'*Ascaris* sont détruits par cette méthode (ALLEN et RIDLEY, 1970).

Les différentes étapes de la méthode de concentration de Ritchie se résument dans ce qui va suivre (Fig. 26) :

1. 5 à 6 grammes de crottes sont déposées dans un verre à pied conique. Si la quantité obtenue au moment des prélèvements est minime, 1 à 3 grammes suffisent pour réaliser la technique ;
2. Verser dans le verre à pied conique un volume de formol (10 %), 2 à 3 fois supérieur à la quantité de crotte déposée (le formol à 10 % est préparé à partir d'une solution formolée de 37 %) ;
3. Agiter le tout à l'aide d'un agitateur en verre jusqu'à l'obtention d'une solution homogène ;
4. Laisser la solution décanter quelques secondes pour l'obtention d'un surnageant dépourvu de gros débris ;
5. Verser directement une quantité de ce surnageant dans les 2/3 du volume d'un tube conique en plastique. Si la quantité du surnageant ne suffit pas pour remplir les 2/3 du volume du tube, cette quantité doit être versée complètement dans ce dernier ;
6. Ajouter un volume d'éther équivalent à 1/3 du volume total du tube dans le cas où la quantité du surnageant ajouté représente 2/3 du volume du tube. Si le tube est complètement rempli, on doit laisser un espace d'environ 1 cm de l'ouverture du tube qui permet l'émulsion de la matière fécale pendant l'agitation du tube ;
7. Préparer plusieurs tubes de la même manière (chacun de ces tubes correspond à un prélèvement unique) ;
8. Peser les tubes pour équilibrer avant la centrifugation ;
9. Centrifuger à 2.500 tours/mn pendant 3 à 5 minutes ;
10. Après la centrifugation, on obtient dans chaque tube 4 couches qui sont du haut vers le bas :
  - une couche d'éther de couleur jaune constituée de graisse,
  - un anneau composé de gros débris,
  - une couche aqueuse,
  - le culot dans lequel les éléments parasitaires se sont concentrés.
11. Jeter le surnageant composé des 3 couches superficielles et garder le culot ;
12. A l'aide d'une pipette pasteur, bien mélanger le culot et aspirer quelques gouttes pour préparer les frottis, puis appliquer la coloration de Ziehl Neelsen modifiée et par le lugol.



**1. Prendre une partie des selles**



**2. Agiter dans dix parties de formol à 10%**



**3. Verser la solution dans un tube**



**4. Ajouter de l'éther à 1/3 de volume total**

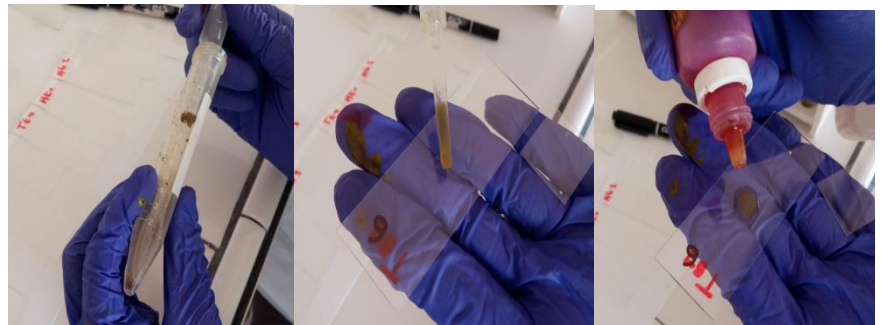


**5. Centrifugation**

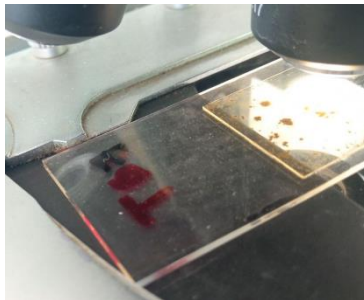


**6. Formation de 4 couches :**

- phase étherée
- phase des débris
- phase aqueuse
- culot



**7. Jeter les 3 premières couches**



**8. Examiner le culote sous microscope**

**(Originale)**

**Figure 26 :** Protocol de la réalisation de la technique de Ritchie modifiée

## **1.10. Exploitation des résultats par les indices parasitaires**

Les indices parasitaires utilisés pour l'exploitation des résultats sont la prévalence ou taux de parasitisme et l'intensité parasitaire moyenne.

### **1.10.1. Prévalence (P) ou taux de parasitisme (en %)**

C'est le rapport en pourcentage du nombre d'hôtes infestés par une espèce donnée de parasite sur le nombre d'hôtes examinés (Hadou-SANOUN et al., 2012). ; elle est exprimée par la formule suivante :

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

**H** = effectif d'hôtes examinés ;

**N** = nombre d'hôtes parasités.

Selon VALTONEN et al. (1997) on distingue les catégories suivantes :

- Espèce dominante : prévalence > 50 % ;
- Espèce satellite : 10% < prévalence < 50 %
- Espèce rare : prévalence < 10 %.

### **1.10.2. Intensité parasitaire moyenne (I)**

Elle est exprimée par le rapport entre le nombre moyen d'individus d'une espèce parasite (n) sur le nombre d'hôtes infestés dans l'échantillon (N) (BUSH et al., 1997). Elle est donnée par la formule suivante :

$$I = n/N$$

**I** : Intensité parasitaire moyenne ;

**n** : Nombre de parasites ;

**N** = Nombre d'hôtes infestés.

Selon BILONG-BILONG et NJINÉ (1998), on distingue les catégories suivantes :

- IM < 10 : intensité moyenne très faible ;
- 10 < IM < 50 : intensité moyenne faible ;
- 50 < IM < 100 : intensité moyenne ;
- IM > 100 : intensité moyenne élevée.

## 1.11. Exploitation des résultats par les indices écologiques

Les indices écologiques utilisés pour exploiter les résultats obtenus sont représentés par la richesse totale et l'abondance relative des espèces échantillonnées, l'indice de diversité Shannon-Weaver, la diversité maximale et l'indice d'équitabilité.

### 1.11.1. Richesse totale

La richesse totale (S) représente un paramètre fondamental caractéristique d'un peuplement qui se définit comme étant le nombre total d'espèce d'un peuplement (BLONDEL, 1975). Il s'agit dans le cadre de cette étude du nombre d'espèces d'ectoparasites trouvés sur le corps des petits vertébrés échantillonnés.

### 1.11.2. Abondance relative

L'abondance relative est le nombre d'individus, en pourcentage d'un item donné par rapport au nombre d'individus de tous les items contenus dans le même prélèvement (PONEL, 1983). Elle est donnée par la formule suivante :

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

A.R. % : Abondance relative ;

ni : le nombre d'individu observés ;

Nt : le nombre total des individus toutes espèces confondues.

### 1.11.3. Indice de diversité de Shannon-Weaver et diversité maximale

D'après BLONDEL (1975), l'indice de diversité de Shannon-Weaver est actuellement considéré comme le meilleur moyen pour traduire la diversité. Cet indice est calculé par la formule suivante :

$$H' = -\sum qi \log_2 qi \quad \text{où } qi = ni / N$$

H' : indice de diversité exprimé en unité bits

qi : représente la probabilité de rencontre de l'item i.

ni : nombre d'individu de l'item i.

N : nombre total de tous les items confondus

La diversité maximale est représentée par Hmax. Elle correspond à la valeur la plus élevée possible du peuplement (MULLEUR, 1985). Elle est calculée par la formule suivante :

$$H \text{ max} = \text{Log}_2 S$$

H max : Diversité maximale ;

S : Richesse totale

#### **1.11.4. Indice d'équitabilité**

L'indice d'Equitabilité est le rapport de l'indice de diversité observé  $H'$  à l'indice de diversité maximale ( $H'_{\max}$ ). Il est calculé par la formule suivante :

$$E = H' / H'_{\max}$$

E : Equitabilité

H max : indice de diversité maximale

L'équitabilité varie entre 0 et 1. Elle tend vers 0 quand la quasi-totalité des effectifs est concentrée sur une espèce. Elle se rapproche de 1 lorsque toutes les espèces ont la même abondance (RAMADE, 1984).

# **Chapitre 2 : Résultats**

**Chapitre 2 : Résultats sur les parasites externes et internes recensés sur *Paraechinus aethiopicus*, *Atelerix algirus*, *Testudo graeca*, *Pipistrellus kuhlii* et *Jaculus orientalis*.**

Une étude a été menée sur un groupe composé de 9 hérissons, 31 tortues grecques, 12 chauves-souris et 7 rongeurs dans 4 régions différentes.

**2.1. Résultats sur les ectoparasites trouvés chez les petits vertébrés**

Dans cette section, nous exposons l'inventaire des ectoparasites découverts sur le corps de *Paraechinus aethiopicus*, *Atelerix algirus*, *Testudo graeca*, *Pipistrellus kuhlii* et *Jaculus orientalis*. Ensuite, nous analysons les résultats par les indices parasitaires (prévalence et d'intensité parasitaires moyennes) et les indices écologiques de composition et de structure.

**2.1.1. Inventaire des ectoparasites trouvés sur le corps du Hérisson du désert et du Hérisson d'Algérie**

Le tableau 2 présente les espèces d'ectoparasites trouvées sur *Paraechinus aethiopicus* et *Atelerix algirus* dans les trois stations d'étude à Djelfa entre février et mai 2024.

**Tableau 2.** Différentes espèces d'ectoparasites collectées sur le Hérisson du désert et le Hérisson d'Algérie dans les trois sites d'étude à Djelfa entre février et mai 2024

<b>Stations</b>	<b>Tlilat</b>	<b>Boudib</b>	<b>Moudjebara</b>
<b>Espèces</b>			
<i>Haemaphysalis sulcata</i>	–	+	+
<i>Haemaphysalis erinacei</i>	–	+	+
<i>Rhipicephalus turanicus</i>	+	+	+
<i>Rhipicephalus sanguineus</i>	+	+	–
<i>Hyalomma aegyptium</i>	–	+	+
<i>Xenopsylla cheopis</i>	–	+	+
<i>Archaeopsylla erinacei</i>	–	+	+

+ : espèce présente, - : espèce absente.

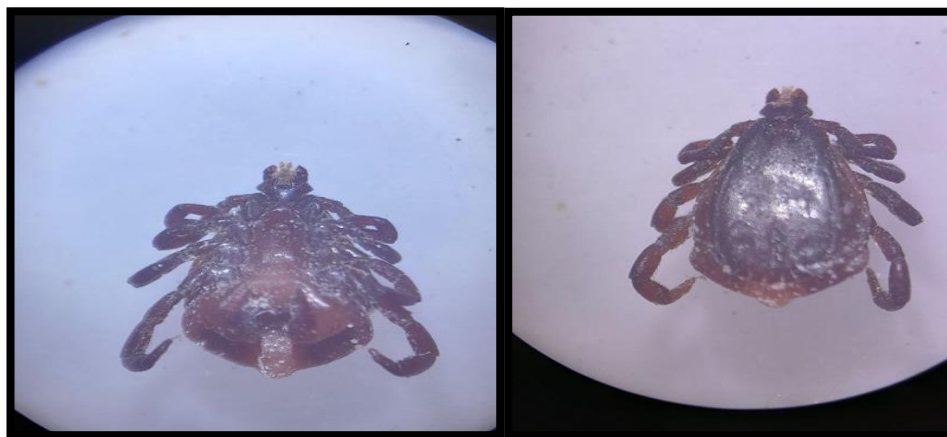
D'après les données présentées dans le tableau 2, il apparaît que le corps du Hérisson du désert *Paraechinus aethiopicus* héberge six espèces d'ectoparasites, comprenant quatre espèces de tiques de la famille des Ixodidae avec les espèces *Haemaphysalis sulcata* (mâle) (Fig. 27), *Rhipicephalus turanicus* (mâle et femelle) (Fig. 28, 29) et *Haemaphysalis erinacei* femelle et *Haemaphysalis erinacei* mâle, *Hyalomma aegyptium* (mâle). De plus, deux espèces de puces ont été identifiées sur ce même hérisson : *Xenopsylla cheopis* (Fig. 30) et *Archaeopsylla erinacei*.

Il semble que le corps du Hérisson du d'Algérie *Atelerix algirus* soit colonisé par sept espèces d'ectoparasites, Ce total inclut cinq espèces de tiques appartenant à la famille des Ixodidae avec les espèces *Haemaphysalis sulcata* mâle, *Rhipicephalus turanicus* mâle, *Haemaphysalis erinacei* mâle, *Rhipicephalus sanguineus* (mâle et femelle) et *Hyalomma aegyptium* (Fig. 31, 32) et deux espèces de puces ont été identifiées sur ce même hérisson avec les espèces *Xenopsylla cheopis* et *Archaeopsylla erinacei*.



(Originale)

**Figure 27** : Face dorsale et ventrale de *Haemaphysalis sulcata* (mâle)



(Originale)

**Figure 28** : Face dorsale et ventrale de *Rhipicephalus turanicus* (mâle)





(Originale)

Figure 29 : Face dorsale et ventrale de *Rhipicephalus turanicus* (femelle)



(Originale)

Figure 30 : *Xenopsylla cheopsis*



(Originale)

Figure 31 : Face dorsale et ventrale *Hyalomma aegyptium* (mâle)



(Originale)

**Figure 32 :** Face dorsale et ventrale de *Hyalomma aegyptium* (Femelle)

### 2.1.1.1. Exploitation des résultats par les indices parasitaires

#### 2.1.1.1.1. Prévalences du Hérisson du désert et du Hérisson d'Algérie parasités par les ectoparasites dans les trois stations à Djelfa

Les valeurs de la prévalence des ectoparasites observés sur le corps des Hérissons du désert et du Hérisson d'Algérie sont répertoriées dans le tableau 3.

**Tableau 3.** Prévalences des ectoparasites collectés sur les Hérissons capturées entre février et mai 2024

Stations	Telilat	Boudib	Moudjebara
<b>Paramètres</b>			
<b>Hôte</b>	<b>Hérisson du désert</b>	<b>Hérisson d'Algérie</b>	<b>Hérisson du désert</b>
<b>Nombre l'hôte infestées</b>	1	1	4
<b>Nombre l'hôte examinées</b>	2	1	6
<b>Prévalence (%)</b>	50%	100%	66,67%

Les hérissons du désert échantillonnés dans les 2 stations d'étude sont infestés de tiques, avec une prévalence de 50 % et 66,7% à Tlilat et Moudjebara respectivement. Par ailleurs à Boudib, une forte présence de tiques a été constatée chez *Aterix algirus* avec une prévalence de 100%.

### 2.1.1.1.2. Prévalences des espèces ectoparasites collectées sur le Hérisson du désert et le Hérisson du d'Algérie dans les trois stations à Djelfa

Dans le tableau 4 sont répertoriés les valeurs de prévalence pour chaque espèce ectoparasite (tiques et puce) trouvée sur le corps du Hérisson du désert et du Hérisson d'Algérie.

