



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



## Thèse

En vue de l'obtention du Diplôme de Doctorat 3<sup>eme</sup> cycle en Sciences  
Biologiques

Option :Evolution du Système Parasité

## Thème

Place des tiques Argasidae parmi les  
ectoparasites chez l'espèce *Gallus gallus*  
*domesticus* dans la steppe

Présentée par : RAHMANI Amira

Devant le jury:

Président :	SOUTTOU Karim	Professeur (Univ. Djelfa)
Directeur de thèse :	LAATAMNA AbdElkarim	Professeur (Univ. Djelfa)
Co-Directeur de thèse :	LAFRI Ismail	Professeur (Univ. Blida)
Examineurs :	BOUNECHADA Mustapha	Professeur (Univ. Sétif)
	LOUNIS Mohamed	M.C.A. (Univ. Djelfa)
	SAIDANI Khelaf	M.C.A. (Univ. Blida)

Année Universitaire : 2022-2023

## Remerciement

Au terme de ces années de recherches, je tiens tout d'abord à remercier le bon **Dieu** pour la volonté, la patience, et la force qu'il m'a données pour pouvoir accomplir ce travail.

Je tiens à exprimer mes plus vifs remerciements, respects et gratitude à mon directeur de thèse Monsieur le **Professeur LAATAMNA AbdElkarim** pour la grande confiance qu'il m'a accordé en acceptant d'encadrer ce travail de Doctorat, pour ses judicieux conseils, ses compétences, et sa rigueur scientifique, qui m'ont beaucoup appris et m'ont aidé de continuer et de voir plus loin.

Toute ma gratitude au **Professeur LAFRI Ismail** de m'avoir co-encadré, je lui suis également reconnaissante pour le temps qu'il m'a accordé, ses qualités pédagogiques et scientifiques, sa franchise et sa sympathie.

Je tiens aussi à remercier Monsieur le **Professeur SOUTTOU Karim** qui nous a fait l'honneur de présider le jury de cette thèse.

Toute ma gratitude et mon plus profond respect au Monsieur le **Professeur BOUNECHADA Mustapha**, qui a aimablement accepté d'examiner ce travail, ainsi que pour ses précieuses aides au cours de mes recherches, ses conseils et son énorme soutien moral.

Mes profonds remerciements au Monsieur le **Docteur SAIDANI Khelaf** pour avoir accepté d'examiner ce travail et pour l'intérêt qu'il a accordé pour l'améliorer.

Mes profonds remerciements aussi au Monsieur le **Docteur LOUNIS Mohamed** pour avoir accepté d'examiner ce travail et pour l'intérêt qu'il a accordé pour l'améliorer.

Je souhaite également adresser mes sincères remerciements, mon respect et ma gratitude à toutes les personnes qui ont contribué à la réalisation de ce travail et ont permis par leur soutien et leurs conseils, de la mener correctement.

Je remercie toutes les personnes formidables que j'ai rencontrées lors de mes sorties de terrain, les agriculteurs, les vieilles et les vieux qui m'ont remplis de Duaa, les enfants qui m'ont vraiment aidé dans mon échantillonnages et toutes les femmes qui m'ont servi à manger et boire et spécifiquement les gens de la commune d'Ain Azel.

Je tiens à remercier également le laboratoire des analyses médicales de **Dr. MAOUT A.** à Sétif pour la conservation de mes échantillons.

Je tiens à remercier également le **Pr. HOUCHER Bakhouch** (ALLAH YARAHMO), pour son aide précieuse, c'est le genre de personne qu'on sait à l'avance qu'il nous tendra la main quelques soit l'intempérie, merci également à **Mr. ROUABHI Amar** pour la vérification de mes statistiques.

Mon grand remerciement au **Dr. GHERBI R.** pour ses orientations, ses conseils, sa disponibilité à toutes mes besoins et toutes ses paroles qui me donnaient de l'espoir quand je cessais de l'avoir, une personne en or que je souhaite collaborer avec elle au future pour plus de recherches.

Enfin, je remercie également **Mr. SOUALILI N., Dr. BENSBAA F., BOUCHAMA,** Mm **BEN TAHAR,** Mm **HAKIMI S,** Mm **Sofran Z.** pour leurs aides et leurs conseils.

## Dédicace

*'Soyons reconnaissants aux personnes qui nous donnent du bonheur, elles sont les charmants jardiniers par qui nos âmes sont fleuries. "*

Marcel Proust

### **À mes parents**

*Ce modeste travail est dédié à mes parents*

*Mes parents qui m'ont soutenu tous les jours. Durant mon parcours, ils étaient la raison de ma force, ils étaient l'œil de ma vision, ils étaient le soleil de mes sombres nuits et les soldats de ma fatigue. Sans eux je ne pouvais jamais réaliser un travail de terrain, je ne pouvais jamais me déplacer à tous ces endroits.*

*Mes chers parents étaient là toujours, j'étais leur priorité et leur centre d'intérêt. Je ne cesse de les remercier pour ce qu'ils m'ont fait.*

*Tout ce qui est bien dans ce travail est grâce à vous, mes parents vous m'aviez appris les bonnes valeurs, comment être sérieuse dans mes études, mes recherches et mon travail. J'ai de la chance d'avoir des parents qui connaissent la valeur de la science.*

Je ne remercierai jamais assez mon époux ZAKARIA qui fut pour moi l'épaule qui ne failli jamais, merci d'avoir supporté mon caractère fort difficile lors de la finalisation de cette thèse, merci d'être ce que tu es.

*Je remercie mes frères et mes belles sœurs, BILAL, HAMZA, SEIF.*

*Je remercie mes amies MARIA, MANEL, HIND*

*Je remercie mes copines futures DOCTEURS pour leurs soutiens et encouragements : LINA, LALDJA, ASMA, BESMA SAFA, KATIA, ILHEM, MERIEM.*

*Je remercie également tous les membres de ma famille qui m'ont toujours encouragé, m'ont donné de l'espoir et qui ont cru en moi : mes tantes, mes cousines et spécialement Tante SAIDA, DJAHIDA,*

*AISHA et RAHIMA, SIHEM*

*Pour terminer, ma reconnaissance va également à toutes les personnes anonymes, qui ont contribué à améliorer et finaliser le contenu du présent travail.*

## Sommaire

Liste des abréviations

Liste des figures

Liste des tableaux

INTRODUCTION.....1

### PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

**1. Généralités sur les tiques.....4**

1.1. Tiques dures (Ixodidae).....5

1.2. Tiques molles (Argasidae).....8

**1.2.1. Définition.....8**

**1.2.2. Systématique et taxonomie.....8**

**1.2.3. Morphologie générale.....12**

1.2.3.1. Morphologie générale du genre *Argas*.....12

1.2.3.1.1. *Argas persicus* (Oken, 1818).....13

1.2.3.1.2. *Argas reflexus* (Fabricius, 1794).....18

1.2.3.1.3. *Argas walkerae* (Kaiser et Hoogstraal, 1969).....19

1.2.3.1.4. *Argas hermanni* (Audouin, 1827).....22

**1.2.4. Cycle biologique.....22**

**1.2.5. Ecologie et distribution.....23**

1.2.5.1. Modèle hétéroclite.....25

1.2.5.2. Modèle à épineux.....26

1.2.5.3. Modèle en végétaux tressés.....26

1.2.5.4. Modèle en banco.....27

<b>1.2.6. Action pathogène d'<i>Agars persicus</i>.....</b>	<b>27</b>
<b>1.2.7. Moyens de lutte.....</b>	<b>28</b>
1.2.7.1. Contrôle écologique.....	28
1.2.7.2. Lutte chimique.....	29
<b>PARTIE EXPERIMENTALE</b>	
<b>2. Matériel et méthodes.....</b>	<b>30</b>
<b>2.1. Description de la région d'étude.....</b>	<b>30</b>
2.1.1. Situation géographique .....	30
2.1.2. Données bioclimatiques.....	31
2.1.2.1. Climat.....	31
2.1.2.2. Température.....	32
2.1.2.3. Humidité.....	33
2.1.2.4. Vents.....	34
2.1.2.5. Végétation.....	34
<b>2.2. Sites d'échantillonnage.....</b>	<b>34</b>
<b>2.3. Collecte des ectoparasites.....</b>	<b>38</b>
2.3.1. Technique de collecte des tiques molles (argasidés) et autres ectoparasites.....	38
2.3.2. Matériel utilisé.....	38
<b>2.4. Identification morphologique des argasidés.....</b>	<b>40</b>
<b>2.5. Etude de la dynamique de l'infestation.....</b>	<b>41</b>
<b>2.6. Identification moléculaire des argasidés.....</b>	<b>42</b>
2.6.1. Extraction d'ADN.....	42
2.6.2. Amplification de l'ADN par PCR.....	42
2.6.3. Electrophorèse et la visualisation des amplicons de la PCR.....	44
2.6.4. Séquençage et analyses des séquences.....	44
<b>2.7. Analyses statistiques.....</b>	<b>44</b>
<b>3. Résultats.....</b>	<b>46</b>