**Tableau 4.** Prévalences des ectoparasites collectés sur les Hérissons du désert et le Hérisson d'Algérie capturés entre février et juin 2024

Stations	Tlilat				Boudib				Moudjebara			
	Hi	He	P(%)	Cat	Hi	He	P(%)	Cat	Hi	He	P(%)	Cat
<i>Haemaphysalis sulcata</i>	0	2	0	N	1	1	100	D	3	6	50	S
<i>Haemaphysalis erinacei</i>	0	2	0	N	1	1	100	D	2	6	33,33	S
<i>Rhipicephalus turanicus</i>	1	2	50	S	1	1	100	D	3	6	50	S
<i>Rhipicephalus sanguineus</i>	1	2	50	S	1	1	100	D	0	6	00	N
<i>Hyalomma aegyptium</i>	0	2	0	N	1	1	100	D	1	6	16,66	S
<i>Xenopsylla cheopis</i>	0	2	0	N	1	1	100	D	3	6	50	S
<i>Archaeopsylla erinacei</i>	0	2	0	N	1	1	100	D	2	6	33,33	S

Hi : hôtes infestés ; He : hôtes examinés ; P : prévalence en % ; Cat. : catégorie ; D : dominante ; S : satellite ; Nu : nulle.

Les résultats du tableau 4 révèlent une diversité d'ectoparasites présents chez les hérissons, avec des taux de prévalence variant selon les espèces. Nous notons dans la zone Boudib chez le Hérisson d'Algérie, toutes les espèces de tiques et de puces montrent une prévalence élevée, atteignant 100%. Tandis que chez le Hérisson du désert dans la région de Tlilat, la prévalence chez *Rhipicephalus sanguineus* et *Rhipicephalus sanguineus* est de 50%. Chez le

même hôte dans la région de Moudjebara, *Haemaphysalis sulcata*, *Rhipicephalus turanicus* et *Xenopsylla cheopis* présentent une prévalence de 50%. *Haemaphysalis erinacei* et *Archaeopsylla erinacei* présentent une prévalence de 33,3%. *Hyalomma aegyptium* est l'espèce qui présente la prévalence la plus faible.

### 2.1.1.1.3. Intensité parasitaire moyenne des ectoparasites recensés sur les Hérissons du désert et le Hérisson d'Algérie dans les trois stations à Djelfa

Le tableau 5 regroupe les valeurs de l'intensité parasitaire moyenne (I) pour chaque espèce de tique et de puce observée sur le corps du Hérisson du désert et le Hérisson d'Algérie.

**Tableau 5 :** Intensité parasitaire moyenne (I) des ectoparasites trouvés sur les Hérissons du désert et le Hérisson d'Algérie entre février et mai 2024

Stations	Tlilat				Boudib				Moudjebara			
	n	N	I	Cat	n	N	I	Cat	N	N	I	Cat
<i>Haemaphysalis sulcata</i>	0	0	0	TF	1	1	1	TF	16	3	5,33	TF
<i>Rhipicephalus turanicus</i>	18	1	18	F	2	1	2	TF	9	3	3	TF
<i>Haemaphysalis erinacei</i>	0	0	0	TF	3	1	3	TF	4	2	2	TF
<i>Rhipicephalus sanguineus</i>	1	1	1	TF	4	1	4	TF	0	0	0	TF
<i>Hyalomma aegyptium</i>	0	0	0	TF	2	1	2	TF	1	1	1	TF
<i>Xenopsylla cheopis</i>	0	0	0	TF	3	1	3	TF	24	4	6	TF
<i>Archaeopsylla erinacei</i>	0	0	0	TF	1	1	1	TF	5	2	2,5	TF

n : Nombre de parasites ; N : Nombre d'hôtes infestés ; I : Intensité parasitaire moyenne ; Cat : Catégories ; TF : très faible ; F : faible.

L'intensité parasitaire moyenne des diverses espèces d'ectoparasites trouvées sur le Hérisson du désert et le Hérisson d'Algérie est très faible. En revanche, pour l'espèce *Rhipicephalus turanicus* à Tlilat, cette intensité est faible chez le Hérisson du désert avec un indice parasitaire moyenne de 18.

### 2.1.1.2. Exploitation des résultats par les indices écologiques

#### 2.1.1.2.1. Richesse totale et moyenne des ectoparasites

Le tableau 6 rassemble les valeurs de la richesse totale des ectoparasites observés sur le Hérisson du désert et le Hérisson d'Algérie.

**Tableau 6.** Richesse totale (S) des ectoparasites trouvés chez les Hérissons du désert et le Hérisson d'Algérie

Hôte	Station	S
<i>Paraechinus aethiopicus</i>	Tlilat	2
	Moudjebara	6
<i>Atelerix algirus</i>	Boudib	7

S : Richesse totale ; Sm : richesse moyenne.

Selon les données du tableau 6, on constate une variation de la richesse totale des ectoparasites chez le Hérisson du désert et le Hérisson d'Algérie, allant de 2 espèces à Tlilat jusqu'à 6 espèces à Moudjebara, et à 7 espèces à Boudib.

#### 2.1.1.2.2. Abondance relative des ectoparasites récoltés sur le Hérisson du désert et le Hérisson d'Algérie

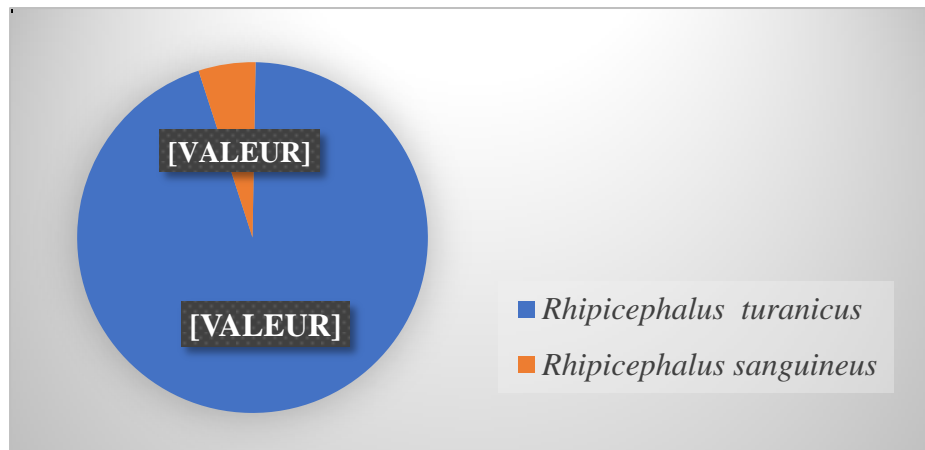
Le tableau 7 regroupe les valeurs de l'abondance relative des différentes espèces d'ectoparasites collectées sur le corps du Hérisson du désert et le Hérisson d'Algérie à Tlilat, Boudib et Moudjebara.

**Tableau 7.** Valeurs de l'abondance relative des espèces ectoparasites recensées sur les Hérissons du désert et le Hérisson d'Algérie

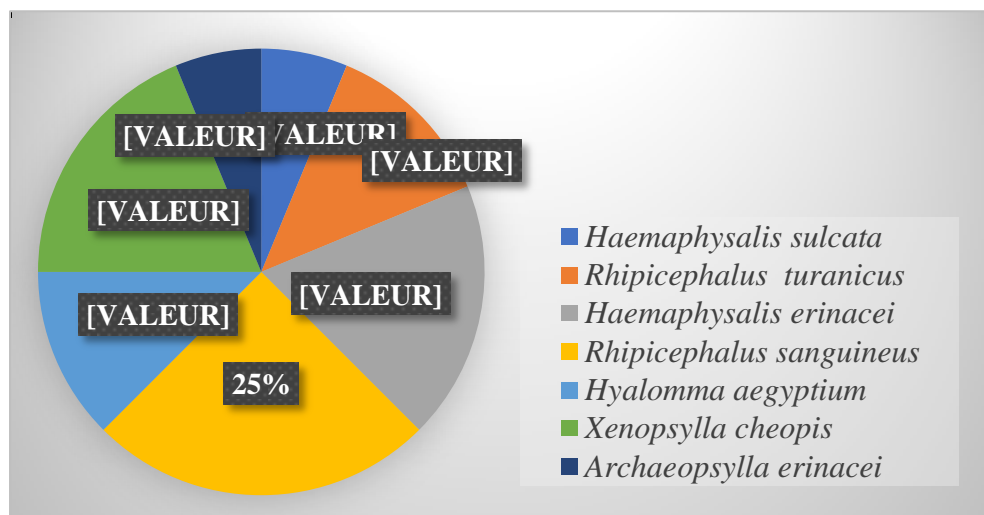
Espèces	Stations		Tlilat		Boudib		Moudjebara	
	ni	A.R. %	ni	A.R. %	ni	A.R. %	ni	A.R. %
<i>Haemaphysalis sulcata</i>	-	-	1	6,25%	16	27,12%		
<i>Rhipicephalus turanicus</i>	18	94,74	2	12,5%	9	15,25%		
<i>Haemaphysalis erinacei</i>	-	-	3	18,75%	4	6,78%		
<i>Rhipicephalus sanguineus</i>	1	5,26	4	25%	-	-		
<i>Hyalomma aegyptium</i>	-	-	2	12,5%	1	1,69%		
<i>Xenopsylla cheopis</i>	-	-	3	18,75%	24	40,68%		
<i>Archaeopsylla erinacei</i>	-	-	1	6,25%	5	8,48%		
<b>Total</b>	<b>19</b>	<b>100%</b>	<b>16</b>	<b>100%</b>	<b>59</b>	<b>100%</b>		

ni : nombre d'individu observés ; A.R. % : Abondance relative.

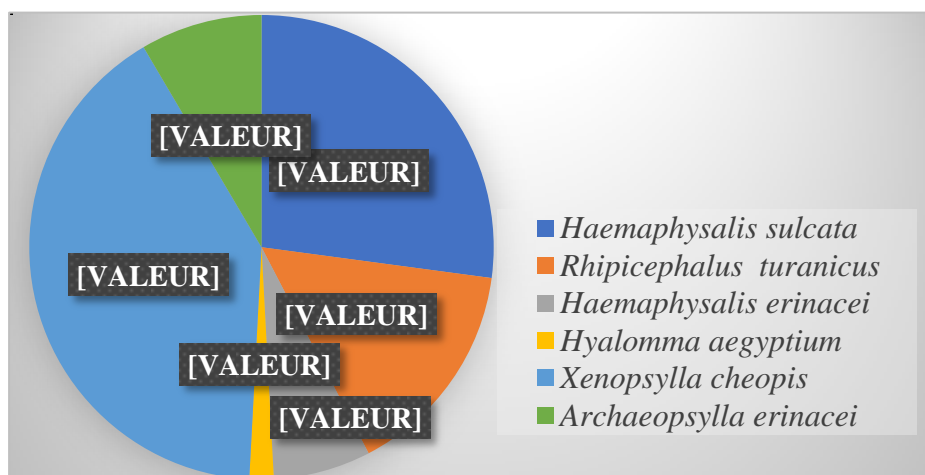
À Tlilat, chez *Paraechinus aethiopicus*, nous avons observé un total de 19 ectoparasites, tous des tiques, appartenant à 2 espèces différentes. La prédominance a été enregistrée chez *Rhipicephalus turanicus* avec 18 individus (94,7%) (Fig. 33). Par ailleurs à Boudib chez *Atelerix algirus*, nous avons dénombré 16 individus (12 tiques et 4 puces), répartis entre sept espèces. *Rhipicephalus sanguineus* arrive en tête avec 4 individus (25,0%), suivie par *Haemaphysalis erinacei* avec 3 individus (18,75%), par la puce *Xenopsylla cheopis* avec 3 individus (18,75%) (Fig. 34). Enfin à Moudjebara chez *Paraechinus aethiopicus*, nous avons comptabilisé 59 ectoparasites qui se répartissent entre 6 espèces, où nous avons enregistré la dominance chez les puces *Xenopsylla cheopis* avec 24 individus (40,68%), *Archaeopsylla erinacei* avec 5 individus (8,48%). Pour les tiques, la dominance a été enregistrée chez *Haemaphysalis sulcata* avec 16 individus (27,12%), suivie par *Rhipicephalus turanicus* avec 9 individus (15,25%) (Fig. 35).



**Figure 33 :** Abondance relative des espèces ectoparasites recensées chez la population de *Paraechinus aethiopicus* à Tlilat



**Figure 34 :** Abondance relative des espèces ectoparasites recensées chez la population d'*Aterix algirus* à Boudib



**Figure 35 :** Abondance relative des espèces ectoparasites recensées chez la population de *Paraechinus aethiopicus* à Moudjebara

**2.1.1.2.3. Indice de diversité de Shannon-Weaver, indice de diversité maximale et équitabilité appliqués aux ectoparasites recensés sur le Hérisson du désert et le Hérisson du d'Algérie**

Les données présentées dans le tableau 8 regroupent les mesures de l'indice de diversité de Shannon-Weaver ( $H'$ ), de la diversité maximale ( $H'_{max}$ ) et de l'équitabilité, qui ont été calculés pour les espèces d'ectoparasites.

**Tableau 8.** Valeurs de l'indice de diversité de Shannon-Weaver ( $H'$ ), diversité maximale ( $H'_{max}$ ) et équitabilité

Stations	Tilat	Boudib	Moujebara
<b>Indice de diversité de Shannon Weaver (<math>H'</math> en bits)</b>	0,30	2,66	2,12
<b>Diversité maximale (<math>H'_{max}</math>)</b>	1	2,81	2,58
<b>Équitabilité</b>	0,30	0,95	0,82

D'après le tableau 8, on constate que chez le Hérisson du désert à Tilat, l'indice de diversité de Shannon Weaver ( $H'$ ) est de 0,30 bits, ce qui indique une faible diversité. Tandis que la diversité obtenue à Boudib et Moujbara est moyenne avec respectivement 2,66 bits et 2,12 bits. Quant aux valeurs de l'équitabilité, elles se rapprochent de 1 à Boudib et Moudjebara, ce qui veut dire que la régularité est élevée et les effectifs des ectoparasites collectés est en équilibre entre eux. Cependant l'équitabilité à Tilat est proche de 0 ce qui signifie la dominance d'une espèce ectoparasite en effectif, il s'agit de *Rhipicephalus turanicus*.

**2.1.2. Inventaire des ectoparasites trouvés sur le corps de la Tortue grecque**

Dans le tableau 9 est reporté l'espèce d'ectoparasite collectée sur le corps de *Testudo graeca* dans les trois stations d'étude à Djelfa entre février jusqu'à mai 2024.



**Tableau 9.** Espèce d'ectoparasite collectée sur la Tortue grecque dans différentes stations d'étude à Djelfa

<b>Stations</b>	<b>Tlilat</b>	<b>Boudib</b>	<b>Moudjebara</b>
<b>Espèce</b>			
<i>Hyalomma aegyptium</i>	+	+	+

+ : espèce présente, - : espèce absente.

Selon les données présentées dans le tableau 9, nous avons identifié une seule espèce d'ectoparasites sur le corps la Tortue grecque, il s'agit de *Hyalomma aegyptium* (mâle et femelle).

### 2.1.2.1. Exploitation des résultats par les indices parasitaires

#### 2.1.2.1.1. Prévalence des Tortues grecques parasités par les ectoparasites dans les trois stations à Djelfa

Les taux de présence des ectoparasites constatés sur les tortues grecques sont résumés dans le tableau 10.

**Tableau 10.** Prévalences des ectoparasites collectés sur les tortues capturées entre février et mai 2024

<b>Stations</b>	<b>Tlilat</b>	<b>Boudib</b>	<b>Moudjebara</b>
<b>Paramètres</b>			
<b>Nombre l'hôte infestés</b>	4	1	10
<b>Nombre l'hôte examinés</b>	4	12	15
<b>Prévalence (%)</b>	100	8	66

Les tortues grecques observées dans différentes stations ont été trouvées infestées de tiques, avec une prévalence variant de 8% à 100%. Par conséquent, une forte présence de tiques a été constatée chez les tortues grecques examinées dans la station de Tlilat.

### 2.1.2.1.2. Intensité parasitaire moyenne des ectoparasites sur la Tortue grecque dans les trois stations à Djelfa

Les valeurs de l'intensité parasitaire moyenne (I) des tiques collectées sur la Tortue grecque sont répertoriées dans le tableau 11.

**Tableau 11.** Intensité parasitaire moyenne (I) des ectoparasites trouvés sur la Tortue grecque entre février et mai 2024

Stations	Tlilat				Boudib				Moudjebara			
	n	N	I	Cat	n	N	I	Cat	n	N	I	Cat
<i>Hyalomma aegyptium</i>	64	4	15	F	6	1	6	TF	119	10	11,9	F

n : Nombre de parasites ; N : Nombre d'hôtes infestés ; I : intensité parasitaire moyenne ; F : Faible ; TF : Très Faible ; Cat : catégorie.

Dans les régions de Tlilat et Moudjebara, l'intensité parasitaire moyenne de *Hyalomma aegyptium* est faible, fluctuant entre 11 et 15 respectivement. Tandis qu'elle est très faible à Boudib avec I égal à 6.

### 2.1.2.2. Variations des pourcentages d'infestation par les ectoparasites selon leurs sites d'attachement sur le corps des tortues

Le tableau 12 regroupe les pourcentages d'infestation par les ectoparasites en fonction des sites d'attachement sur le corps des tortues, observés dans les trois stations d'étude à Djelfa.

**Tableau 12.** Variations des pourcentages d'infestation par les ectoparasites selon leurs sites d'attachement sur *T. graeca* à Tlilat, Boudib et Moudjebara

Sites	Stations	Tlilat		Boudib		Moudjebara	
		N	(%)	N	(%)	N	(%)
Tête		4	6,67	-	-	2	1,69
Cou		6	10	2	33	5	4,20
Pattes antérieures		20	33,33	4	67	41	34,46
Pattes postérieures		18	30	-	-	45	37,81
Queue		11	18,33	-	-	26	21,84
Plastron		1	1,67	-	-	-	-
<b>Total</b>		<b>60</b>	<b>100%</b>	<b>6</b>	<b>100%</b>	<b>119</b>	<b>100%</b>

N : nombre d'individus d'ectoparasites ; % : pourcentage.

Chez *Testudo graeca* à Tlilat, nous avons compté 60 tiques. Nous avons observé que les pattes postérieures (30%) et les pattes antérieures (33,3%) sont les sites d'attachement préférés par les tiques. De même, à Boudib, nous avons constaté que les pattes antérieures (67%) sont les sites d'attachement préférés devant le cou (33%). À Moudjebara également, nous avons enregistré une préférence d'attachement pour les pattes postérieures (37,8%) et les pattes antérieures (34,5%). La queue des tortues a été aussi infesté par les tiques avec 21,8% à Moudjebara et 18,3% à Tlilat.

### 2.1.3. Inventaire des ectoparasites trouvés sur le corps de la Pipistrelle de Kuhl

Dans le tableau 13 sont mentionnés les ectoparasites collectés sur *Pipistrellus kuhlii* capturé à Testara (Dar Chioukh) à Djelfa.

**Tableau 13.** Ectoparasites recueillis sur la Pipistrelle de Kuhl dans la station Testara à Djelfa

Ordre	Station	
	Espèces	Testara (Dar Chioukh)
Acari	<i>Ornithonyssus bacoti</i>	+
Hemiptera	<i>Cimex</i> sp.	+

+ : espèce présente, - : espèce absente.

D'après les informations fournies dans le tableau 13, nous avons observé deux espèces d'ectoparasites sur les chauves-souris. Il s'agit de l'acarien *Ornithonyssus bacoti* et de l'hémiptère *Cimex* sp. (Fig. 36).



(Originale)

**Figure 36** : La punaise de chauve-souris *Cimex* sp.

#### 2.1.4. Inventaire des ectoparasites trouvés sur le corps du *Jaculus orientalis*

Dans le tableau 14 est reporté la liste des espèces ectoparasites collectées sur *Jaculus orientalis* dans la station Tlilat à Djelfa entre février et mai 2024.

**Tableau 14.** Différentes espèces d'ectoparasites collectées sur le corps de *Jaculus orientalis* entre février et mai 2024 à Tlilat

<b>Ordre</b>	<b>Station</b>	<b>Tlilat</b>
	<b>Espèces</b>	
<b>Acari</b>	<i>Ornithonyssus bacoti</i>	+
	<i>Dermanyssus gallinae</i>	+
<b>Anoploura</b>	<i>Eulinognathus aculeatus</i>	+

Selon les données présentées dans le tableau 14, le corps de *Jaculus orientalis* héberge trois espèces d'ectoparasites, comprenant 2 espèces d'acariens : *Ornithonyssus bacoti* (Fig. 37) et *Dermanyssus gallinae* (Fig. 38). De plus, une espèce de poux a été identifiée, il s'agit de *Eulinognathus aculeatus* (Fig. 39).



(Originale)



(Originale)



(Originale)

**Fig 37:** *Dermanyssus gallinae* **Fig 38:** *Ornithonyssus bacoti* **Fig 39:** *Eulinognathus aculeatus*

#### 2.1.4.1. Exploitation des résultats par les indices parasitaires

##### 2.1.4.1.1. Prévalences des espèces ectoparasites collectées sur *Jaculus orientalis* à Tlilat

Dans le tableau 15 sont notés les taux de prévalence de chaque espèce d'ectoparasites (Acarien et poux) collectés sur *Jaculus orientalis*.

**Tableau 15.** Prévalences des ectoparasites collectés sur *Jaculus orientalis* capturé à Tlilat

Espèces	Stations		Tlilat	
	Hi	He	P (%)	Cat
<i>Ornithonyssus bacoti</i>	1	7	14,29%	S
<i>Dermanyssus gallinae</i>	1	7	14,29%	S
<i>Eulinognathus aculeatus</i>	1	7	14,29%	S

Hi : hôtes infestés ; He : hôtes examinés ; P : prévalence en % ; Cat. : catégorie ; S : satellite.

Les résultats du tableau 15 révèlent une variété d'ectoparasites présents chez *Jaculus orientalis*, avec des taux de prévalence égaux (14,3%). Les espèces *Ornithonyssus bacoti*, *Dermanyssus gallinae* et *Eulinognathus aculeatus* montrent une prévalence satellite.

### 2.1.4.1.2. Intensité parasitaire moyenne des ectoparasites recensés sur *Jaculus orientalis*

Dans le tableau 16, sont reportées les valeurs de l'intensité parasitaire moyenne (I) pour chaque espèce ectoparasite observée sur le corps de *Jaculus orientalis*.

**Tableau 16.** Intensité parasitaire moyenne (I) des ectoparasites observés sur le corps de *Jaculus orientalis*

Espèces	Stations	Tlilat		
	n	N	I	Cat.
<i>Ornithonyssus bacoti</i>	4	1	4	TF
<i>Dermanyssus gallinae</i>	1	1	1	TF
<i>Eulinognathus aculeatus</i>	7	1	7	TF

n : Nombre de parasites ; N : Nombre d'hôtes infestés ; I : Intensité; Cat : Catégories ;TF : très faible .

L'intensité parasitaire moyenne des différentes espèces d'ectoparasites trouvées sur *Jaculus orientalis* à Tlilat est très faible, avec I varie entre 1 et 7.

### 2.1.4.2. Exploitation des résultats par les indices écologiques

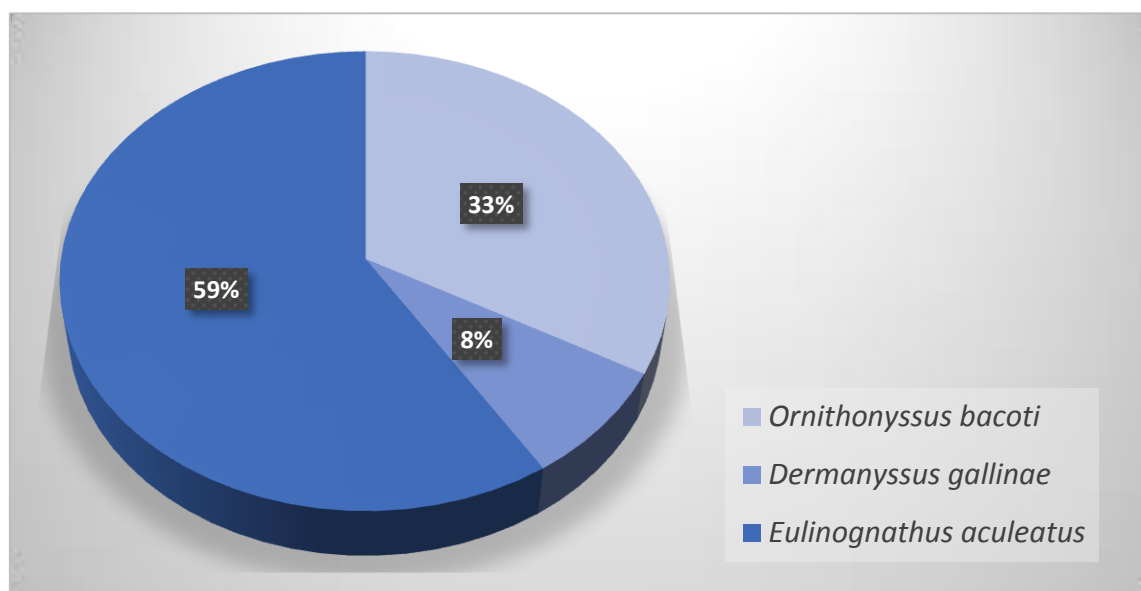
#### 2.1.4.2.1. Abondance relative des ectoparasites récoltés sur *Jaculus orientalis*

Dans le tableau 17 sont donnés les valeurs de l'abondance relative des différentes espèces ectoparasites collectées sur le corps de *Jaculus orientalis* à Tlilat.

**Tableau 17.** Valeurs de l'abondance relative des espèces ectoparasites recensées sur *Jaculus orientalis*

Espèces	Station	Tlilat	
	Ni	A.R. %	
<i>Ornithonyssus bacoti</i>	4	33	
<i>Dermanyssus gallinae</i>	1	8	
<i>Eulinognathus aculeatus</i>	7	59	
<b>Total</b>	<b>12</b>	<b>100%</b>	

Chez *Jaculus orientalis* nous avons dénombré un total de 12 ectoparasites, exclusivement des acariens, appartenant à 2 espèces différentes. La prédominance a été enregistrée chez le pou hématophage *Eulinognathus aculeatus*, nous avons dénombré 7 individus (59,0%). Après vient l'acarien *Ornithonyssus bacoti* avec 4 individus (33,0%) et *Dermanyssus gallinae* avec 1 individu (8,0%) (Fig. 40).



**Figure 40 :** Abondance relative des espèces ectoparasites recensées chez la population de *Jaculus orientalis* à Tlilat

#### 2.1.4.2.2. Indice de diversité de Shannon-Weaver, indice de diversité maximale et équitabilité appliqués aux ectoparasites recensés sur *Jaculus orientalis*

Les données fournies dans le tableau 18 englobent les mesures de l'indice de diversité de Shannon-Weaver ( $H'$ ), de la diversité maximale ( $H'$  max) et de l'équitabilité calculés pour les espèces ectoparasites de *Jaculus orientalis*.

**Tableau 18 :** Valeurs de l'indice de diversité de Shannon-Weaver ( $H'$ ), diversité maximale ( $H'$  max) et équitabilité

Indices	Station	Tlilat
Indice de diversité de Shannon-Weaver ( $H'$ en bits)		1,28
Diversité maximale ( $H'$ max)		1,58
Équitabilité		0,81

Selon les données du tableau 18, chez *Jaculus orientalis* à Tlilat, l'indice de diversité de Shannon Weaver ( $H'$ ) est de 1,28 bits. Pour ce qui concerne la valeur de l'équitabilité est de 0,81. Elle se rapproche de 1, ce qui signifie que la régularité est élevée et que les effectifs des espèces ectoparasites collectées sont en équilibre entre eux.