<b>3.1. Identification morphologique des argasidés.....</b>	<b>46</b>
3.1.1. Stade adulte.....	46
3.1.2. Stade nymphal.....	50
3.1.3. Stade larvaire.....	51
<b>3.2. Dynamique de l'infestation par <i>Argas persicus</i>.....</b>	<b>54</b>
<b>3.2.1. Infestation des fermes examinées durant la première période (année 2020).....</b>	<b>54</b>
3.2.1.1. Taux d'infestation global des fermes.....	54
3.2.1.2. Taux d'infestation des fermes par localité (commune).....	55
3.2.1.3. Nombre total des tiques collectées et examinées.....	55
3.2.1.4. Nombre des tiques collectées et examinées par localité (commune).....	56
3.2.1.5. Sites de collecte des tiques au sein des fermes infestées.....	57
<b>3.2.2. Suivi de l'infestation au sein des fermes infestées durant la deuxième période (année 2021).....</b>	<b>59</b>
3.2.2.1. Evolution de la population d' <i>Argas persicus</i> en fonction du temps dans les fermes infestées.....	59
3.2.2.2. Evolution de la population d' <i>Argas persicus</i> selon le stade parasitaire.....	61
3.2.2.3. Nombre total des tiques observées et collectées selon les différents gîtes.....	62
<b>3.3. Caractérisation moléculaire d'<i>Agars persicus</i>.....</b>	<b>63</b>
3.3.1. Analyses des séquences du gène 16S d'ARNr.....	64
3.3.2. Analyses des séquences du gène 12S d'ARNr.....	66
3.3.3. Analyses des séquences du gène <i>cox1</i> .....	67
3.3.4. Comparaison de la matrice des distances génétiques p des séquences des trois gènes entre et au sein des espèces/lignes d' <i>Argas</i> .....	68
<b>4. Discussion.....</b>	<b>69</b>
4.1. Identification morphologique.....	69
4.2. Résultats de l'infestation de la première période (année 2020).....	70
4.3. Résultats du suivi de l'infestation de la deuxième période (année 2021).....	71
4.4. Analyses moléculaires.....	73



**Conclusion.....76**

**Références bibliographiques.....78**

**Annexes**

**Résumés**

### **Liste des abréviations**

**ADN** : Acide Désoxyribonucléique

**°C** : Degré Celsius

**CCHV**: Crimean-Congo Hemorrhagic Fever Virus

**Cox 1** : Sous-unité 1 du cytochrome c oxydase

**D.P.A.T** : Direction de la planification et de l'aménagement du territoire

**H %** : Humidité

**T** : Température

**P** : Prévalence

**PCR** : Polymerase Chain Reaction

**SFG** : Spotted Fever Group

## Liste des figures

- Figure 1** : Systématique générale montrant les trois familles connues des tiques.....04
- Figure 2**: Aspect général des tiques dures appartenant aux différents genres de la famille des Ixodidae (A : *Rhipicephalus*, B : *Ixodes*, C : *Hyalomma*, D : *Haemaphysalis*, E : *Amblyomma*).....05
- Figure 3** : Cycle évolutif de type triphasique d'une tique dure.....06
- Figure 4** : Cycle évolutif incluant les trois types dont le cycle diphasique.....07
- Figure 5** : Cycle évolutif de type monophasique.....07
- Figure 6** : Aspect général des tiques molles appartenant aux différents genres (A: *Argas*, B: *Otobius*, C: *Ornithodoros*).....08
- Figure 7** : Femelle d'*A. persicus* (face dorsale) (les principales différences morphologiques avec *Argas reflexus* sont indiquées à gauche).....14
- Figure 8** : Femelle d'*A. persicus* (face latérale).....15
- Figure 9** : Femelle d'*A. persicus* (face ventrale) (les principales différences morphologiques avec *A. reflexus* sont indiquées à gauche).....16
- Figure 10** : Larve d'*A. persicus* (A : vue dorsale, B : vue ventrale, C : détail du capitulum) (Pfäffle et Petney, 2017).....17
- Figure 11** : Une femelle d'*A. persicus* pond des œufs.....18
- Figure 12** : Femelle d'*A. walkerae* (face dorsale) (les principales différences morphologiques avec *A. hermanni* sont indiquées à gauche).....20
- Figure 13** : Femelle d'*A. walkerae* (face ventrale) (les principales différences morphologiques avec *A. hermanni* sont indiquées à gauche).....21

<b>Figure 14</b> : Cycle de vie général des argasidés.....	23
<b>Figure 15</b> : Distribution de l'espèce <i>A. persicus</i> en Afrique.....	24
<b>Figure 16</b> : Habitat traditionnel (modèle hétéroclite).....	25
<b>Figure 17</b> : Habitat traditionnel (modèle à épineux).....	26
<b>Figure 18</b> : Habitat traditionnel (modèle en végétaux tressés).....	26
<b>Figure 19</b> : Habitat traditionnel (modèle en banco en forme de case).....	27
<b>Figure 20</b> : Localisation géographique de la wilaya de Sétif.....	31
<b>Figure 21</b> : Présentation du relief de la wilaya de Sétif.....	31
<b>Figure 22</b> : Températures mensuelles moyennes durant les années 2020 et 2021.....	32
<b>Figure 23</b> : Températures moyennes maximales par mois durant les années 2020 et 2021....	32
<b>Figure 24</b> : Températures moyennes minimales par mois durant les années 2020 et 2021....	33
<b>Figure 25</b> : Humidité mensuelle moyenne relative durant les années 2021 et 2021.....	34
<b>Figure 26</b> : Localisation géographique de la région de Sétif et la distribution des différentes communes étudiées (sites d'échantillonnage ; n=18) (figure personnelle).....	35
<b>Figure 27</b> : Fermes traditionnelles de différentes communes visitées durant notre étude (photos personnelles).....	37
<b>Figure 28</b> : Prélèvement des tiques sur le corps des poules (photos personnelles).....	39
<b>Figure 29</b> : Collecte des tiques dans les différents gîtes au sein des fermes infestées (photos personnelles).....	40
<b>Figure 30</b> : Matériel utilisé au laboratoire pour l'identification morphologique des tiques (photos personnelles).....	41
<b>Figure 31</b> : Face dorsale d'une tique adulte d' <i>A. persicus</i> (photo personnelle).....	47
<b>Figure 32</b> : Face ventrale d'une tique adulte d' <i>A. persicus</i> (mâles) (photo personnelle).....	48
<b>Figure 33</b> : Pièces buccales d' <i>A. persicus</i> (photo personnelle).....	49
<b>Figure 34</b> : Orifice génital des stades adultes d' <i>A. persicus</i> (A : Mâle, B : Femelle) (photo personnelle).....	49
<b>Figure 35</b> : Différents segments d'une patte d' <i>A. persicus</i> (photo personnelle).....	50
<b>Figure 36</b> : Face ventrale d'une nymphe d' <i>A. persicus</i> (photo personnelle).....	51
<b>Figure 37</b> : Face dorsale d'une larve gorgée d' <i>A. persicus</i> (photo personnelle).....	52

<b>Figure 38</b> : Face dorsale d'une larve non gorgée d' <i>A.persicus</i> (photo personnelle).....	52
<b>Figure 39</b> : Face ventrale d'une larve gorgée d' <i>A. persicus</i> (photo personnelle).....	53
<b>Figure 40</b> : Face ventrale d'une larve non gorgée d' <i>A.persicus</i> (photo personnelle).....	53
<b>Figure 41</b> : Taux d'infestation globale des fermes examinées durant la première période (Janvier-Décembre 2020).....	54
<b>Figure 42</b> : Nombre des fermes infestées par localité (commune).....	55
<b>Figure 43</b> : Nombre des fermes dans lesquelles l'infestation a été observée chez les poules..	57
<b>Figure 44</b> : Nombre des fermes dans lesquelles l'infestation a été observée dans les gîtes seulement.....	58
<b>Figure 45</b> : Nombre des fermes dans lesquelles l'infestation a été observée à la fois sur le corps des poules et dans les gîtes.....	58
<b>Figure 46</b> : Evolution de la population d' <i>A. persicus</i> en fonction du temps durant l'année 2021.....	59
<b>Figure 47</b> : Dendrogramme représentant le regroupement des mois selon le nombre des tiques collectées durant l'année 2021.....	60
<b>Figure 48</b> : Evolution du nombre des stades parasitaires collectés (adultes, nymphes, larves) par mois durant l'année 2021.....	61
<b>Figure 49</b> : Evolution du nombre des stades parasitaires adultes (mâles et femelles) par mois durant l'année 2021.....	62
<b>Figure 50</b> : Analyse phylogénétique basée sur le maximum de vraisemblance des séquences du gène 16S d'ARNr (311 pb) pour les tiques d' <i>Argas</i> .....	65
<b>Figure 51</b> : Analyse phylogénétique basée sur le Maximum de vraisemblance des séquences du gène 12S d'ARNr (325 pb) pour les tiques d' <i>Argas</i> . ....	66
<b>Figure 52</b> : Analyse phylogénétique basée sur le Maximum de vraisemblance des séquences du gène <i>cox1</i> (677 pb) pour les tiques d' <i>Argas</i> . ....	67

## Liste des tableaux

<b>Tableau 1</b> : Classification au sein de la famille Argasidae (genres et sous genres) selon les différentes écoles de taxonomie.....	10
<b>Tableau 2</b> : Les différentes espèces appartenant au genre <i>Argas</i> .....	11
<b>Tableau 3</b> : Communes d'échantillonnage de la région de Sétif et le nombre des fermes visitées par commune.....	35
<b>Tableau 4</b> : L'ensemble des données pour l'amplification par PCR des gènes mitochondriaux.....	43
<b>Tableau 5</b> : Nombre de tiques collectées et examinées par localité (commune) durant la première période de notre étude (Janvier-Décembre 2020).....	56
<b>Tableau 6</b> : Nombre des tiques collectées (par stade parasitaire et le total) selon les différents gîtes.....	63
<b>Tableau 7</b> : Matrice des distances génétiques p des séquences des trois gènes au sein et entre les espèces/lignes d' <i>Argas</i> .....	68

# **Introduction**

## Introduction

De nombreuses espèces d'oiseaux sont économiquement importantes en tant qu'aliments pour la consommation humaine et matières premières pour l'industrie. Les oiseaux domestiques, particulièrement l'espèce *Gallus gallus domesticus* (Linnaeus, 1758) (poule domestique), représentent des sources importantes d'œufs, de viande et de plumes (Ben-Nun, 2022). De plus, les oiseaux domestiques (poules, dindes, canards, oies, ... etc) et même non domestiques figurent dans toute la culture humaine et sont en association étroite avec l'Homme, surtout dans les régions rurales (Ben-Nun, 2022).