## 2.2. Résultats sur les endoparasites trouvés chez les petits vertébrés

### 2.2.1. Résultats sur les endoparasites trouvés chez le Hérisson du désert et le Hérisson d'Algérie

#### 2.2.1.1. Inventaire des endoparasites trouvés dans la matière fécale du Hérisson

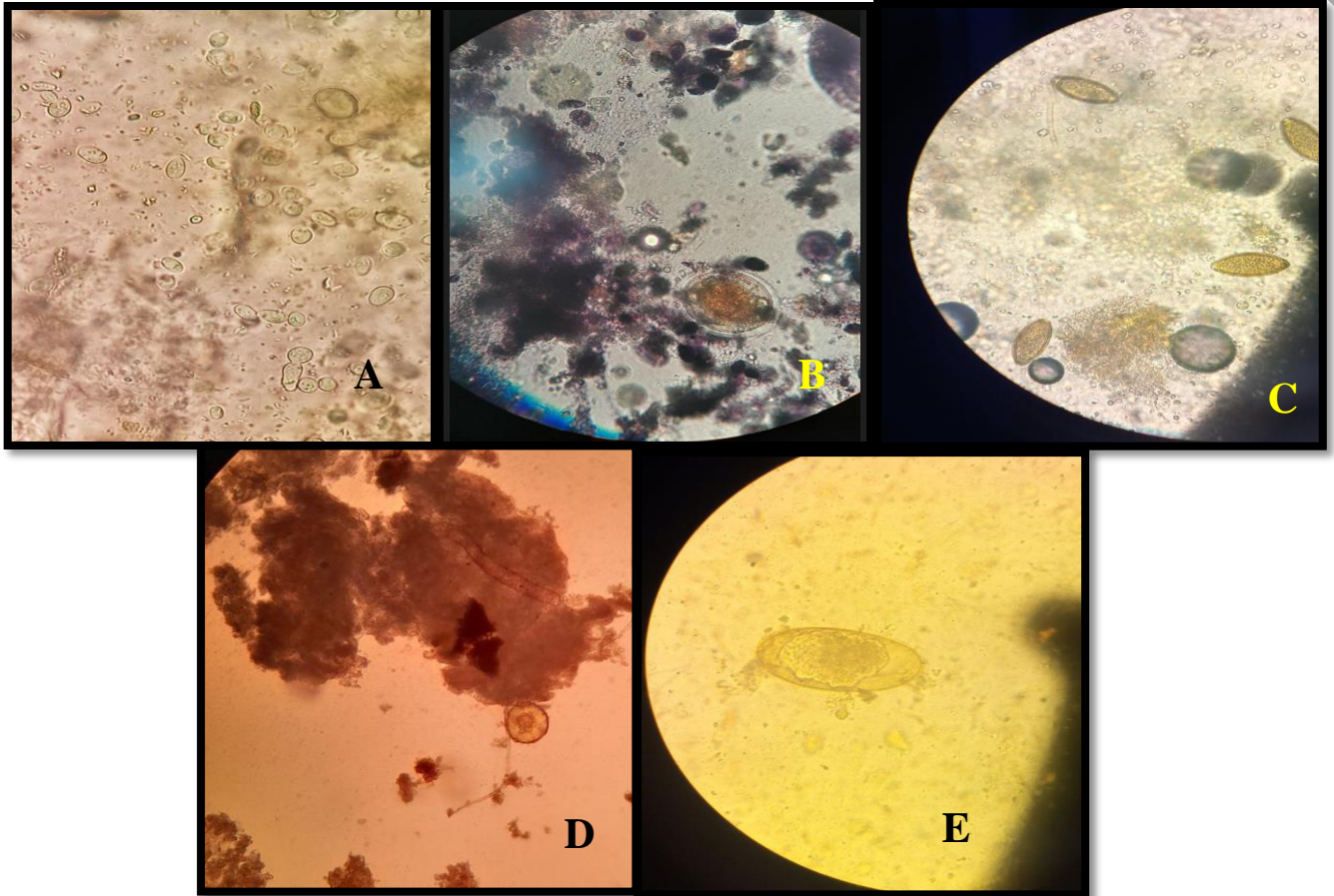
Les données concernant les endoparasites recensés chez la population du Hérissons du désert et du Hérisson d'Algérie sont synthétisées dans le tableau 19.

**Tableau 19.** Enumération exhaustive des espèces endoparasites découvertes dans les excréments du Hérisson du désert et du Hérisson d'Algérie à Tliat, Boudib, Moudjebara

Ordres	Familles	Espèces endoparasites	Tlilat	Boudib	Moudjebara
		Hôtes	Hérisson du désert	Hérisson d'Algérie	Hérisson du désert
Eucoccidiorida	Eimeriidae	<i>Eimeria</i> sp.	–	+	–
Rhabditida	Aspidoderidae	<i>Paraspidodera</i> sp.	–	–	+
Trichurida	Trichuridae	<i>Trichuris</i> sp.	–	–	+
Clycophyllidae	Taeniidae	<i>Taenia</i> sp.	–	–	+
Strongylida	Heligmonellidae	<i>Angusticaecum</i> sp.	+	–	–

D'après les données du tableau 19, nous avons identifié dans les matières fécales du Hérisson du désert et d'Algérie cinq espèces réparties entre cinq ordres et cinq familles distinctes. Ces espèces comprennent *Eimeria* sp., *Paraspidodera* sp., *Trichuris* sp., *Taenia* sp. et *Angusticaecum* sp. (Fig. 41).





**A** : Œuf d'*Eimeria* sp. **B** : Œuf de *Paraspidodera* sp., **C** : Œuf de *Trichuris* sp.

**D** : Œuf de *Taenia* sp. **E** : Œuf de *Angusticaecum* sp.

**Figure 41** : Œuf de différentes espèces endoparasites recensées dans la matière fécale du Hérisson du désert et d'Algérie (Gr. : x40)

**2.2.1.2. Prévalence (P) ou taux de parasitisme en (%) des endoparasites trouvés dans la matière fécale du Hérisson du désert et Hérisson d'Algérie**

Les données sur la prévalence des endoparasites chez la population de Hérisson du désert et du Hérisson d'Algérie sont résumées dans le tableau 20.

**Tableau 20.** Prévalence (P) ou taux de parasitisme en (%) des endoparasites trouvés dans la matière fécale du Hérisson du désert et du Hérisson d'Algérie à Tlilat, Boudib et Moudjebara

Stations	Tlilat			Boudib			Moudjebara		
	Hi	He	P (%)	Hi	He	P (%)	Hi	He	P (%)
<b>Espèces</b>									
<i>Eimeria</i> sp.	0	2	0	1	1	100	0	6	0
<i>Paraspidodera</i> sp.	0	2	0	0	1	0	1	6	16,6
<i>Trichuris</i> sp.	0	2	0	0	1	0	3	6	50
<i>Taenia</i> sp.	0	2	0	0	1	0	1	6	16,6
<i>Angusticaecum</i> sp.	1	2	50	0	1	0	0	6	0

Hi : Hôtes infestés ; He : Hôtes examinés ; P : Prévalence (%).

D'après le tableau 20, chez le hérisson d'Algérie *Atelerix algirus* la prévalence est de 100% pour *Eimeria* sp. Chez *Paraechinus aethiopicus*, les espèces d'endoparasites présentent une prévalence variable, avec 50% pour *Angusticaecum* sp. et *Trichuris* à Tlilat et Moudjebara respectivement. Enfin les espèces *Paraspidodera* sp. et *Taenia* sp. ont été identifiées chez un seul individu infesté pour chacune de ces parasites à Moudjebara, ce qui correspond à une prévalence de 16,6%.

**2.2.2. Résultats sur les endoparasites trouvés chez la Tortue grecque**

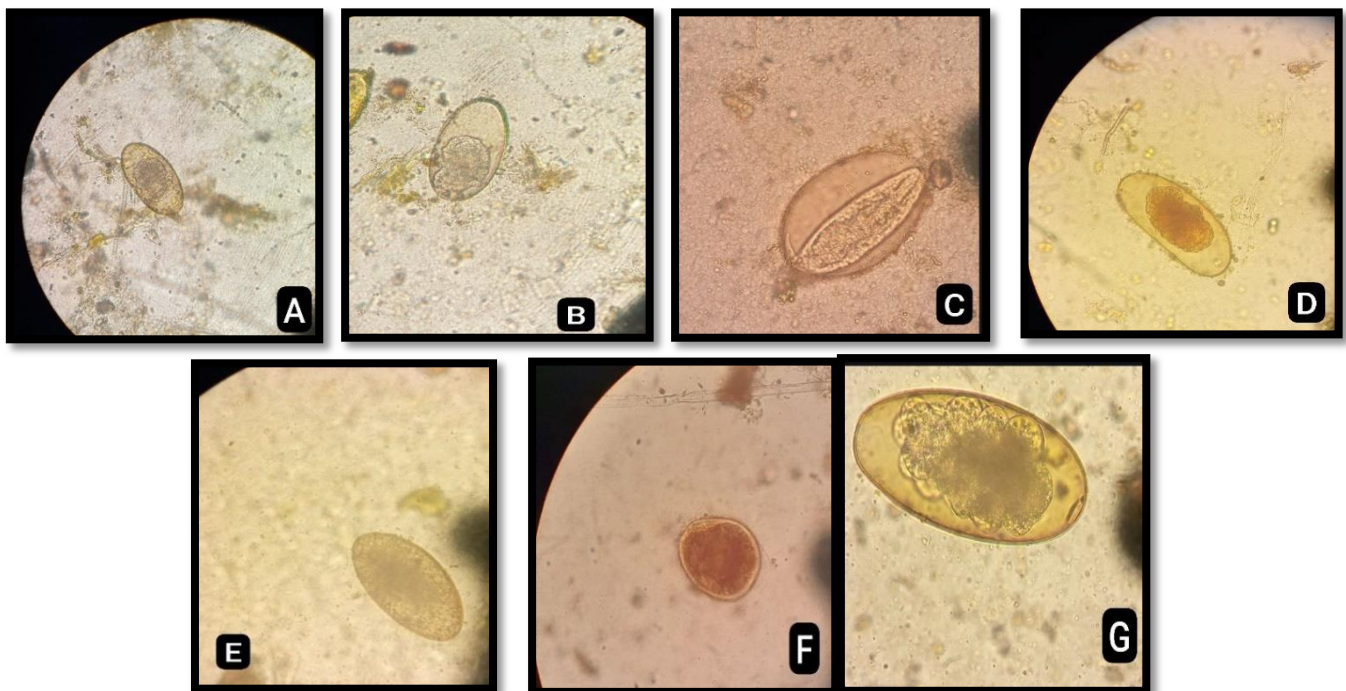
**2.2.2.1. Inventaire des endoparasites trouvés dans la matière fécale de la Tortue grecque**

Les informations sur les endoparasites trouvés dans matière fécale de la population de la Tortus grecque sont résumées dans le tableau 21.

**Tableau 21.** Liste systématique des espèces de parasites internes trouvées sur la population de *Testudo graeca* à Tlilat, Boudib et Moudjebara entre février et mai 2024

Ordres	Familles	Espèces	Tlilat	Boudib	Moudjebara
Strongylida	Trichostrongylidae	<i>Trichostrongylus</i> sp.	–	+	–
	Heligmonellidae	<i>Angusticaecum</i> sp.	+	+	+
	Ancylostomatidés	<i>Ancylostoma</i> sp.	–	+	–
	Molineidae	<i>Nematodirus</i> spp.	–	–	+
Plagiorchiida	Fasciolidae	<i>Fasciola</i> sp.	–	+	+
Rhabditida	Oxyuridae	<i>Tachygonetria</i> sp.	–	+	–
		<i>Oxyuris</i> sp.	+	+	+

Selon les données du tableau 21, nous avons identifié dans les matières fécales de la Tortue grecque 7 espèces réparties entre trois ordres et six familles distinctes. Ces espèces sont *Trichostrongylus* sp., *Angusticaecum holopterum*, *Tachygonetria* sp., *Fasciola* sp., *Ancylostoma* sp., *Nematodirus* spp. et *Oxyuris* sp. (Fig. 42).



(Originale)

**Figure 42 :** Différentes espèces endoparasites observées dans la matière fécale de *Testudo graeca* (Gr. x40)

**A :** Œuf de *Trichostrongylus* sp. **B :** Œuf de *Angusticaecum holopterum* **C :** Œuf d'*Oxyuris* sp. **D :** Œuf de *Tachygonetria* sp. **E :** Œuf de *Fasciola* sp. **F :** Œuf de *Ancylostoma* sp. **G :** Œuf de *Nematodirus* spp.

**2.2.2.2. Prévalence (P) ou taux de parasitisme en (%) des endoparasites trouvés dans la matière fécale de la Tortue grecque**

Les informations concernant la prévalence des parasites internes chez la tortue grecque sont présentées de manière synthétique dans le tableau 22.

**Tableau 22 :** Prévalence (P) ou taux de parasitisme en (%) des endoparasites trouvés dans la matière fécale de *Testudo graeca* à Tlilat, Boudib et Moudjebara

Espèces	Tlilat			Boudib			Moudjrbara		
	Hi	He	P (%)	Hi	He	P (%)	Hi	He	P (%)
<i>Trichostrongylus</i> sp.	0	4	0	1	11	0,09	0	15	0
<i>Tachygonetria</i> sp.	0	4	0	2	11	18,18	0	15	0
<i>Oxyuris</i> sp.	2	4	50	4	11	36,36	7	15	46,67
<i>Angusticaecum holoptерum</i>	3	4	75	11	11	100	12	15	80
<i>Fasciola</i> sp.	0	4	0	1	11	9,09	1	15	6,67
<i>Ancylostoma</i> sp.	0	4	0	3	11	27,27	0	15	0
<i>Nematodirus</i> spp.	0	4	0	0	11	0	2	15	13,33

Hi : Hôtes infestés ; He : Hôtes examinés ; P : Prévalence (%)

Selon le tableau 22, chez *Testudo graeca* capturés à Tlilat, la prévalence est notée pour *Angusticaecum holoptерum* (75,0%) et *Oxyuris* sp. (50%). Par ailleurs à Boudib, nous avons enregistré une prévalence de 100% pour *Angusticaecum holoptерum*. Elle suivie respectivement par *Oxyuris* sp. (36,4%) ; *Ancylostoma* sp. (27,3%) et *Tachygonetria* sp. (18,2%). A Moudjebara, la prévalence la plus élevée est notée pour *Angusticaecum holoptерum* (80,0%), puis vient *Oxyuris* sp. (46,7%) et à un degré moins on trouve *Nematodirus* spp. (13,3%).

# **Chapitre 3 : Discussions**

**Chapitre 3 :** Discussions sur les parasites externes et internes recensés sur la grande gerboise, le Hérisson du désert, le Hérisson d'Algérie et la Tortue grecque à Tlilat, Boudib, Testara et Moudjebara (Djelfa).

Ci-après, sont développés les discussions concernant l'inventaire des ectoparasites collectés chez les populations de *Paraechinus aethiopicus*, *Atelerix algirus*, *Testudo graeca* et *Jaculus orientalis* à Djelfa. Par la suite nous discutons les résultats sur les endoparasites recensés dans la matière fécale du hérisson du désert et d'Algérie et de la tortue grecque.

### **3.1. Inventaire des ectoparasites trouvés sur les corps des petits vertébrés étudiés**

#### **3.1.1. Inventaire des ectoparasites trouvés sur le corps du Hérisson du désert et du Hérisson d'Algérie capturés à Djelfa**

Durant cette étude, nous avons compté sur le corps du Hérisson du désert et du Hérisson d'Algérie 7 espèces ectoparasites dont 5 espèces de tiques (*Haemaphysalis sulcata*, *Rhipicephalus turanicus*, *Haemaphysalis erinacei*, *Rhipicephalus sanguineus*, *Hyalomma aegyptium*) et deux espèces de puces (*Xenopsylla cheopis*, *Archaeopsylla erinacei*). Dans l'ensemble des stations échantillonnées à Djelfa, nous avons observé chez cet insectivore mammifère un total de 94 ectoparasites (61 tiques et 33 puces), répartis entre 7 espèces différentes. *Rhipicephalus turanicus*, avec 18 individus représentant 94,7% du total, occupe la première position, suivie par *Xenopsylla cheopis* avec 24 individus (40,7%) et *Haemaphysalis sulcata* avec 16 individus (27,1%). HACHI et al. (2023) ont recensé dans leurs études, un total de 143 parasites externes (44 tiques et 99 puces) sur le corps de cet insectivore, répartis entre six espèces différentes. Parmi celles-ci, *Archaeopsylla erinacei* est la plus prédominante, comptant 65 individus (45,5%), suivie par *Ctenocephalides canis* avec 34 individus (23,8%) et *Haemaphysalis erinacei* avec 25 individus (17,5%). ZOUREIGUE et al. (2022) ont constaté que *Haemaphysalis sulcata* et *Rhipicephalus sanguineus* étaient les espèces les plus prédominantes, avec 10 individus (38,5%) chacune, suivies par *Xenopsylla cheopis* avec 3 individus (11,5%) et *Ctenocephalides felis* avec 2 individus (7,7%). OTHAMANI BEN OTHMANE et OTHMANE (2020), dans leur étude menée à Dar Chioukh près de Djelfa, ont observé une prévalence significative pour les espèces suivantes : *Haemaphysalis punctata* (34,9%), *Rhipicephalus sanguineus* (32,6%) et *Haemaphysalis sulcata* (22,5%). MANSOURI (2017) en étudiant les parasites externes de *Paraechinus aethiopicus* à El Maâlba, près de Djelfa, rapporte les espèces suivantes *Archeopsylla erinacei* (50,3%), *Rhipicephalus turanicus*

(20,0%), *Rhipicephalus sanguineus* (0,7%), *Haemaphysalis erinacei* (20,0 %), *Ctenocephalides felis* (0,7 %) et *Xenopsylla cheopis* (8,4%). FRID et GUEDIM (2016) dans leur étude sur le Hérisson du désert dans la régions de Hade Sahari et Sersou (Djelfa), signalent les especes suivantes *Rhipicephalus sanguineus* (10,3%), *Rhipicephalus turanicus* (31,3%), *Haemaphysalis parva* (17,2%) et *Hyalomma lusitanicum* (24,1%). BABAALI et al. (2019) dans leur étude sur la recherche des ectoparasites du hérisson d'Algérie (*Atelerix algirus*) dans la région de Sidi Naamane (Tizi-Ouzou) rapportent le recensement 32 individus appartenant à quatre espèces, réparties dans deux classes distinctes. La classe des Arachnides est dominée par l'espèce *Ixodes ricinus*, représentant 69,0% du total, suivie par la classe des insectes avec *Xenopsylla cheopis* (16,0%) et *Ctenocephalides canis* (12,0%). En revanche, une présence moins significative est observée chez l'espèce *Ixodes hexagonus*, ne représentant que 3% du décompte total. GAËLLE (2019) dans son étude sur les ectoparasites des hérissons d'Europe notent que *Ixodes hexagonus* est l'espèce majoritaire avec (98,4%) et l'intégralité des 650 puces collectées chez les 36 hérissons d'Europe inspectés appartenaient à l'espèce *A. erinacei*. Selon BEZZERA et al. (2021), les tiques *Rhipicephalus turanicus* peut jouer un rôle dans la transmission *Rickettsia slovaca* cette bactérie, qui peut être transmise à l'homme, est responsable du SENLAT (Scalp Eschar and Neck Lymphadenopathy after tick bite). D'autres agents pathogènes ont été identifiés chez *Rhipicephalus turanicus*, notamment *Rickettsia aeschlimannii*, *R. massiliae* et *Anaplasma marginale*, selon une étude de BEZZERA et al. (2021). Des rickettsies du groupe SFG (Spotted Fever Group) ainsi que des *Babesia spp.* ont également été détectés chez *Haemaphysalis erinacei* dans la même étude.

### **3.1.2. Inventaire des ectoparasites trouvés sur le corps des *Testudo graeca* capturés à Djelfa**

Au cours de cette étude, nous avons identifié une seule espèce de tique sur *Testudo graeca*, *Hyalomma aegyptium*. Nous avons enregistré un total de 185 individus de tiques, parmi lesquels *Hyalomma aegyptium* est la seule espèce d'ectoparasite recensée, avec 185 individus, ce qui représente 100 % de l'échantillon. HACHI et al. (2023) dans leurs études sur les ectoparasites de la Tortue grecque *Testudo graeca*, ils ont observé un total de 676 individus de tiques, répartis entre quatre espèces. *Hyalomma aegyptium* est la plus fréquemment observée, avec 660 individus (97,6%), suivie de *Hyalomma lusitanicum*, avec 10 individus. Dans leur étude menée à Dar Chioukh près de Djelfa, OTHAMANI BEN OTHMANE et OTHMANE (2020) ont recensé un total de 162 tiques. En tête de liste, on retrouve *Hyalomma aegyptium* avec 156 individus, ce qui représente 96,3% de l'échantillon.

LAI DOUDI et REKIBI (2022) dans leurs études parmi la population totale de tortues examinées, 85 tiques ont été recueillies et identifiées, toutes appartenant à une seule espèce, *Hyalomma aegyptium*. Avec un taux d'infestation de 63,6%, ce qui représente 21 individus.

Dans son étude sur les ectoparasites et endoparasites de certains reptiles dans différentes régions d'Algérie, YAHAI OUI (2019) met en évidence que *Hyalomma aegyptium* est la seule espèce de tique présente sur le corps de la Tortue grecque, avec des taux qui fluctuent selon les régions. Les résultats que nous avons obtenus sont en accord avec ceux des auteurs précédents concernant la prédominance de *Hyalomma aegyptium* sur le corps de la Tortue grecque.

Selon KAR et al. (2020) des recherches antérieures ont démontré que les reptiles peuvent jouer un rôle dans la transmission des virus transmis par les arthropodes. Plusieurs pathogènes ont été détectés chez *H. aegyptium* : *Theileria annulata*, *Borrelia turcica*, *Rickettsia spp.* et *Borrelia burgdorferi* (ANAMARIA, 2012).

Dans les études menées en Algérie, cette espèce de tique a été révélée comme étant un vecteur de plusieurs agents pathogènes affectant à la fois les humains et les animaux. Parmi ces pathogènes figurent l'infection par *Rickettsia aeschlimannii*, la fièvre hémorragique de Crimée-Congo, ainsi que l'infection par *Hemolivia mauritanica* (AOURAGH et al., 2020).

### **3.1.3. Inventaire des ectoparasites trouvés sur le corps des *Jaculus orientalis* capturés à Djelfa**

Pendant cette recherche, nous avons identifié deux espèces des acariens : *Ornithonyssus bacoti*, *Dermanyssus gallinae*, et une espèce de poux : *Eulinognathus aculeatus* sur *jaculus orientalis*. Nous avons observé un total des 4 individus d'acarien et 7 individus des poux, répartis entre ces trois espèces. *Eulinognathus aculeatus* était la plus abondante, avec 7 individus (59,0%), suivie de *Ornithonyssus bacoti* avec 4 individus (33,0%) et enfin *Dermanyssus gallinae* avec 1 individu (8,0%). ISLAM et al. (2021) dans leur examen a révélé la présence de 134 espèces de rongeurs dans les pays du Moyen-Orient, dont 73% appartiennent à trois espèces, à savoir *Laelaps nuttali* (29,0%), *Ornithonyssus bacoti* (34,0%) et *Radfordia ensifera* (10,0%). Alors que *Ornithonyssus bacoti* et *Laelaps nuttali* étaient les acariens les plus signalés. *Polyplax spinulosa* représentait 88,8% du nombre total de poux et a été signalé dans 25 articles provenant d'Égypte, d'Iran, du Koweït, de Palestine et d'Arabie saoudite. HAPPOLD (2009) à travers son étude, il a montré comme les ectoparasites n'ont pas été facilement observés, l'incidence de l'infection n'est pas connue. Les tiques, *Hyalommine sp.* (dét. H. Hoogstraal) ont été trouvés surtout sur le nez et la tête. Il a



enregistré *Hyoluninia sp.* (Tique), *Xenopsylla cheopis* (puce), *Bdéliomyssus bacoti* (acarien) et *Polyplax abyssinica* (pou) de *Jaculus jaculus* en Égypte.

Divers autres agents pathogènes zoonotiques ont été identifiés à partir de puces, d'acariens et de tiques transmis par les rongeurs, tels que *Bartonella sp.*, *Coxiella burnetii* et *Rickettsia sp.* (LOFTIS et al., 2006). Les rongeurs portent également de nombreux ectoparasites tels que les poux, les puces, les tiques et les acariens, associés à des conditions telles que le faible statut socio-économique, les conflits armés, les crises alimentaires, les événements climatiques comme les inondations, ainsi que les changements environnementaux. Ces facteurs favorisent la transmission d'agents pathogènes entre les populations humaines et animales (MEERBURG et al., 2009 ; EMENZA et MENNE, 2009).

Selon ALEXANDRE et al. (2022), la bactérie intracellulaire obligatoire *Rickettsia typhi* est principalement connue comme l'agent responsable du typhus endémique chez l'homme, une maladie répandue à travers le monde. Cette bactérie peut être transmise à un hôte mammifère par la piqûre d'une puce ou d'un pou infecté. En milieu naturel, environ 300 espèces d'animaux sauvages et domestiques, notamment les rongeurs tels que les rats, les marmottes, les écureuils terrestres, les campagnols et les gerbilles, sont des porteurs potentiels de la bactérie *Yersinia pestis*.

### **3.2. Inventaire des endoparasites trouvés dans les corps des petits vertébrés étudiés**

#### **3.2.1. Inventaire des endoparasites trouvés dans le corps du Hérisson du désert et du Hérisson d'Algérie capturés à Djelfa**

En ce qui concerne les endoparasites, nous avons identifié dans les excréments du Hérisson du désert cinq espèces appartenant à cinq ordres et cinq familles différentes. À Tlilat, nous avons pu comptabiliser une seule espèce *Angusticaecum sp.* Et *Eimeria sp.* dans la station Boudib. De plus, à Moudjebara, nous avons également identifié trois espèces *Paraspidodera sp.*, *Trichuris sp.* et *Taenia sp.* Dans la région de Djelfa, nous avons constaté que parmi les 9 échantillons de crottes du hérissons *Atelerix algirus* et *Paraechinus aethiopicus* collectés, l'espèce *Eimeria sp.* affectait 100% des échantillons, suivie par *Trichuris sp.* et *Angusticaecum sp.* avec un taux d'infestation de 50%. Les œufs *Paraspidodera sp.*, de *Taenia sp.* présentaient une prévalence de 16,6%.

ZOUREIGUE SIHAM et al. (2022) dans leurs études parmi les espèces des endoparasites qui possèdent une prévalence élevée *Eimeria sp.* avec un taux de 25 %, elle est suivie par *Paraspidodera sp.* (12,5%) et *Strongyloides sp.* (12,5%). Par ailleurs à Messâad, *Eimeria sp.*,

*Paraspidodera* sp. et *Cooperia* sp. sont représentées chacune par un seul individu infesté par ces parasites (14,3%). OTHMANI BEN OTHMANE et OTHMANE (2020) rapportent à Dar Chioukh près de Djelfa une prévalence de 83,3% pour les espèces *Physalopteroides* sp. et *Paraspidodera* sp. chez *Paraechinus aethiopicus* à Messâad. Ensuite, l'espèce *Strongyloides* sp. a été observée à une prévalence de 66,7%. MANSOURI (2017), qui a étudié les parasitoses de *Paraechinus aethiopicus* à El Maâlba, a observé que l'espèce d'endoparasite la plus fréquemment détectée était *Eimeria* sp., avec une prévalence de 57,1%. Elle était suivie par *Isospora* sp. (42,9%) et *Moniliformis* sp. (42,9%).

Dans leur étude sur les parasites internes de *Paraechinus aethiopicus* à Djelfa, FRID et GUEDIM (2016) notent que *Eimeria* sp. présente la prévalence la plus élevée, atteignant 90,0%. Elle est suivie par une espèce non identifiée de coccidie avec une prévalence de 40,0%.

KHALDI et al. (2012) ont mené une étude sur les endoparasites (helminthes et coccidiens) chez les hérissons *Atelerix algirus* et *Paraechinus aethiopicus*. Ils ont identifié chez *Atelerix algirus* les espèces suivantes : *Physaloptera clausa* (64,0%), *Gongylonema mucronatum* (36,0%), *Physaloptera* sp. (36,0%), *Moniliformis* sp. (32,0%), *Acanthocephala* sp. (20,0%) et *Spirura rytipleurites* (24,0%). Pour *Paraechinus aethiopicus*, ils ont observé *Physaloptera clausa* (64,7%), *Pterygodermatites plagiostoma* (35,3%), *Moniliformis* sp. (29,4%), *Gongylonema mucronatum* (17,7%), *Acanthocephala* sp. (17,7%) et *Physaloptera* sp.

### **3.2.2. Inventaire des endoparasites trouvés dans le corps des *Testudo graeca* capturés à Djelfa**

L'analyse des espèces endoparasites retrouvées dans les fèces de la tortue grecque (*Testudo graeca*) capturé à Tlilat, Boudib et Moudjebara a permis d'identifier sept espèces réparties entre sept ordres, sept familles et sept genres distincts, avec une espèce par genre. À Tlilat, deux espèces ont été identifiées : *Angusticaecum holopterum* et *Oxyuris* sp. De même, à Boudib, 6 espèces ont été répertoriées : *Trichostrongylus* sp., *Angusticaecum holopterum*, *Oxyuris* sp., *Tachygonetria* sp., *Fasciola* sp., *Ancylostoma* sp. Par ailleurs à Moudjebara nous avons recensé quatre espèces : *Angusticaecum holopterum*, *Oxyuris* sp., *Fasciola* sp., *Nematodirus* sp. Nous avons observé que parmi les 31 échantillons de fèces de tortues grecques collectées dans la région de Djelfa, une prévalence de 100% était affectée par l'espèce *Angusticaecum holopterum*, (œufs), suivie par *Oxyuris* sp. (œufs) avec un taux d'infestation de 50%. Puis les œufs des *Ancylostoma* sp. avec une prévalence 27,3%. et 18,2% des œufs *Tachygonetria* sp. YAHIAOUI (2019) a observé la prédominance de deux espèces

principales, à savoir *Ascaris* sp. (œufs) et *Tachygonetria* sp. (œufs). Dans la région d'Ain Defla, parmi les 23 échantillons de fèces de tortues grecques analysés, une prévalence de 87,0% a été constatée pour *Tachygonetria* sp. (œufs), suivie de *Parapharyngodon* sp. (œufs) avec un taux d'infestation de 65,2% et *Ascaris* sp. avec 21,7%.