L'environnement dermique des oiseaux domestiques constitue un habitat idéal pour le développement de nombreuses espèces d'ectoparasites, qui sont des parasites externes vivant sur la peau ou les plumes, par opposition aux endoparasites, qui sont des agents internes se développant à l'intérieur du corps des oiseaux (Hinkle et Corrigan, 2020). Parmi ces ectoparasites, on cite essentiellement les tiques, les puces, les poux (poux rouges) et les acariens. Certains de ces parasites comme les poux sont très étroitement liés à leurs hôtes où tous les stades de vie se produisent sur l'oiseau et se transmettent par contact d'un oiseau à un autre. D'autres, par exemple les tiques et les puces, se nourrissent et passent certaines étapes de leur vie sur l'hôte, tandis que d'autres étapes se développent dans l'environnement (Hinkle et Corrigan, 2020).

Ces ectoparasites se nourrissent du sang, de la peau ou des structures dermiques des oiseaux domestique. Ils provoquent une gêne, une irritation et des démangeaisons, de sorte que les oiseaux infestés peuvent présenter des signes cliniques comme l'agitation, des grattages et un toilettage excessif (Hinkle et Corrigan, 2020). Le système d'élevage des oiseaux, les différents types de logement et d'autres paramètres zootechniques peuvent influencer sur le degré et le type d'infestation (Mullens et Murillo, 2017). Des pertes économiques considérables (chute de production et mauvaise croissance) peuvent être associées à l'infestation par ces ectoparasites, particulièrement lors de fortes infestations. De plus, ils peuvent transmettre des agents infectieux d'importance vétérinaire et même médicale (Mullens et Murillo, 2017).

Parmi ces parasites externes d'importance économique et clinique, les tiques molles ou les 'argasidés', représentent les tiques aviaires les plus importantes. Ces tiques restent négligées au sein des élevages des volailles en raison de leur habitude alimentaire en se nourrissant sur les hôtes pendant la nuit (Hinkle et Corrigan, 2020). La famille des Argasidae

comporte plusieurs genres, le genre *Argas* qui est le plus important dans le domaine vétérinaire. Ce genre comporte plus de 61 espèces décrites dans les différentes régions du monde (Guglielmone *et al.*, 2010). Parmi ces espèces, *Argas persicus* (Oken, 1818), connu sous le nom ‘fowl tick’ ou ‘fowl tampan’ (tique de volaille), représente l’espèce la plus répandue et est fréquemment associée aux élevages d’oiseaux domestiques, spécifiquement la poule domestique (*Gallus gallus domesticus*). *Argas persicus* est une tique domestique et endophile, dite ‘nidicole’, qui se reproduit à proximité de son hôte dans différents gîtes au sein des poulaillers comme les anfractuosités. L’infestation par cette espèce peut conduire à des pertes économiques considérables au sein des élevages. De plus, *A. persicus* est considérée comme un vecteur et réservoir important des agents bactériens d’intérêt vétérinaire chez les volailles comme *Borrelia anserina* (agent de la spirochétose) et *Aegyptianella pullorum* (agent de l’aegyptianellose) (Walker *et al.*, 2003 ; Petney *et al.*, 2004). D’autres agents viraux et bactériens d’intérêt médical chez l’Homme peuvent être transmis par cette tique molle.

*Argas persicus* a une large distribution géographique et colonise différentes régions climatiques du monde, incluant la plupart des pays d’Afrique. L’identification morphologique de cette espèce a été signalée dans les pays d’Afrique du Nord tels que l’Algérie, la Tunisie, la Libye et l’Egypte (Gabaj *et al.*, 1992 ; Loftis *et al.*, 2006 ; Boucheikhchoukh *et al.*, 2018 ; Lafri *et al.*, 2018 ; Kaboudi *et al.*, 2019 ; Ouchene *et al.*, 2020) ainsi que dans de nombreux pays Afro-tropicaux tels que l’Ethiopie, le Sénégal, le Cameroun, le Nigeria, la Tanzanie, le Burkina-Faso et le Zimbabwe (Walker *et al.*, 2003). En comparaison avec les données disponibles sur la caractérisation morphologique d’*A. persicus*, les données génétiques sur cette espèce, surtout par rapport aux autres espèces d’argasidés sont limitées (Black et Piesman, 1994 ; Burger *et al.*, 2014 ; Mans *et al.*, 2019). En Algérie, peu d’études ont été menées sur l’identification morphologique, la prévalence de l’infestation, la distribution géographique et l’importance économique de cette espèce de tique infestant les oiseaux domestiques des fermes traditionnelles et industrielles (Lafri *et al.*, 2017 ; Boucheikhchoukh *et al.*, 2018 ; Lafri *et al.*, 2018 ; Ouchene *et al.*, 2020 ; Nahal *et al.*, 2021). A titre d’exemple, Ouchene *et al.* (2020) ont enregistré une prévalence d’infestation de 47 % parmi 83 fermes traditionnelles examinées dans la région de Ksar El Boukhari (Medea). Egalement, à nos meilleures connaissances, les données moléculaires, particulièrement celles associées aux analyses phylogénétiques, ne sont pas disponibles pour *A. persicus* en Afrique du Nord dont l’Algérie.

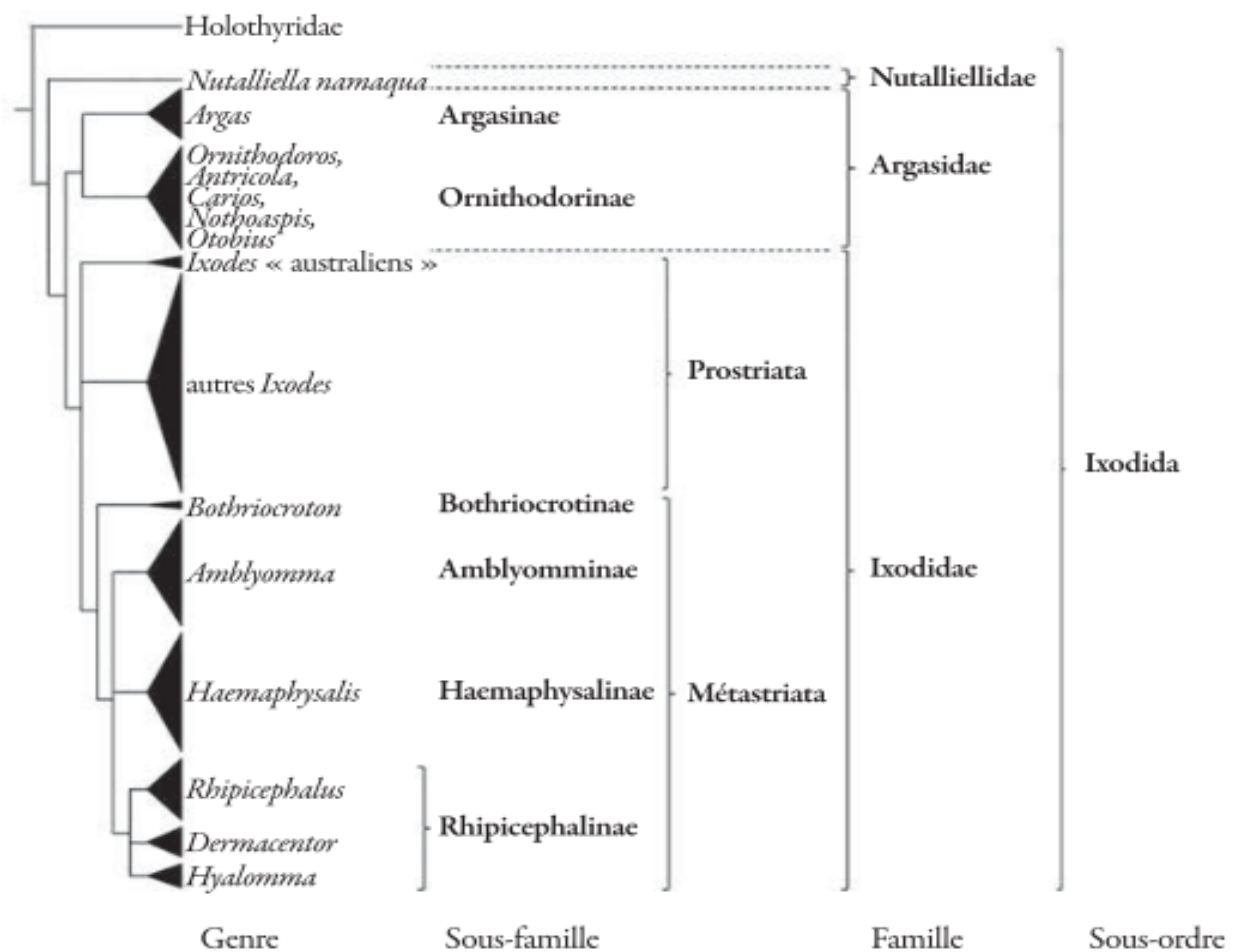


À la lumière de cette problématique, notre thèse vise principalement à fournir certaines données de différents aspects, incluant l'épidémiologie, la biologie et l'écologie, sur les tiques molles des volailles à Sétif l'Est d'Algérie. Dans ce contexte, notre étude s'est concentrée sur l'identification morphologique et l'estimation du taux d'infestation des argasidés dans des fermes traditionnelles de poules domestiques dans l'Est du pays. L'évolution de l'infestation par ces tiques molles en fonction de certains facteurs biologiques et écologiques a été aussi étudiée. Egalement, une étude moléculaire comparative, basée sur la PCR, le séquençage et l'analyse phylogénétique de trois marqueurs génétiques mitochondriaux a été performée pour confirmer les résultats de l'identification morphologique.