Hallinger, MJet al. (2018) dans leurs études les échantillons de faces de tortues analysés révélait une diversité notable d'endoparasites, avec la détection de dix taxons différents. Les nématodes oxyuridés, tels que *Tachygonetria spp.*, étaient les parasites les plus fréquemment observés dans les échantillons fécaux (43,18 %), suivis par *les ascaris (Angusticaecum spp.)* (0,01 %), *Hexamita spp.* (0,007 %), *Balantidium spp.* (0,007 %), *trichomonas* (0,004 %), *Strongyloides spp.* (0,003 %), *Entamoeba spp.* ((0,005 %), et *Hartmannella spp.* (0,001 %). CERVONE et al. (2016), dans leurs recherches, il a été constaté que les tortues maintenues en captivité présentaient une prévalence très élevée d'infections par des *oxyurides*. Les résultats ont montré une prévalence élevée d'*oxyurides* observée chez les tortues étudiées (43,2%), et une prévalence encore plus élevée a été enregistrée chez les tortues disséquées (57,1%). Les *oxyurides*, ou oxyures, sont fréquemment rapportés chez les tortues. Selon FORSTNER (1960) les infections par les *Oxyurida* ont des effets pathogènes relativement mineurs sur les tortues qu'ils parasitent. Les caractéristiques spécifiques du gros intestin des tortues suggèrent que ces nématodes ont évolué pour s'adapter au micro habitat intestinal de la tortue. Cela pourrait maintenir un équilibre dans les interactions entre le parasite et l'hôte. Cependant, les infections massives aux oxyurides peuvent entraîner une malabsorption grave, notamment des symptômes cliniques tels que l'anorexie et la diarrhée, l'impaction, la perte de poids chronique et même la mort subite. De plus, les infections par les oxyurides étaient souvent associées à d'autres maladies factorielles associées telles qu'une dégénérescence hépatique. Les infections par les oxyurides peuvent entraîner une malabsorption entérale du calcium chez les tortues. Les infections par les oxyurides chez les tortues juvéniles peuvent également entraîner une grave carence en calcium (HALLINGER al., 2018).

# **Conclusion et perspectives**

## Conclusion et perspectives

Dans cette étude, notre objectif était de recenser les ectoparasites et les endoparasites présents chez les Rodentia (*Jaculus orientalis*), les tortues grecques (*Testudo graeca*), les hérissons du désert et d'Algérie (*Paraechinus aethiopicus* et *Atelerix algirus*), ainsi que les chiroptères (*Pipistrellus kuhlii*) dans quatre stations à Djelfa : Tlilat, Boudib, Testara et Moudjebara. Les résultats obtenus nous fournissent des informations sur la répartition des rongeurs, des hérissons, des tortues et des chauves-souris selon les stations. Ils sont essentiels pour étudier les parasites externes et internes, en évaluant leur influence sur les populations de tortues, hérissons, rongeurs et chauves-souris, et donnant les risques de transmission des germes (bactéries et virus) par les ectoparasites.

Cet inventaire a été mené sur une période allant de février à mai 2024. Nous avons capturé 7 individus de Rodentia (*Jaculus orientalis*), 9 individus du Hérisson du désert (*Paraechinus aethiopicus*), un individu d'*Atelerix algirus*, 31 individus de tortues grecques (*Testudo graeca*) et 12 individus de chauves-souris la Pipistrelle de Kuhl (*Pipistrellus kuhlii*). Les ectoparasites des Rodentia ont été dénombrés à 11 individus, tandis que chez les hérissons, 94 ectoparasites ont été dénombrés. Chez les tortues, 185 individus de tiques ont été collectés et enfin, chez les chauves-souris, un seul individu d'ectoparasite a été trouvé.

Chez *Jaculus orientalis*, nous avons identifié deux espèces d'acariens : *Ornithonyssus bacoti* et *Dermanyssus gallinae*, ainsi qu'une espèce de poux *Eulinognathus aculeatus*, montrant une prévalence de 14,3%. Chez les hérissons du désert, nous avons recensé 7 espèces d'ectoparasites sur le corps de ce micromammifère, dont 5 espèces de tiques (*Haemaphysalis sulcata*, *Rhipicephalus turanicus*, *Haemaphysalis erinacei*, *Rhipicephalus sanguineus*, *Hyalomma aegyptium*) et 2 espèces de puces (*Xenopsylla cheopis*, *Archaeopsylla erinacei*). Au total, nous avons dénombré 94 ectoparasites répartis entre 7 espèces. À Boudib, toutes les espèces de tiques et de puces montrent une prévalence élevée, atteignant 100 % avec un individu. En revanche, à Tlilat, les tiques (*Haemaphysalis sulcata*, *Haemaphysalis erinacei*, *Hyalomma aegyptium*), ainsi que les puces (*Xenopsylla cheopis*, *Archaeopsylla erinacei*) ne montrent aucune prévalence détectée, tandis que *Rhipicephalus sanguineus* présente une prévalence moyenne de 50 % avec 2 individus. Par ailleurs à Moudjebara, la prévalence de la tique *Rhipicephalus sanguineus* est nulle, tandis que *Haemaphysalis sulcata*, *Rhipicephalus turanicus*, *Rhipicephalus sanguineus* et *Hyalomma aegyptium* présentent une prévalence moyenne de 50 % avec 6 individus.

Chez la tortue grecque (*Testudo graeca*), nous avons enregistré une espèce de tique sur le corps des tortues (*Hyalomma aegyptium*). Au total, nous avons dénombré 185 tiques avec une espèce, et nous avons remarqué une fréquence élevée pour *Hyalomma aegyptium* avec 4 individus, soit 100 %. Pour la chauve-souris (*Pipistrellus kuhlii*), nous avons observé une seule espèce d'ectoparasite dans la région de Testara, il s'agit de *Cimex* sp.

En ce qui concerne les endoparasites, nous avons identifié dans les matières fécales des hérissons du désert et d'Algérie cinq espèces appartenant à cinq ordres et cinq familles différentes. À Tlilat, nous avons observé la présence d'une seule espèce, *Angusticaecum* sp., tandis qu'à Boudib, nous avons identifié *Eimeria* sp. À Moudjebara, trois espèces ont été relevées : *Paraspidodera* sp., *Trichuris* sp., et *Taenia* sp. Chez les deux espèces de hérissons, les endoparasites présentant une prévalence élevée sont principalement *Eimeria* sp., avec une prévalence de 100 %. Elle est suivie par *Trichuris* sp. et *Angusticaecum* sp., chacune ayant une prévalence de 50,0%. Enfin, *Paraspidodera* sp. et *Taenia* sp. ont été identifiées chez un seul individu infesté pour chacun de ces parasites, ce qui correspond à une prévalence de 16,6%.

L'analyse des espèces endoparasites retrouvées dans les fèces des tortues grecques (*Testudo graeca*) capturées à Tlilat, Boudib et Moudjebara a permis d'identifier sept espèces réparties entre sept ordres, sept familles et sept genres distincts, avec une espèce par genre, il s'agit de *Angusticaecum holopteron*, *Tachygonetria* sp., *Oxyuris* sp., *Trichostrongylus* sp., *Fasciola* sp., *Ancylostoma* sp., et *Nematodirus* sp. Parmi les 31 échantillons de fèces de tortues grecques collectées dans la région de Djelfa, une prévalence de 100% était observée pour l'espèce *Angusticaecum holopteron* (œufs), suivie par *Oxyuris* sp. (œufs) avec un taux d'infestation de 50%. Les œufs d'*Ancylostoma* sp. présentaient une prévalence de 27,3 % et ceux de *Tachygonetria* sp. étaient présents à 18,2 %.

Les résultats ont indiqué une forte infestation des quatre espèces de petits vertébrés par des ectoparasites et une infection par des parasites internes. Étant donné que ces ectoparasites peuvent potentiellement transmettre certains agents pathogènes, il est crucial de mener davantage d'études pour explorer différentes zones à Djelfa. Il serait également bénéfique de poursuivre cette recherche de manière prospective dans d'autres régions où ces petits vertébrés et d'autres espèces abondent. De plus, il est opportun de développer un réseau officiel de surveillance des maladies infectieuses émergentes en Algérie. Enfin, il serait essentiel d'examiner les facteurs abiotiques du milieu tels que les conditions environnementales et climatiques qui pourraient influencer la dynamique de population des ectoparasites.

# **Références bibliographiques**

## Références bibliographiques

1. ALEXANDRE A. KIRILLOV et al. (2022). Parasites, bactéries et virus du loir comestible *Glis glis* (Rodentia : Gliridae) dans le Paléarctique occidental. *Journal de la Biodiversité des parasites chez les vertébrés de la faune sauvage*. 14 (7), 562.; <https://doi.org/10.3390/d14070562>
2. ALLEN A.V.H. et RIDLEY D.S. (1970). Further observations on the formol ether concentration technique for fecal parasites. *J. Clin. Pathol.* 23: 545-546.
3. AMARGA A.K.S., SUPSUP C.E., TSENG H., KWAK M.L. et LIN S. (2022). The Asian Turtle Tick *Amblyomma Geoemydae* Cantor, 1847 (Acari: Ixodidae) in the Philippines: First Confirmed Local Host and Locality with a Complete Host Index. *Ticks and TickBorne Diseases* 13.
4. ANAMARIA I PAȘTIU et al. (2012). Zoonotic pathogens associated with *Hyalomma aegyptium* in endangered tortoises: evidence for host-switching behaviour in ticks? *International Journal for Parasitology. Parasit Vectors.* 5 : 301. <https://doi.org/10.1186%2F1756-3305-5-301>
5. ANDRUE A.C., DIAZ-PANIAGUA C., KELLER C., SLIMANI T., EL-MOUDEN H. (2004). *Testudo graeca*. *Manouria*, 7(22), pp. 17-18.
6. AOURAGH H., CHAIBI R., SI BACHIR A. (2020). Infestation modalities of *Hyalomma aegyptium* (Acari, oxydidae) on the spur-thighed tortoise *Testudo graeca* in semiarid areas of Algeria. *Vie & Milieu* 70 (2), 99-105.
7. AUDRA P.H., BARRIQUAND L., BIGOT J., CAILHOL D., CAILLAUD H., VANARA N., JEAN- NOBECOURT C., MADONIA G., VATTANO M., RENDA M. (2016). L'impact méconnu des chauves-souris et du guano dans l'évolution morphologique tardive des cavernes. *Karstologia*, 68 : 1-20.
8. AULAGNIER S. (2004). "Informations sur les espèces - *Jaculus orientalis*" (En ligne). Liste rouge UICN 2004 des espèces menacées. <http://www.redlist.org/search/details.php?species=10913>
9. AULAGNIER, S., HAFFNER, P., MITCHELL-JONES, A.J., MOUTOU, F. et ZIMA, J. (2020). Mammifères d'Europe, d'Afrique du Nord et du Moyen-Orient. Nouvelle éd. Mise à jour et augmentée. Paris : Delachaux et Niestlé. ISBN 978-2-603-02742-4.



10. BABAALI N. et al. (2019). Recherche des ectoparasites du hérisson d'Algérie (*Atelerix algirus*) dans la région de Sidi Naamane (Tizi-Ouzou). Mém. Master parasitologie, Fac. Sci. Natu. Vie, Univ. MOULOUD MAMMERI DE TIZI-OUZOU, 68 p.
11. BARDA B.D., RINALDI L., IANNIELLO D., ZEPHERINE H., SALVO F., SADUTSHANG T., CRINGOLI G., CLEMENTI M. and ALBONICO M., (2013). MiniFLOTAC, an Innovative Direct Diagnostic Technique for Intestinal Parasitic Infections: Experience from the Field. *PLOS NEGL. TROP. DIS.* 7 (8): 1-7.
12. BEIDANE et al. (2021). Diagnostic des parasites des chiroptères de la région de Chiffa (Parc National de Chréa). A Blida. Mém. Master. Parasitologie, Fac. Sci. Nat. & Vie, Univ. SAAD DAHLEB. Blida 1, 98 p.
13. BEZERRA S., ANTONIO M., SGRIO G., MENDOZA-ROLDAN J.A., KHEDRI J., CAMARDA A., IATTA R., SAZMAND A., OTRANTO D. (2021). Ectoparasites of Hedgehogs: From Flea Mite Phoresy to Their Role as Vectors of Pathogens. *International Journal for Parasitology. Parasites and Wildlife* 15: 95-104. <https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2021.04.009>
14. BILONG-BILONG C.F. et NJINE T. (1998). Dynamique de populations de trois monogènes parasites d'*Hemichromis fasciatus* (Peters) dans le lac municipal de Yaoundé et intérêt possible en pisciculture intensive. *Sci. Et Vie*, 34 : 295-303.
15. BITAM I. et al. (2012). Vectors of rickettsiae in Africa. *Ticks Tick Borne Dis.* Vol (5-6) :6-382.
16. BLANCON J. (2000). Histoire de la surveillance et du contrôle des maladies animales transmissibles. Office international des épizooties, Paris. France.
17. BLONDEL J. (1975). Analyse des peuplements d'oiseaux d'eau. Elément d'un diagnostic écologique. I : La méthode des échantillonnages fréquents progressifs (E.F.P). *Terre et Vie* 29 : 533-589.
18. BOUATTOR A. (2002). Clé dichotomique et identification des tiques (Acari, Ixodidae) parasite du bétail au Maghreb. *Archs. Inst. Pasteur Tunis*, 79 : 43-50.
19. BOUSSARIE D. (2021). L'univers sensoriel des tortues. *Bulletin de l'Académie vétérinaire de France*. 2021. Vol. 174, pp. 205- 214.
20. BRUYÈRE-MASSON V., BOURHY H, MOUTOU F. (2002). La rage des Chiroptères en Franc, *Vol.155, n°3-4* : 239-244.

21. BUSH A.O., LAFFERTY K.D., LOTZ J. M. and SHOSTAK A.W. (1997). Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. Revisited. *J. Parasitol.*, 83, 575-583.
22. CERVONE M., FICHI G., LAMI A., LANZA A., DAMIANI G. M., and PERRUCCI S. (2016). Internal and External Parasitic Infections of Pet Reptiles in Italy. *Journal of Herpetological Medicine and Surgery*, 26(3-4), 122–130. doi :10.5818/1529-9651-26.3-4.122
23. CHALINE J., BAUDVIN H., JAMMOT D. et SAINT GIRONS M. C. (1974). Les proies des rapaces, petits mammifères et leur environnement. Ed. Doin, Paris, 141 p.
24. CHARLOTTE M., GRONS S., PETTER E. (1965). Les rongeurs du Maroc. *Bulletin de l'Institut Scientifique Chérifien -Rabat*.
25. CHERGUI B., RODRIGUEZ-CARO R. C., GRACIA E., FAHD S. & SANTOS X. (2019). Population density of the spur-thighed tortoise *Testudo graeca* declines after fire in north-western Africa. *PLOS ONE*, 14(8), e0220969. doi:10.1371/journal.pone.0220969
26. CHEYLAN (1990). Patterns of Pleistocene turnover, current distribution and speciation among Mediterranean mammals. In *biogeography of Mediterranean invasion*. Cambridge Univ. press, New York: 227 – 262.DOI: 10.1016/j.ttbdis.2012.10.011.
27. DIAZ-PANIAGUA C. (2009). *Tortuga mora – Testudo graeca* Linnaeus, 1758. La tortue grecque (*Testudo graeca* Linné). *Revue d'Ecologie Terre et Vie*, (3), 128-137.
28. DOBOSZYNSKA T., ZUROWSKI W. (1981). Etudes anatomiques des organes génitaux mâles du castor européen *Acta Thériologique.*, 26 (1981), pages 331 à 340.
29. DUVALLET G., FONTENILLE D. ET VINCENT R. (2017). *Entomologie médicale et vétérinaire*. [Marseille : IRD Éditions,439-449).
30. EMENZA J.C., MENNE B. (2009). Changement climatique et maladies infectieuses en Europe. *Lancet Infecter. Dis* ;9 : 365-375. Est-ce que je : 10.1016/S1473-3099(09)70104-5.
31. ESTRADA-PENA A., BOUATTOUR A., CAMICAS J.L. and WALKER A.R. (2004). Ticks of domestic animals in the Mediterranean region: a guide to identification of species. University of Zaragoza, Ibérie, Sapins, 131 p.
32. FLAQUER C., TORRE I., ARRIZABALAGA A. (2007). Comparison of sampling methods for inventory of bat communities. *Journal of Mammalogy*. Vol 88 (2) : 526-533.