# **Bibliographie**

## 1. Généralités sur les tiques

Les tiques sont des arthropodes hématophages obligatoires, distribuées dans le monde entier, qui infestent un grand éventail d'espèces animales domestiques et sauvages. En plus de leur action sanguine spoliatrice directe sur leurs hôtes, ces ectoparasites ont une importance considérable pour la santé animale par leur rôle comme vecteurs de divers agents pathogènes d'origine parasitaire, bactérienne et virale, dont certains sont impliqués dans différentes infections zoonotiques chez l'Homme.



**Figure 1:** Systématique générale montrant les trois familles connues des tiques (Plantard *et al.*, 2015).

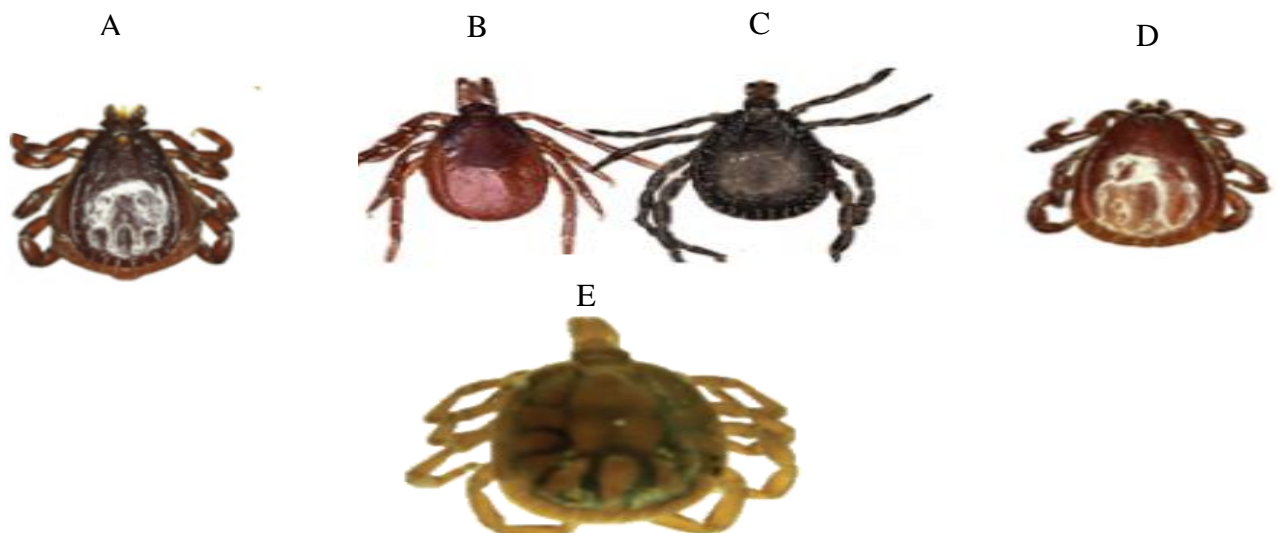
Les familles des Ixodidae et Argasidae comportent plusieurs genres d'importance vétérinaire et médicale incluant à titre d'exemple *Rhipicephalus* et *Argas* pour les deux familles, respectivement. La famille des Nutalliellidae comporte un seul genre dans lequel une seule espèce est relativement peu connue (Guglielmone *et al.*,2010).

### 1.1. Tiques dures (Ixodidae)

Les Ixodidae ou tiques dures (tiques à écusson) qui sont ainsi nommées du fait de la présence d'une plaque dure sur la face dorsale de leur corps (scutum). Elles représentent une famille de tique la plus importante en médecine vétérinaire et humaine (Aubry et Gaüzère, 2016). Cette famille comprend plus de 710 espèces, réparties en plusieurs genres ayant une morphologie différente, dont les principaux sont le genre *Ixodes*, *Haemaphysalis*, *Amblyomma*, *Rhipicephalus*, *Dermacentor*, et *Hyalomma* (figure 2) (Guglielmone *et al.*,2010 ; Beati et Klompen, 2019).

D'après la classification couramment utilisée de Boulanger et McCoy (2017), les Ixodidae sont divisées en deux groupes majeurs :

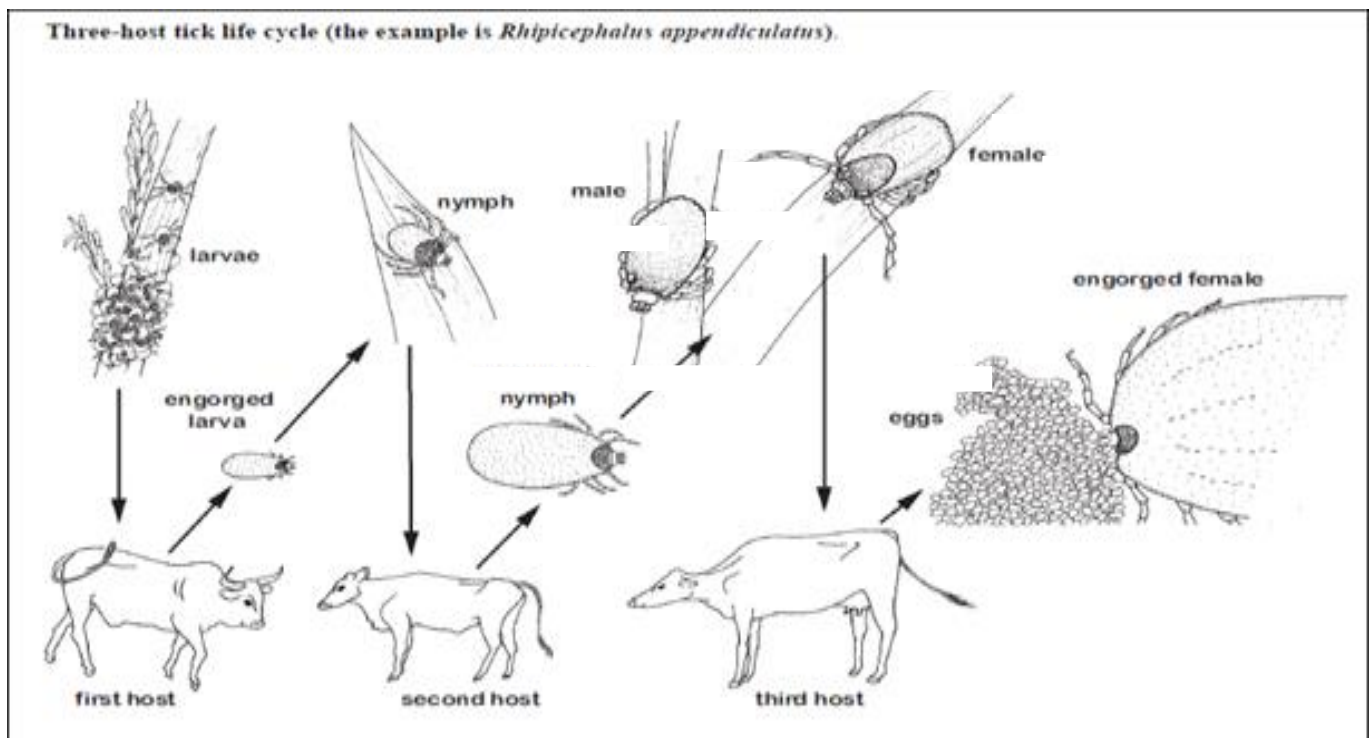
- Les Prostriata (genre *Ixodes*), chez lesquels le sillon périanal contourne l'anus par l'avant.
- Les Metastriata (tous les autres genres) chez lesquels le sillon périanal contourne l'anus par l'arrière.



**Figure 2** : Aspect général des tiques dures appartenant aux différents genres de la famille Ixodidae (A : *Rhipicephalus*, B : *Ixodes*, C : *Hyalomma*, D : *Haemaphysalis*, E : *Amblyomma*) (Boucheikhchoukh *et al.*, 2018 ; Mwamuye *et al.*, 2017).

Les tiques dures sont le plus souvent exophiles, vivant dans des biotypes ouverts comme les forêts, les pâturages, les savanes et les prairies, ...etc. Certaines espèces sont endophiles, vivant dans des habitats protégés comme les terriers ou les nids (Aubry et Gaüzère, 2016). La plupart des espèces de tiques dures ont typiquement un cycle de développement triphasique. Cependant, d'autres espèces ont un cycle diphasique ou monophasique (figures 3, 4, 5).