33. FORSTNER M. (1960). Ein Beitrag zur Kenntnis parasitischer Nematoden aus griechischen Landschildkröten. Zeitschrift für Parasitenkunde, 20(1). doi:10.1007/bf00259580
34. FRID S. et GUEDIM F. (2016). Contribution à l'étude des parasites externes et internes Des micromammifères dans la région de Had Sahari et Sersou (Djelfa). Mém. Master Parasitologie, Fac. Sci. Natu. Vie, Univ. Djelfa, 68 p.
35. GAËLLE C. (2019). Ectoparasites des hérissons d'Europe (*Erinaceus europaeus*) admis au centre de soins de la faune sauvage de l'ENVN en 2018 : identification et recherche d'agents pathogènes d'intérêt médical et vétérinaire. Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, École Nationale Vétérinaire de Toulouse – ENVN, 2019, 90 p.
36. GE X.Y., LI J.L., YANG X.L., CHMURA A.A., ZHU G., EPSTEIN J.H., MAZET, J.K., HU B., ZHANG W., PENG C., ZHANG Y.J., LUO C.M., TAN B., WANG N., ZHU Y., CRAMERI G., ZHANG S.Y., WANG L.F., DASZAK P. and SHI Z.L. (2013). Isolation and characterization of a bat SARS-like coronavirus that uses the ACE2 receptor. Nature, 503 (7477): 535-53.
37. GEFFRAY L. et PARIS C. (2001). Risques infectieux des animaux de compagnie. Médecine et Maladies Infectieuses, 31, 126-142.
38. GHARBI M., RJEIBI R., ROUATBI M., MOEZ M., AMAIRIA S., AMDOUNI Y., BOUSSAADOUN M.A. (2015). Infestation of the Spur-Thighed Tortoise (*Testudo Graeca*) by *Hyalomma Aegyptium* in Tunisia. Ticks and Tick-Borne Diseases 6 (3): 352-355.
39. GRACIÁ E., VARGAS-RAMÍREZ M., DELFINO M., ANADÓN J. D., GIMÉNEZ A., FAHD S. and FRITZ U. (2017). Expansion after expansion: dissecting the phylogeography of the widely distributed spur-thighed tortoise, *Testudo graeca* (Testudines: Testudinidae). Biological Journal of the Linnean Society, 121(3), 641–654.
40. GRASSE P. (1955). Traité de zoologie - Anatomie, systématique, biologie. Tome XVII, Mammifères : les ordres, anatomie, éthologie, systématique. Ed. Masson et Cie, Paris, 2300 p
41. GRAUR D., HIDE W.A., LI W.H. (1991). Le cobaye est-il un rongeur ? Nature 351 :649-652).

42. HACHI I.H. et al. (2023). Contribution à l'étude des parasites externes de la Tortue Grecque *Testudo graeca* Linné, 1758 (Reptilia, Testudines) et le Hérisson du désert *Paraechinus aethiopicus* (Ehrenberg, 1833) (Rodentia, Insectivora) dans quelques localités à Djelfa. Mém. Master parasitologie, Fac. Sci. Natu. Vie, Univ. Ziane Achour – Djelfa, 57 p.
43. HADOU-SANOUN G., ARAB A., LEK-ANG S. & LEK S. (2012). Impact de *Ligula intestinalis* (L.1758) (Cestode) sur la croissance de *Barbus setivimensis* (Cyprinidae) dans un système lacustre Algérien. Comptes Rendus Biologies, 335(4), 300–309.
44. HAJIPOUR N., TAVASSOLI M., GORGANI-FIROUZJAEI T., NAEM S., POURREZAB., BAHRAMNEJAD K., ARJMAND J. (2015). Hedgehogs (*Erinaceus Europaeus*) as a Source of Ectoparasites in Urban-Suburban Areas of Northwest of Iran. Journal of Arthropod-Borne Diseases 9 (1): 98-103.
45. HALLINGER M.J., TAUBERT A., HERMOSILLA C. et MUTSCHMANN F. (2018). Apparition d'infections à protozoaires et à helminthes compromettant la santé chez des tortues élevées comme animaux de compagnie en Allemagne. Parasites et vecteurs, 11(1). Est-ce que je :10.1186/s13071-018-2936-z
46. HAPPOLD D.C.D. (2009). Biology of the jerboa, *Jaculus jaculus butleri* (Rodentia, Dipodidae), in the Sudan. Journal of Zoology, 151(2), 257–275. doi:10.1111/j.1469-7998.1967.tb02114.x
47. HENRIKSEN S.A. and POHLENZ J. (1981). Staining of cryptosporidia by a modified Ziehl-Neelsen technique. Acta Vet. Scand., 22: 594-596.
48. HOOPER E. et EL HILALI M. (1972). Régulation de la température et habitudes chez deux espèces de Gerboise, genre *Jaculus*. Journal de Mammalogie, 53 : 574-593.
49. HUCHON D., MADSEN O., SIBBALD M.J.J.B., AMENT K., STANHOPE M.J., CATZEFLIS F., DOUZERY E.J.P. (2002). Rodent Phylogeny and a Timescale for the Evolution of Glires: Evidence from an Extensive Taxon Sampling Using Three Nuclear Genes. Molecular Biology and Evolution, 19(7), 1053–1065.
50. ISLAM M.M., FARAG E., ELTOM K., HASSAN M.M., BANSAL D., SCHAFFNER F., MKHIZE-KWITSHANA Z. (2021). Ectoparasites de rongeurs au Moyen-Orient : une revue systématique et une méta-analyse. Pathogènes, 10(2), 139. Est-ce que je:10.3390/pathogens10020139
51. KAENKAN W., NOOMA W., ISMAAE C., BAIMAI V., WACHAREEPORN T., et AHANTARIG A. (2020). Reptile-Associated *Borrelia* spp. In Amblyomma Ticks, Thailand. Ticks and Tick-Borne Diseases 11 (1): 101-315.

52. KAR S., RODRIGUEZ S.E., AKYILDIZ G., CAJIMAT M.N.B., BIRCAN R., MEARS M.C., BENTE D.A. et KELES A.G. (2020). Crimean-Congo Hemorrhagic Fever Virus in Tortoises and *Hyalomma aegyptium* Ticks in East Thrace, Turkey: Potential of a Cryptic Transmission Cycle ». *Parasites & Vectors* 13 (1): 201-206.
53. KETTLE D.S. (1984). *Medical and Veterinary Entomology*. Wallingford: CAB international 658 p.
54. KHALDI M., TORRES J., BENYETTOU M., BARECH G., BICHE M., KERNIF T., RAOULT D. and PAROLA P. (2012). Rickettsiae in arthropods collected from the North African Hedgehog (*Atelerix algirus*) and the desert hedgehog (*Paraechinus aethiopicus*) in Algeria. *Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases*. 35 : 117-122.
55. KIRMIZ J. (1962). *Adaptation à l'environnement désertique : une étude sur la gerboise, le rat et l'homme*. Londres: Butterworth & Co.
56. KOWALSKI K. et RZEBIK-KOWLSKA B. (1991). *Mammals of Algeria*. Ed Ossodineum, Wroclaw, 353 p.
57. LAIDOUDI A. et al. (2022). Identification des tiques dans une population des tortues *Testudo graeca* et l'étude de quelques facteurs affectant ce parasitisme. Master parasitologie, Fac. Sci. Natu. Vie, Univ. É Mohamed Khider de Biskra, 39 p.
58. LEROY E.M., KUMULUNGUI B., POURRUT X., ROUQUET P., HASSANIN A., YABA P., DÉLICAT A., PAWESKA J.T., GONZALEZ J.P., SWANEPOEL R. (2005). Fruit bats as réservoirs of Ebola virus. *Nature* ; 438(7068) :575-6.
59. LOFTIS A.D., REEVES W.K., SZUMLAS D.E., ABBASSY M.M., HELMY I.M., MORIARITY J.R., DASCH G.A. (2006). Surveillance des puces égyptiennes à la recherche d'agents importants pour la santé publique : *Anaplasma*, *Bartonella*, *Coxiella*, *Ehrlichia*, *Rickettsia* et *Yersinia pestis*. *Suis. J. Trop. Méd. Hyg.* 75 : 41 48. Est-ce que je : 10.4269/ajtmh.2006.75.41
60. MADOU B.E.M., SAKRAOUI F., HOUHAMDI M. et BOUSLAMA Z. (2014). Caractérisation et dynamique des peuplements de puces de la faune sauvage et domestique : impact sur la santé. *Entomologie faunistique-Faunistic Entomology*.
61. MANSOURI H. (2017). Contribution à l'étude des parasitoses (parasites externe et internes) des micromammifères à El Maâlba (Djelfa). Mém. Master. Parasitologie, Fac. Sci. Nat. & Vie, Univ. Djelfa, 69 p.
62. MARCHAND B. (2014). *Parasitologie : Parasites et biodiversité*. Ellipses. Paris. 295 p.

63. MCARTHUR S. WILKINSON R., MEYER J. (2004). *Medicine and surgery of tortoises and turtles*. Oxford, Malden, MA: Blackwell Pub
64. MCCARTHY J. et MOORE T.A. (2000). Zoonoses helminthiques émergentes. *Journal international de parasitologie*, 30(12-13), 1351-1359.
65. MEDDOUR-BOUDERDA K. et MEDDOUR A. (2006). Clés d'identification des Ixodina (Acarina) d'Algérie. *Sci. Et Techno. C*. 24 : 32-42.
66. MEERBURG B.G., SINGLETON G.R., KIJLSTRA A. (2009). Maladies transmises par les rongeurs et leurs risques pour la santé publique. *Critique. Révérend Microbiol.* 35 : 221-270. Est-ce que je : 10.1080/10408410902989837.
67. MESSIEUX N. (2019). Le hérisson, animal de la forêt qui n'y vit peut-être pas ou plus. *Revue forestière française*, 71(4-5), 449-464. <https://doi.org/10.4267/2042/70826>,
68. MITCHELL-JONES A.J. et ROBERTSON C.J. (2004). Bats and the law. In *Bat Worker's Manuel*, 3rd ed. (edited by A.J. Mitchell-Jones & A.P. McLeish). Joint Nature Conservation Committee: 1122.
69. NAJJAR C., KAABI B., YOUNSI H., PETRETTO M., RIORDAN P., ZHIOUA E. (2020). Ticks parasitizing the spur-thighed tortoise (*Testudo graeca*) population of Tunisia. *Journal of Wildlife Diseases*, 56 (4). <https://doi.org/10.7589/2019-09-219>.
70. NSALAMBI-NSUKA S., KABAMBA-MWAMBA M.W., MBALE-PEMBÉLÉ Y., KABAMBI-NGABU P., MAKUMBU-LUBAMBA T., MPIANA-TSHIPAMBE S., MASUMU-MULUMBU J. (2019). "Identification et Ecologie des Tiques Infestant les Bovins et les Ovins dans les Ecosystèmes de Savane et de Forêt à l'Ouest de la République Démocratique du Congo (RDC)". 2410-4299, une revue internationale)
71. OTHMANI BEN OTHMANE N. et OTHMANE S., (2020). Contribution à l'étude des parasites externes et internes de la Tortue grecque *Testudo graeca* Linné, 1758 (Reptilia, Testudines) et le Hérisson du désert *Paraechinus aethiopicus* (Ehrenberg, 1833) (Rodentia, Insectivora) à Djelfa. *Mém. Master. Parasitologie, Fac. Sci. Nat. & Vie, Univ. Djelfa*, 64 p.
72. PATTERSON B.D., WILLIG M. R. & STEVENS R.D. (2003). Trophic strategies, niche partitioning, and patterns of ecological organization. In *Bat ecology*, eds. T. H. Kunz & M. B. Fenton. *Bat Ecology*. The University of Chicago Press, Chicago :536-579.

73. PETTER F. (1987). Particularités écologiques et physiologiques des rongeurs désertiques. In : Bulletin de l'Académie Vétérinaire de France tome 140 n°2, pp. 159-163.
74. PETTETT C., MACDONALD W.D., AL-HAJIRI A., AL-JABIRY H. et YAMAGUCHI N. (2020). Caractéristiques et démographie d'un hérisson éthiopien en liberté, *Paraechinus aethiopicus*, population du Qatar. *Animaux*, 10(6), 951. Est-ce que je :10.3390/ani10060951
75. PICARD-MEYER E., SERVAT A., ROBARDET E., MOINET M., BOREL C., CLIQUET F., (2013). Isolation of Bokeloh bat lyssavirus in *Myotis nattereri* in France. *Arch Virol.*, 158, 2333-2340.
76. PONEL (1983). Contribution à la connaissance des communautés des arthropodes psammophiles de l'isthme de Genieus. *Trav. Sci, parc natio. Port-Cros.* 9 : 149-142.
77. PRICE P.W. (1980). *Evolutionary biology of parasites* (Vol. 15). Princeton University Press. Princeton, new jersey, 256 p.
78. RAHARIMANGA V., ARIEY F., CARDIFF S.G., GOODMAN S.M., TALL A., ROUSSET D. et ROBERT V. (2003). Hémoparasites des chauves-souris à Madagascar. *Arch. Inst. Pasteur de Madagascar* 69(1-2): 70-76.
79. RAMADE F. (1984). *Eléments d'écologie – Ecologie fondamentale*. Ed. Mc Graw-Hill, Paris, 397 p.
80. RAYMOND R. (2003). Les étapes importantes pour la réalisation d'une coprologie parasitaire. *Spectra biologie*, 133 :49-54. ROBERT V. (2010). Puce, pathogène vectorise et maladies associée, module d'écoledoctorale : *Biologie et contrôle des vecteurs*. Montpellier, 24 p.
81. REBHI A. et SAILAA A. (2013). Contribution à l'inventaire des arthropodes parasites (Tiques, puces et poux) sur quelques espèces de mammifère à Djelfa. *Mém. Master Parasitologie, Fac. Sci. Natu. Vie, Univ. Djelfa*, 63 p.
82. REGUIEG F.K. et al. (2018). Contribution à l'identification des parasites internes des micromammifères à Ain Maâbed et Moudjbara (Djelfa). *Master Parasitologie, Fac. Sci. Nat. & Vie, Univ. Djelfa*, 62 p.
83. SAKRAOUI F., BOUKHEROUFA M., SAKRAOUI W., MADOU M.E.B. (2014). Ectoparasitic ecology of Algerian hedgehog *Ateleris algirus* (Lereboullet, 1842) (Erinaceidae, Mammalia) in some localities of Edough Mountain (W. Annaba, Northeast Algeria). *Advances in Environmental Biology*, 8 (21): 217-22.