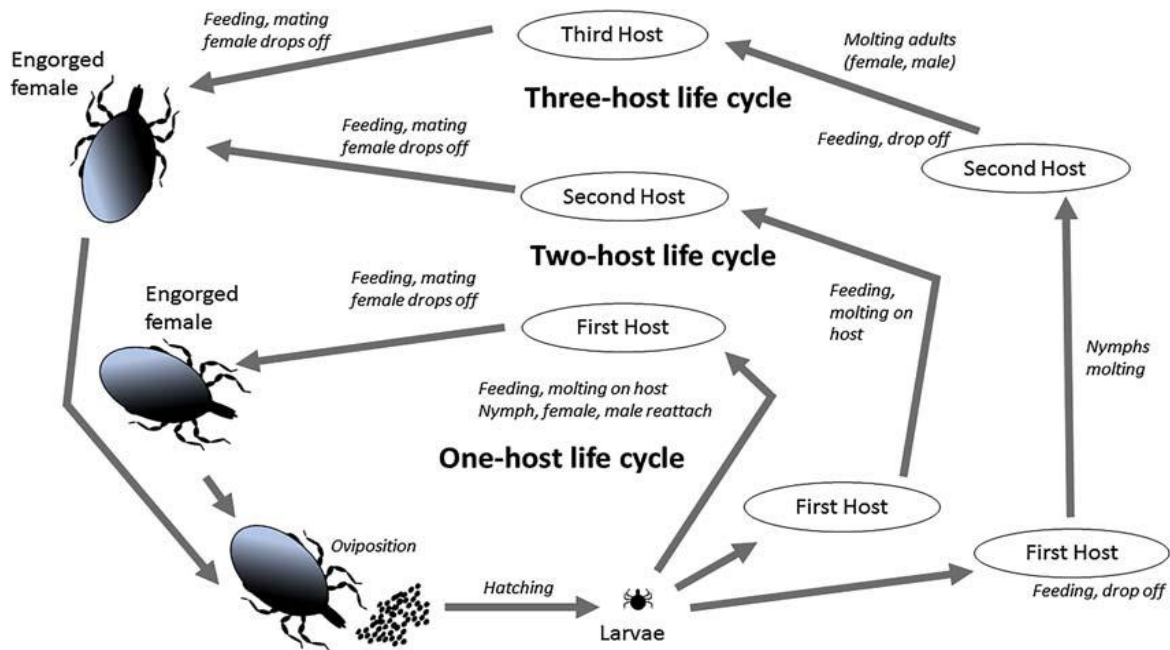
Au cours du cycle triphasique, les tiques sont adaptées à un parasitisme dit long avec un seul repas sanguin de 4 à 10 jours pour chaque stade parasitaire et une alternance en vie libre dans le milieu extérieur entre les différents stades (Bonnet *et al.*, 2015). Trois hôtes vertébrés d'une même espèce animale ou de différentes espèces sont impliqués dans le cycle. Le chevauchement du cycle triphasique nécessite un repas sanguin à chaque stade sur un hôte différent (Boulanger et McCoy, 2017). Généralement, les femelles sont fécondées sur l'hôte, ensuite se détachent après avoir terminé le repas sanguin et tombent au sol pour pondre ses œufs (Amélie, 2011). Cependant, pour certaines, l'accouplement peut avoir lieu avant le repas, sur la végétation comme sur l'hôte (Benredjem, 2015).



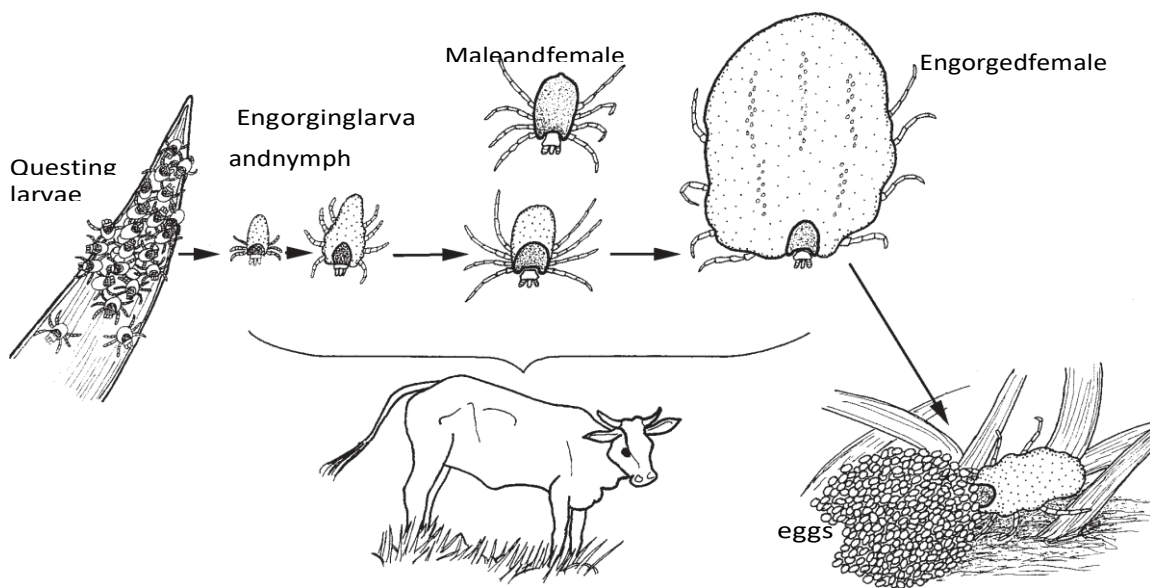
**Figure 3** : Cycle évolutif de type triphasique d'une tique dure (Walker *et al.*, 2003).

Au cours du cycle diphasique, deux hôtes différents (généralement de la même espèce animale) sont impliqués où la larve et la nymphe se nourrissent sur le premier hôte, ensuite la nymphe gorgée tombe au sol et se mue en l'adulte, qui prend son repas sanguin sur un

deuxième hôte (Nicholson *et al.*, 2018). Par contre, durant le cycle monophasique, toutes les stases se succèdent sur le même individu (hôte vertébré) (Boulanger et McCoy, 2017).



**Figure 4 :** Cycle évolutif incluant les trois types dont le cycle diphasique (Nicholson *et al.*, 2018).

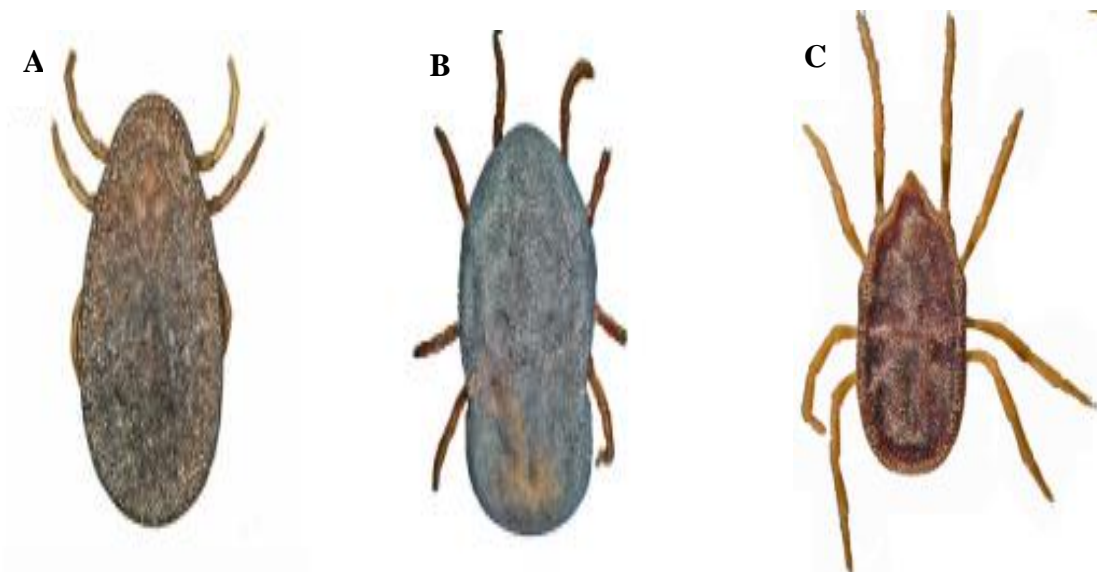


**Figure 5 :** Cycle évolutif de type monophasique (Walker *et al.*, 2003).

## 1.2. Tiques molles (Argasidae)

### 1.2.1. Définition

Les Argasidae ou les tiques molles sont morphologiquement très différentes des Ixodidae. Ces tiques ne possèdent pas d'écusson et leur tégument est flexible et expansible dans son ensemble d'où leur appellation 'tiques molles' (figure 6)(Aubry et Gaüzère, 2016). Elles ont des glandes coxales et des pièces piqueuses ventrales (sauf les larves) contrairement aux Ixodidae qui n'ont pas de glandes coxales et leurs pièces piqueuses sont terminales. En générale les Argasidae se distinguent des Ixodidae par l'absence des yeux (McCoy et Boulanger, 2015). Les tiques molles sont réparties dans le monde entier et préfèrent les régions les plus chaudes du globe. Elles sont exceptionnellement résistantes à la déshydratation et peuvent résister une longue durée sans repas. La plupart des espèces sont endophiles (Aubry et Gaüzère, 2016).



**Figure 6** : Aspect général des tiques molles appartenant aux différents genres (A: *Argas*, B: *Otobius*, C: *Ornithodoros*) (Guzmán-Cornejo *et al.*, 2019).

### 1.2.2. Systématique et taxonomie

En comparaison avec la famille des Ixodidae, la systématique des Argasidae au niveau des genres et sous genres est plus compliquée et fait toujours l'objet des discussions entre les taxonomistes. Selon Estrada- Peña *et al.* (2010) et Estrada-Peña (2015), deux facteurs essentiels peuvent rendre cette systématique incertaine dans certains cas :

- Le manque de lignes directrices fondées sur des caractéristiques morphologiques spécifiques pour une détermination fiable.

- La sous-estimation de la biodiversité élevée des tiques molles.

Quatre anciennes écoles ont proposé la classification des Argasidae, incluant l'école soviétique par Filippova (1966); Pospelova-Shtrom (1969), l'école américaine par Clifford et al. (1964); Hoogstraal (1985), l'école française par Camicas et Morel (1977); Camicas et al. (1998), et enfin l'école cladistique par Klompen et Oliver (1993). Récemment, d'autres révisions basées sur des données moléculaires ont été également proposées (Burger et al., 2014 ; Mans et al., 2019, 2021) (voir tableau 1). Au moins trois genres sont considérés comme valides (adoptés) par toutes ces écoles, et parmi ces genres, *Ornithodoros* et *Argas* ont une importance vétérinaire et médicale (Nava *et al.*, 2009 ; Guglielmone *et al.*, 2010 ; Estrada-Peña *et al.*, 2010, 2017a, b).

Plus de 61 espèces ont été décrites au sein du genre *Argas* dans les différentes régions du monde (voir tableau 2). La description a été basée essentiellement sur les caractéristiques morphologiques pour la plupart des espèces, tandis que certaines espèces disposent actuellement des données moléculaires. Parmi ces espèces, *Argas persicus* est le plus répandu et fréquemment associé aux élevages des oiseaux domestiques.



**Tableau 1 :** Classification au sein de la famille Argasidae (genres et sous genres) selon les différentes écoles de taxonomie

Ecole soviétique Filippova (1966); Pospelova-Shtrom (1969)	Ecole américaine Clifford <i>et al.</i> (1964); Hoogstraal (1985) ; Guglielmo <i>et al.</i> (2010)	Ecole française Camicas et Morel (1977); Camicas <i>et al.</i> (1998)	Ecole cladistique Klompén et Oliver (1993)	Mans <i>et al.</i> (2019)	Mans <i>et al.</i> (2021)
<b><u>Argasinae</u></b>	<b><u>Argasinae</u></b>	<b><u>Argasinae</u></b>	<b><u>Argasinae</u></b>	<b><u>Argasinae</u></b>	<b><u>Argasinae</u></b>
<i>Argas</i>	<i>Argas</i>	<i>Argas</i>	<i>Argas</i>	<i>Argas</i>	<i>Argas</i>
<i>Argas</i>	<i>Argas</i>	<i>Argas</i>	<i>Argas</i>	<i>Argas</i>	<i>Argas</i>
<i>Persicargas</i>	<i>Persicargas</i>	<i>Persicargas</i> <i>Carios</i>	(incl. <i>Persicargas</i> )	<i>Persicargas</i>	<i>Persicargas</i>
<i>Carios</i>	<i>Carios</i>	<i>Carios</i>		<i>Navis</i>	<i>Navis</i>
<i>Chiropterargas</i>	<i>Chiropterargas</i>	<i>Chiropterargas</i>			
		<i>Ogadenus</i>		<i>Ogadenus</i>	<i>Ogadenus</i>
	<i>Ogadenus</i>	<i>Ogadenus</i>	<i>Ogadenus</i>	<i>Ogadenus</i>	<i>Ogadenus</i>
<i>Secretargas</i>	<i>Secretargas</i>	<i>Secretargas</i>	<i>Secretargas</i>	<i>Secretargas</i>	<i>Secretargas</i>
		<i>Proknekalia</i>	<i>Proknekalia</i>	<i>Proknekalia</i>	<i>Proknekalia</i>
	<i>Microargas</i>		<i>Alveonasmus</i>	<i>Alveonasmus</i>	<i>Alveonasmus</i>
<b><u>Ornithodorinae</u></b>	<b><u>Ornithodorinae</u></b>	<b><u>Ornithodorinae</u></b>	<b><u>Ornithodorinae</u></b>	<b><u>Ornithodorinae</u></b>	<b><u>Ornithodorinae</u></b>
<i>Otobius</i>	<i>Otobius</i>	<i>Otobius</i>	<i>Otobius</i>	<i>Otobius</i>	<i>Otobius</i>
<i>Alveonasmus</i>	<i>Ornithodoros (s.l.)</i>	<i>Alveonasmus</i>			
<i>Alveonasmus</i>	<i>Alveonasmus</i>	<i>Alveonasmus</i>			
<i>Proknekalia</i>	<i>Proknekalia</i>				
<i>Ogadenus</i>					
<b><i>Ornithodoros</i></b>		<b><i>Ornithodoros</i></b>	<b><i>Ornithodoros (s.s.)</i></b>	<b><i>Ornithodoros</i></b>	<b><i>Ornithodoros</i></b>
<i>Ornithodoros</i>	<i>Ornithodoros</i>	<i>Ornithodoros</i>	(incl. <i>Ornithodoros</i> )	<i>Ornithodoros</i>	<i>Ornithodoros</i>
<i>Ornamentum</i>	<i>Ornamentum</i>	<i>Ornamentum</i>	<i>Ornamentum</i>	<i>Ornamentum</i>	<i>Ornamentum</i>
			<i>Microargas</i>	<i>Microargas</i>	<i>Microargas</i>
<i>Pavlovskyella</i>	<i>Pavlovskyella</i>	<i>Theriodoros</i>	<i>Pavlovskyella</i>	<i>Pavlovskyella</i>	<i>Pavlovskyella</i>
	(incl. <i>Theriodoros</i> )	(incl.	<i>Theriodoros</i> )	<i>Theriodoros</i>	(incl. <i>Theriodoros</i> )
		<i>Pavlovskyella</i> )	<b><i>Carios (s.l.)</i></b>	<b><i>Carios</i></b>	
<i>Alectorobius</i>	<i>Alectorobius</i>	<i>Alectorobius</i>	(incl. <i>Alectorobius</i> )	<i>Alectorobius</i>	<b><i>Alectorobius</i></b>
			<i>Carios</i> <i>Chiropterargas</i> ,	<i>Carios</i>	<b><i>Carios</i></b>
<i>Reticulinasus</i>	<i>Reticulinasus</i>	<i>Reticulinasus</i>	<i>Reticulinasus</i>	<i>Chiropterargas</i>	<b><i>Chiropterargas</i></b>
<i>Subparratus</i>	<i>Subparratus</i>	<i>Subparratus</i>	<i>Subparratus</i>	<i>Reticulinasus</i>	<b><i>Reticulinasus</i></b>
<b><i>Antricola</i></b>	<b><i>Antricola</i></b>	<b><i>Antricola</i></b>		<i>Subparratus</i>	<b><i>Subparratus</i></b>
<i>Antricola</i>	<i>Antricola</i>		<i>Antricola</i>	<i>Antricola</i>	<b><i>Antricola</i></b>
<i>Parantricola</i>	<i>Parantricola</i>	<b><i>Parantricola</i></b>	<i>Parantricola</i>	<i>Parantricola</i>	<i>Antricola</i>
	<b><i>Nothoaspis</i></b>	<b><i>Nothoaspis</i></b>	<i>Nothoaspis</i> )	<i>Nothoaspis</i>	<i>Parantricola</i>
		<i>Microargas</i>			<b><i>Nothoaspis</i></b>

Les genres sont en gras italique tandis que les sous-genres sont en italique seulement.

**Tableau 2 :** Les différentes espèces appartenant au genre *Argas* (Guglielmone *et al.*, 2010)

<ol style="list-style-type: none"> <li>1. <i>Argas abdussalami</i> Hoogstraal and McCarthy, 1965</li> <li>2. <i>Argas africanus</i> Hoogstraal, Kaiser, Walker, Ledger, Converse and Rice, 1975</li> <li>3. <i>Argas arboreus</i> Kaiser, Hoogstraal and Kohls, 1964</li> <li>4. <i>Argas assimilis</i> Teng and Song, 1983</li> <li>5. <i>Argas australiensis</i> Kohls and Hoogstraal, 1962 (Carios)</li> <li>6. <i>Argas beijingensis</i> Teng, 1983</li> <li>7. <i>Argas beklemishevi</i> Pospelova-Shtrom, Vasil'yeva and Semashko, 1963</li> <li>8. <i>Argas boueti</i> Roubaud and Colas-Belcour, 1933 (Carios)</li> <li>9. <i>Argas brevipes</i> Banks, 1908</li> <li>10. <i>Argas brumpti</i> Neumann, 1907 (Ogadenus).</li> <li>11. <i>Argas bureschi</i> Dryenski, 1957</li> <li>12. <i>Argas ceylonensis</i> Hoogstraal and Kaiser, 1968 (Carios)</li> <li>13. <i>Argas confusus</i> Hoogstraal, 1955 (Carios)</li> <li>14. <i>Argas cooleyi</i> Kohls and Hoogstraal, 1960.</li> <li>15. <i>Argas cordiformis</i> Hoogstraal and Kohls, 1967 (Carios)</li> <li>16. <i>Argas cucumerinus</i> Neumann, 1901</li> <li>17. <i>Argas dalei</i> Clifford, Keirans, Hoogstraal and Corwin, 1976</li> <li>18. <i>Argas daviesi</i> Kaiser and Hoogstraal, 1973 (Carios)</li> <li>19. <i>Argas delicatus</i> Neumann, 1910.</li> <li>20. <i>Argas dewae</i> Kaiser and Hoogstraal, 1974 (Carios)</li> <li>21. <i>Argas dulus</i> Keirans, Clifford and Capriles, 1971</li> <li>22. <i>Argas echinops</i> Hoogstraal, Uilenberg and Blanc, 1967 (Ogadenus)</li> <li>23. <i>Argas falco</i> Kaiser and Hoogstraal, 1974</li> <li>24. <i>Argas giganteus</i> Kohls and Clifford, 1968</li> <li>25. <i>Argas gilcolladoi</i> Estrada-Peña, Lucientes and Sánchez, 1987</li> <li>26. <b><i>Argas hermanni</i> Audouin, 1826</b></li> <li>27. <i>Argas himalayensis</i> Hoogstraal and Kaiser, 1973</li> <li>28. <i>Argas hoogstraali</i> Morel and Vassiliades, 1965 (Ogadenus)</li> <li>29. <i>Argas japonicus</i> Yamaguti, Clifford and Tipton, 1968</li> <li>30. <i>Argas keiransi</i> Estrada-Peña, Venzal and González-Acuña, 2003</li> <li>31. <i>Argas lagenoplastis</i> Froggatt, 1906</li> <li>32. <i>Argas latus</i> Filippova, 1961</li> <li>33. <i>Argas lowryae</i> Kaiser and Hoogstraal, 1975</li> <li>34. <i>Argas macrodermae</i> Hoogstraal, Moorhouse, Wolf and Wassef, 1977 (Carios)</li> <li>35. <i>Argas macrostigmatus</i> Filippova, 1961</li> <li>36. <i>Argas magnus</i> Neumann, 1896</li> <li>37. <i>Argas miniatus</i> Koch, 1844</li> <li>38. <i>Argas monachus</i> Keirans, Radovsky and Clifford, 1973</li> <li>39. <i>Argas monolakensis</i> Schwan, Corwin and Brown, 1992</li> <li>40. <i>Argas moreli</i> Keirans, Hoogstraal and Clifford, 1979</li> <li>41. <i>Argas neghmei</i> Kohls and Hoogstraal, 1961</li> <li>42. <i>Argas nullarborensis</i> Hoogstraal and Kaiser, 1973</li> <li>43. <b><i>Argas persicus</i> (Oken, 1818)</b></li> <li>44. <i>Argas polonicus</i> Siuda, Hoogstraal, Clifford and Wassef, 1979</li> <li>45. <i>Argas pusillus</i> Kohls, 1950 (Carios)</li> <li>46. <i>Argas radiatus</i> Railliet, 1893</li> <li>47. <b><i>Argas reflexus</i> (Fabricius, 1794).</b></li> <li>48. <i>Argas ricei</i> Hoogstraal, Kaiser, Clifford and Keirans, 1975</li> <li>49. <i>Argas robertsi</i> Hoogstraal, Kaiser and Kohls, 1968</li> <li>50. <i>Argas sanchezzi</i> Dugès, 1887</li> <li>51. <i>Argas sinensis</i> Jeu and Zhu, 1982 (Carios)</li> <li>52. <i>Argas streptopelia</i> Kaiser, Hoogstraal and Horner, 1970</li> <li>53. <i>Argas striatus</i> Bedford, 1932</li> <li>54. <i>Argas theilerae</i> Hoogstraal and Kaiser, 1970</li> <li>55. <i>Argas transgaripepinus</i> White, 1846</li> <li>56. <i>Argas transversus</i> Banks, 1902 (Microargas, Ornithodoros).</li> <li>57. <i>Argas tridentatus</i> Filippova, 1961</li> <li>58. <i>Argas vespertilionis</i> (Latreille, 1796) (Carios).</li> <li>59. <i>Argas vulgaris</i> Filippova, 1961. See <i>A. delicatus</i>.</li> <li>60. <b><i>Argas walkerae</i> Kaiser and Hoogstraal, 1969</b></li> <li>61. <i>Argas zumpti</i> Hoogstraal, Kaiser and Kohls, 1968.</li> </ol>
---