84. STOETZEL E., OHLER A.M., DELAPRE A. et al. (2012). Inventaire des petits vertébrés terrestres du Maroc Central. Bulletin de l'Institut Scientifique, Rabat, section Sciences de la Vie, 34, 4556
85. TAVASSOLI E., RAHIMI-ASIABI N., TAVASSOLI M. (2007). *Hyalomma aegyptium* on Spur-thighed Tortoise (*Testudo graeca*) in Urmia Region West Azerbaijan, Iran. Dept. Of Biology, Urmia University, pp. 40-47.
86. THOMAS F., GUEGAN J. F. et RENAUD F. (2012). Ecologie et évolution des systèmes parasites. De Boeck. Bruxelles, 485 p.
87. TIAR G., BOUDEBZA R., SOUALLEM I., & TIAR-SAADI M. (2019). Enquête sur l'ampleur du ramassage illégal des tortues terrestres sauvages : pratique non suffisamment contrôlée en Algérie (cas de la Wilaya d'El Tarf, nord-est algérien). Revue Algérienne des sciences, Vol. 2, pp. 71-75.
88. VALTONEN E.T., HOLMES J.C. and KOSKIVAARA M. (1997). Eutrophication, pollution and fragmentation: effects on parasite communities in roach (*Rutilus rutilus*) and perch (*Perca fluviatilis*) in four lakes in the central finland. Can. J. Aquat. Sci., 54: 572-585.
89. VAUGHAN T., RYAN J. et CZAPLEWSKI N. (2000). Mammalogie, quatrième édition. Londres: Thomson Learning, Inc.
90. WALKER A.R., BOUATOUR A., CAMICAS J.L., ESTRADA-PENA A., HORAK I.G., LATIF A.A., PEGRAM R.G. and PRESTON P.M. (2003). Ticks of domestic animals in Africa: a guide to identification of species. Published by: Bioscience Reports, International Consortium on Ticks and Tick-Borne Diseases, The University of Edinburgh, Scotland, U.K., 221 p.
91. WASFI F., DACHRAOUI K., NAJJAR C., YOUNSI H., FINDLAY-WILSON S., PETRETTO M., HEWSON S. and ZHIOUA E. (2019). Absence of Crimean-Congo haemorrhagic fever virus in the tick *Hyalomma aegyptium* parasitizing the spur-thighed tortoise (*Testudo graeca*) in Tunisia. Parasite, 26.
92. WILKINSON D.A., DURON O., CORDONIN C., GOMARD Y., RAMASINDRAZANA B., MAVINGUI P., GOODMAN S.M. and TORTOSA P. (2016). The Bacteriome of Bat Flies (Nycteribiidae) from the Malagasy Region: A Community Shaped by Host Ecology, Bacterial Transmission Mode, and Host-Vector Specificity. 82 (6): 1778-1788.
93. WILLEMSSEN R. and HAILEY A. (2003). Sexual dimorphism of body size and shell shape in European tortoises. Journal of Zoology (London), 260, pp. 353-365.



94. WILSON D.E. and REEDER D.M. (2005). Mammal Species of the World. Johns Hopkins University Press, Baltimore, 2142 p.
95. YAHIAOUI A.A. (2019). Contribution à l'étude des endoparasites et ectoparasites de certains reptiles dans différentes localités algériennes. Docteur Vétérinaire, Institut des Sciences Vétérinaires, Univ. Saad Dahlab-Blida1,84 p.
96. ZOUREIGUE S., DINE O. et LAIB H.M. (2022). Contribution à l'étude des parasites externes et internes du Hérisson du désert *Paraechinus aethiopicus* (Ehrenberg, 1833) (Rodentia, Insectivora) à Birine et Messâad (Djelfa). Mém. Master. Parasitologie, Fac. Sci. Nat. & Vie, Univ. Djelfa, 46 p.

## Contribution à l'étude des parasites externes et internes de quelques espèces de petits vertébrés à Djelfa

### Résumé

Notre étude vise à étudier les parasites (ectoparasites et endoparasites) présents chez la grande gerboise (*Jaculus orientalis*), le Hérisson du désert *Paraechinus aethiopicus*, le Hérisson d'Algérie *Atelerix algirus*, la Tortue grecque *Testudo graeca* et la pipistrelle de Kuhl *Pipistrellus kuhlii*. Les recherches ont été menées à Tlilat, Boudib, Testara et Moudjebara dans la région de Djelfa entre février et mai 2024. Au cours de cette période d'échantillonnage, nous avons capturé un total de 7 *Jaculus orientalis*, 31 *Testudo graeca*, 8 *Paraechinus aethiopicus*, 1 *Atelerix algirus*, et 12 *Pipistrellus kuhlii*.

Nous avons observé qu'un seul *Jaculus orientalis* était infesté, ce qui représente une prévalence de 14,29 %. Nous avons identifié trois espèces d'ectoparasites sur ce rongeur, dont deux acariens (*Ornithonyssus bacoti* et *Dermanyssus gallinae*) et une espèce de poux (*Eulinognathus aculeatus*).

Pour le Hérisson du désert et d'Algérie, nous avons identifié sept espèces d'ectoparasites (cinq tiques et deux puces) avec des prévalences variables. À Tlilat, *Rhipicephalus turanicus* et *Rhipicephalus sanguineus* prédominaient, totalisant deux individus (50 %). À Boudib, toutes les espèces de tiques et de puces montraient une prévalence élevée de 100 % avec un seul individu infesté. À Moudjebara, *Haemaphysalis sulcata*, *Rhipicephalus turanicus* et *Xenopsylla cheopis* étaient présents chez six individus (50 %).

Concernant les tortues grecques, nous avons constaté que 15 des 31 tortues échantillonnées étaient infestées, principalement par *Hyalomma aegyptium*. Les prévalences variaient de 100 % à Tlilat à 8 % à Boudib et 66 % à Moudjebara. Les ectoparasites montraient une préférence marquée pour les pattes postérieures et la queue comme sites d'attachement privilégiés.

Chez les chiroptères, une espèce de chauves-souris a été capturée au filet fauchoir dans la station Testara à Dar Chioukh, à savoir *Pipistrellus kuhlii* (12 individus). L'examen de 12 chauves-souris capturées a révélé la présence de deux espèces ectoparasites, l'acarien *Ornithonyssus bacoti* et de l'hémiptère *Cimex* sp.

En ce qui concerne l'inventaire des endoparasites chez les espèces mentionnées précédemment, nous avons identifié cinq espèces dans les matières fécales des Hérissons. Ces espèces sont *Eimeria* sp., *Paraspidodera* sp., *Trichuris* sp., *Taenia* sp., et *Angusticaecum* sp. Quant à la Tortue grecque, nous avons trouvé 7 espèces : *Trichostrongylus* sp., *Tachygonetria* sp., *Oxyuris* sp., *Angusticaecum holopterum*, *Fasciola* sp., *Ancylostoma* sp. et *Nematodirus* sp.

**Mots clés :** parasites, externes, internes, *Jaculus orientalis*, *Paraechinus aethiopicus*, *Atelerix algirus*, *Testudo graeca*, *Pipistrellus kuhlii*, Djelfa.

## المساهمة في دراسة الطفيليات الخارجية والداخلية لبعض أنواع الفقاريات الصغيرة بالجلفة

### ملخص

تهدف دراستنا إلى دراسة الطفيليات (الطفيليات الخارجية والطفيليات الداخلية) الموجودة في الجربوع الكبرى (*Jaculus orientalis*) ، والقنفذ الصحراوي (*Paraechinus aethiopicus*) ، والقنفذ الجزائري (*Atelerix algirus*) ، والسلحفاة اليونانية (*Testudo graeca*) ، والخفاش ثلاثي الألوان *Pipistrellus kuhlii* تم إجراء البحث في تليلات وبوديب وطسطارة ومجبرة في منطقة الجلفة بين فبراير ومايو 2024. خلال فترة أخذ العينات هذه ، التقطنا ما مجموعه *Jaculus orientalis* 7 ، و *Testudo graeca* 31 ، و *Paraechinus aethiopicus* 8 ، و *Atelerix algirus* 1 ، و *Pipistrellus kuhlii* 12 لاحظنا أن واحدا فقط من *Jaculus orientalis* كان موبوءا ، وهو ما يمثل انتشارا بنسبة 14.29%. حددنا ثلاثة أنواع من الطفيليات الخارجية على هذا القوارض ، بما في ذلك اثنين من العث (*Ornithonyssus bacoti* و *Dermanyssus gallinae*) ونوع واحد من القمل (*Eulinognathus aculeatus*). بالنسبة للقنفذ الصحراوي والجزائري ، حددنا سبعة أنواع من الطفيليات الخارجية (خمسة قراد واثنين من البراغيث) مع انتشار متفاوت.

في تليلات ، ساد *Rhipicephalus turanicus* و *Rhipicephalus sanguineus* ، بإجمالي شخصين (50%). في بوديب ، أظهرت جميع أنواع القراد والبراغيث انتشارا مرتفعا بنسبة 100% مع إصابة فرد واحد فقط. في مجبرة ، كانت *Xenopsylla cheopis* و *Rhipicephalus turanicus Haemaphysalis sulcata* موجودة في ستة أفراد (50%). (فيما يتعلق بالسلحفاة اليونانية ، وجدنا أن 15 من أصل 31 سلحفاة تم أخذ عينات منها كانت موبوءة ، بشكل رئيسي بواسطة *Hyalomma aegyptium*. وتراوح معدل الانتشار بين 100 في المائة في تليلات و 8 في المائة في بوديب و 66 في المائة في مجبرة. أظهرت الطفيليات الخارجية تفضيلا قويا للساقين الخلفيتين والذيل كمواقع ارتباط مفضلة من بين الخفافيش ، تم التقاط نوع واحد من الخفافيش بشبكة كاسحة في محطة طسطارة في دار شيوخ ، وهي *Pipistrellus kuhlii* (12 فردا). كشف فحص 12 خفاشا تم التقاطها عن وجود نوعين من الطفيليات الخارجية ، *Ornithonyssus bacoti* و *Cimex sp. hemiptera* /

فيما يتعلق بجدد الطفيليات الداخلية في الأنواع المذكورة سابقا ، حددنا خمسة أنواع في براز القنفاذ. هذه الأنواع هي *Eimeria sp.* و *Paraspidodera sp.* و *Trichuris sp.* و *Taenia sp.* و *Angusticaecum sp.* أما بالنسبة للسلحفاة اليونانية ، فقد وجدنا 7 أنواع *Trichostrongylus sp.* ، *Tachygonetria sp.* ، *Oxyuris sp.* ، *Angusticaecum holopteron* ، *Fasciola sp.* و *Ancylostoma sp.* والديدان الخيطية.

**الكلمات المفتاحية:** الطفيليات ، الخارجية ، الداخلية ، *Jaculus orientalis* ، *Paraechinus aethiopicus* ، *Atelerix algirus* ، *Testudo graeca* ، *Pipistrellus kuhlii* ، الجلفة.

## Contribution to the study of external and internal parasites of some small vertebrate species in Djelfa

### Abstract

Our study aims to study the parasites (ectoparasites and endoparasites) present in the greater jerboa (*Jaculus orientalis*), the Desert Hedgehog *Paraechinus aethiopicus*, the Algerian Hedgehog *Atelerix algirus*, the Greek tortoise *Testudo graeca* and the Kuhl's pipistrelle *Pipistrellus kuhlii*. The research was carried out in Tlilat, Boudib, Testara and Moudjebara in the Djelfa region between February and May 2024. During this sampling period, we captured a total of 7 *Jaculus orientalis*, 31 *Testudo graeca*, 8 *Paraechinus aethiopicus*, 1 *Atelerix algirus*, and 12 *Pipistrellus kuhlii*.

We observed that only one *Jaculus orientalis* was infested, which represents a prevalence of 14.29%. We have identified three species of ectoparasites on this rodent, including two mites (*Ornithonyssus bacoti* and *Dermanyssus gallinae*) and one species of lice (*Eulinognathus aculeatus*).

For the Desert and Algerian Hedgehog, we have identified seven species of ectoparasites (five ticks and two fleas) with variable prevalence. In Tlilat, *Rhipicephalus turanicus* and *Rhipicephalus sanguineus* predominated, totaling two individuals (50%). In Boudib, all tick and flea species showed a high prevalence of 100% with a single infested individual. In Moudjebara, *Haemaphysalis sulcata*, *Rhipicephalus turanicus* and *Xenopsylla cheopis* were present in six individuals (50%).

Concerning the Greek turtles, we found that 15 of the 31 sampled turtles were infested, mainly by *Hyalomma aegyptium*. The prevalence varied from 100% in Tlilat to 8% in Boudib and 66% in Moudjebara. The ectoparasites showed a marked preference for the hind legs and the tail as preferred attachment sites.

Among the bats, a species of bats was captured with a reaper net in the Testara station in Dar Chioukh, namely *Pipistrellus kuhlii* (12 individuals). The examination of 12 captured bats revealed the presence of two ectoparasitic species, the *Ornithonyssus bacoti* mite and the hemiptera *Cimex sp.*

Regarding the inventory of endoparasites in the species mentioned above, we have identified five species in the feces of Hedgehogs. These species are *Eimeria sp.*, *Paraspidodera sp.*, *Trichuris sp.*, *Taenia sp.*, and *Angusticaecum sp.* As for the Greek Tortoise, we found 7 species: *Trichostrongylus sp.*, *Tachygonetria sp.*, *Oxyuris sp.*, *Angusticaecum holopterum*, *Fasciola sp.*, *Ancylostoma sp.* and *Nematodirus sp.*

**Key words** : parasites, external, internal, *Jaculus orientalis*, *Paraechinus aethiopicus*, *Atelerix algirus*, *Testudo graeca*, *Pipistrellus kuhlii*, Djelfa.