### 1.2.3. Morphologie générale

Les espèces des Argasidae sont généralement de grande taille (6-7 mm), leur corps est dépourvu de scutum et se compose de deux parties. Le capitulum qui porte les pièces buccales, situées en position ventrale et ne sont pas visibles de la vue dorsale chez l'adulte et la nymphe et l'idiosome qui porte l'orifice génital, les pattes, les stigmates et l'orifice anal. La majorité des membres de cette famille n'ont pas des yeux (Walker *et al.*, 2003). Les caractères morphologiques de certaines espèces appartenant au genre *Argas*, qui se trouvent en Afrique et infestent les oiseaux domestiques, particulièrement *A. persicus* infestant la poule domestique, seront décrites par la suite.

#### 1.2.3.1. Morphologie générale du genre *Argas*

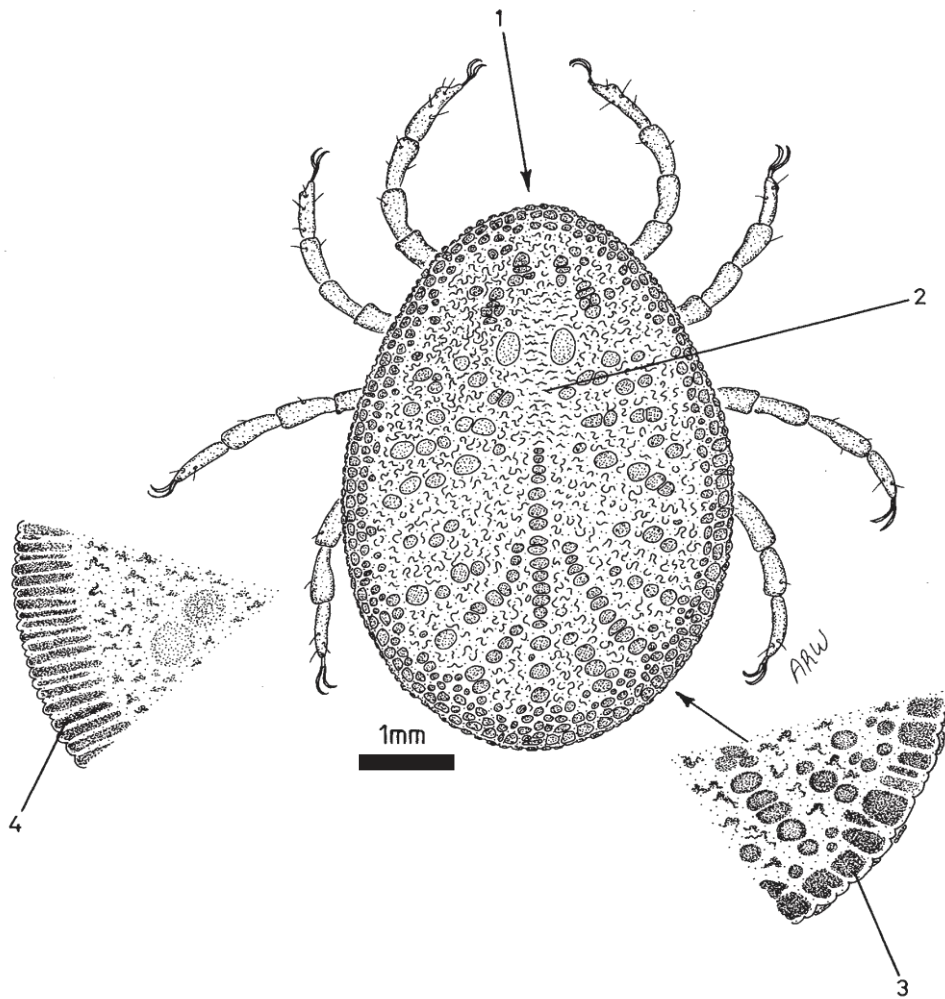
Les tiques du genre *Argas* ont un corps ovale avec une marge aplatie, une cuticule plissée coriacée, couvertes par des disques protégeant la tique de la dessiccation et les blessures. Leur forme et la manière dont elles sont agencées peuvent aider à l'identification des différentes espèces (Boulanger et McCoy, 2017). Une ligne de suture latérale entre les deux surfaces dorso-ventrale est distincte, qui peut avoir une texture de crêtes perpendiculaire chez certaines espèces ou des plaques rectangulaires chez d'autres espèces (cas d'*A. persicus*). Elles possèdent des pièces buccales constituées de deux palpes. Les *Argas* ont un camerostome où les plis camerostomaux qui peuvent être distincts ou indistincts comme chez *A. persicus* (ces caractéristiques morphologiques seront observées dans les figures ci-dessous). Les adultes et les nymphes ont en commun quatre paires de pattes, avec une plaque spiraculaire située entre la troisième et la quatrième patte, tandis que les larves n'ont que trois paires de pattes (Walker *et al.*, 2003). Le pore génital chez les adultes se manifeste par deux lèvres transversales en forme de U inversé chez la femelle. Chez le mâle, la lèvre inférieure couvre la lèvre supérieure (Guzmán-Cornejo *et al.*, 2019). Tous les stades des *Argas* possèdent l'organe de Haller dans la face dorsale du tarsus de chaque première patte, qui joue un rôle dans la détection des hôtes (Mullen et Durden, 2019).

### 1.2.3.1.1. *Argas persicus* (Oken, 1818)

*Argas persicus* est connu sous le nom de ‘tique de volaille’ ou le ‘tampan de volaille’. Il a une grande importance vétérinaire comme parasite et vecteur de divers agents pathogènes aux volailles. Cette espèce est originaire de l'Asie centrale. Cependant, en raison de son association étroite avec les oiseaux domestiques, principalement les poulets domestiques, elle a été introduite dans presque toutes les régions du monde (Pfäffle et Petney, 2017). Par conséquent, *Argas persicus* a une large répartition géographique et colonise différentes régions climatiques du monde (Walker *et al.*, 2003 ; Pfäffle et Petney, 2017).

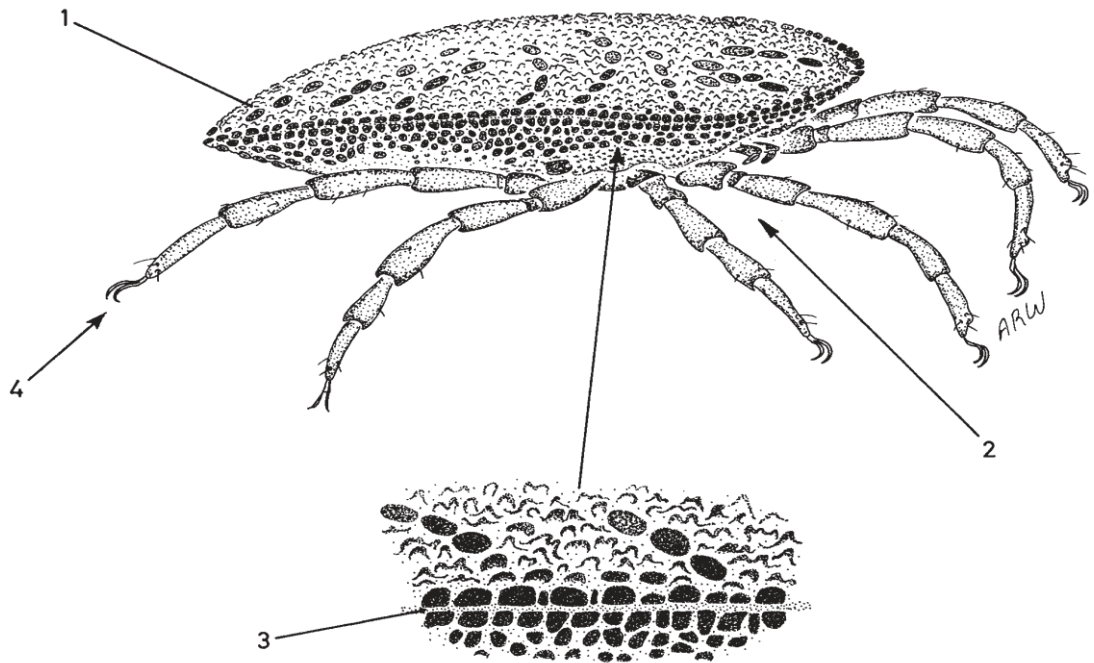
#### a) Adultes

La taille des adultes est de 5-8 mm, il est de couleur marron rougeâtre, bleu quand la tique est engorgée. Le corps est ovale avec une face dorsale relativement uniforme sans scutum. (Taylor *et al.*, 2007). Le capitulum possède deux chélicères, des pédipalpes à quatre articles avec une soie sous le premier article de chaque pédipalpe, et un hypostome denticulé avec une paire de soie au centre postérieur de celui-ci. Les pattes sont dépourvues de pulvilles plantaires. La respiration s'opère par des trachées qui s'ouvrent à l'extérieur par des stigmates situés entre la 3<sup>ème</sup> et la 4<sup>ème</sup> paire de pattes. Les glandes coxales se trouvent entre les coxa 1 et 2 (Boulanger et McCoy, 2017). Sur la face ventrale, l'orifice génital se trouve sous le capitulum, placé entre les coxa 1 et 2. Chez les femelles, cet orifice est large et occupe presque tout l'espace entre les coxa. Chez les mâles, l'ouverture génitale est plus réduite par rapport aux femelles. L'orifice anal est en position postérieur. Le dimorphisme sexuel est peu marqué dont la différenciation entre les deux sexes est basée sur la forme et la taille du pore génital (Malleesh *et al.*, 2017). Cette description morphologique des stades adultes est indiquée dans les figures 7, 8 et 9.



**Figure 7 :** Femelle d'*A. persicus* (face dorsale) (les principales différences morphologiques avec *Argas reflexus* sont indiquées à gauche) (Walker et al., 2003).

- (1) : Le scutum (ou conscutum du mâle) est absent.
- (2) : Le motif des mamelles et des crêtes est nettement alambiqué (des disques en relief sont également présents, les disques sont nombreux, plat et bien défini).
- (3) : La texture de la suture latérale est marquée par des plaques rectangulaires chez *A. persicus* (dorsalement et ventralement).
- (4) Pour *A. reflexus*, la suture latérale est marquée par des crêtes fines donnant un aspect ondulé. La suture latérale est également légèrement incurvée vers le haut (d'où le nom *reflexus*). Le motif des mamelles est légèrement alambiqué. Les disques surélevés sur le tégument sont moins nombreux et moins bien définis qu'en *A. persicus*.



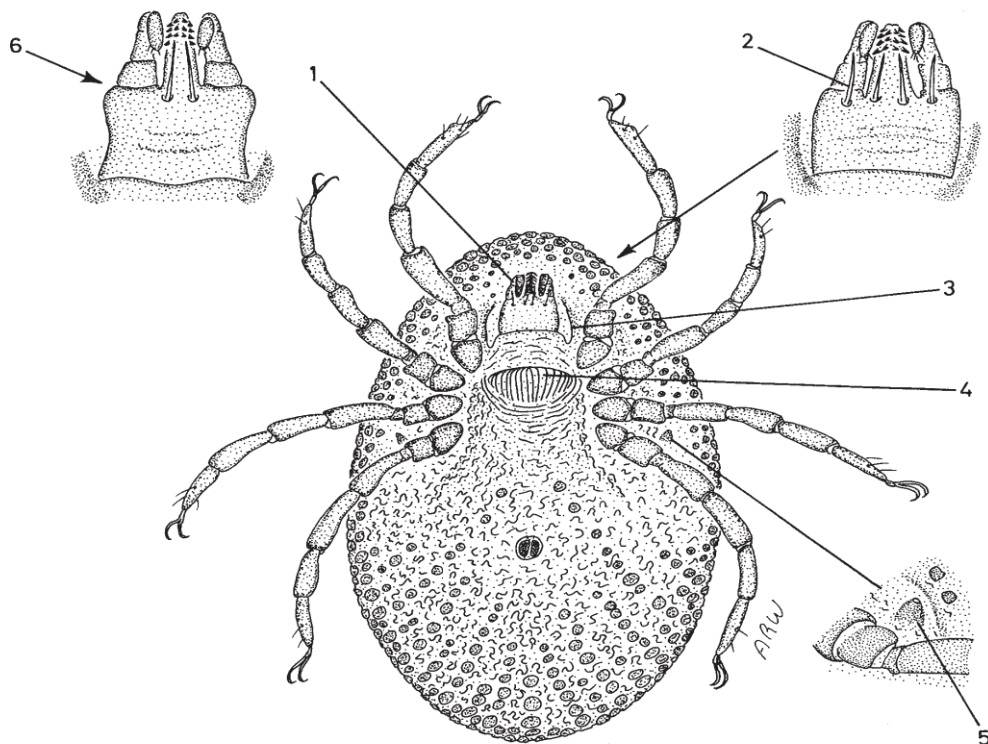
**Figure 8** : Femelle d'*A. persicus* (face latérale) (Walker *et al.*, 2003).

(1) : Le corps est aplati dorso-ventralement.

(2) : Les yeux sont absents.

(3) : La marge du corps forme une suture latérale ; la texture de cette suture est constituée de plaques rectangulaires à la fois dorsalement et ventralement. La texture du tégument est alambiquée.

(4) : Les pulvilli sont absents des extrémités des jambes (mais il y a une paire de griffes sur chaque tarse).



**Figure 9** : Femelle d'*A. persicus* (face ventrale) (les principales différences morphologiques avec *A. reflexus* sont indiquées à gauche) (Walker et al., 2003).

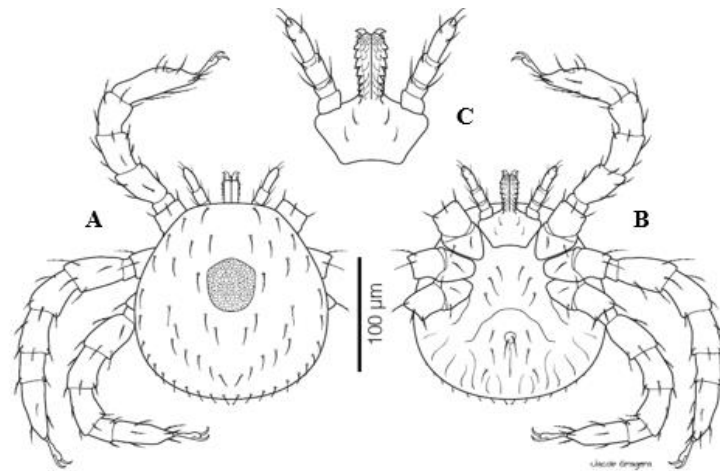
- (1) : Les pièces buccales sont ventrales et petites. Elles se composent d'une centrale hypostome denté et une paire de palpes.
- (2) : Présence d'une paire de soies similaires post-hypostome et une paire au niveau de la base des deux palpes pour *A. persicus* (une seule longue soie à la base de chaque palpe).
- (3) : Plis camerochaetaux indistincts.
- (4) : Orifice génital (chez la femelle).
- (5) : Spiracle en forme d'un cône (indistinct et situé au-dessus du coxa des pattes 3 et 4).
- (6) : Présence d'une paire de soies post-hypostome et absence d'une paire de soies au niveau de la base des deux palpes pour *A. reflexus*.

### b) Nymphes

Le développement des nymphes peut comporter plusieurs stades (2 à 7) en fonction de l'espèce. Ce nombre peut aussi varier en fonction de la température, de la qualité et de la quantité de sang ingéré lors du repas sanguin. Les mâles vont souvent apparaître après un nombre réduit de stades par rapport aux femelles. La taille de la nymphe augmente à chaque stade. Comme chez l'adulte, les nymphes ont 4 paires de pattes, un capitulum ventral et un hypostome réduit. Elles ne présentent pas de pulvilles plantaires et ne possèdent pas de pore génital (Boulanger et McCoy, 2017).

### c) Larves

Les larves sont de petite taille et sont très différentes des autres stades parasitaires. Le capitulum est antérieur et l'hypostome est bien denticulé. Elles possèdent des pulvilles et trois paires de pattes avec l'absence du pore génital (figure 10) (Boulanger et McCoy, 2017 ; Mallesh *et al.*, 2018).



**Figure 10:** Larve d'*A. persicus* (A : vue dorsale, B : vue ventrale, C : détail du capitulum) (Pfäffle et Petney, 2017).



#### d) Œufs

Les œufs d'*A. persicus* ont une forme sphérique et une couleur marron (figure 11)(Malleh *et al.*, 2017).



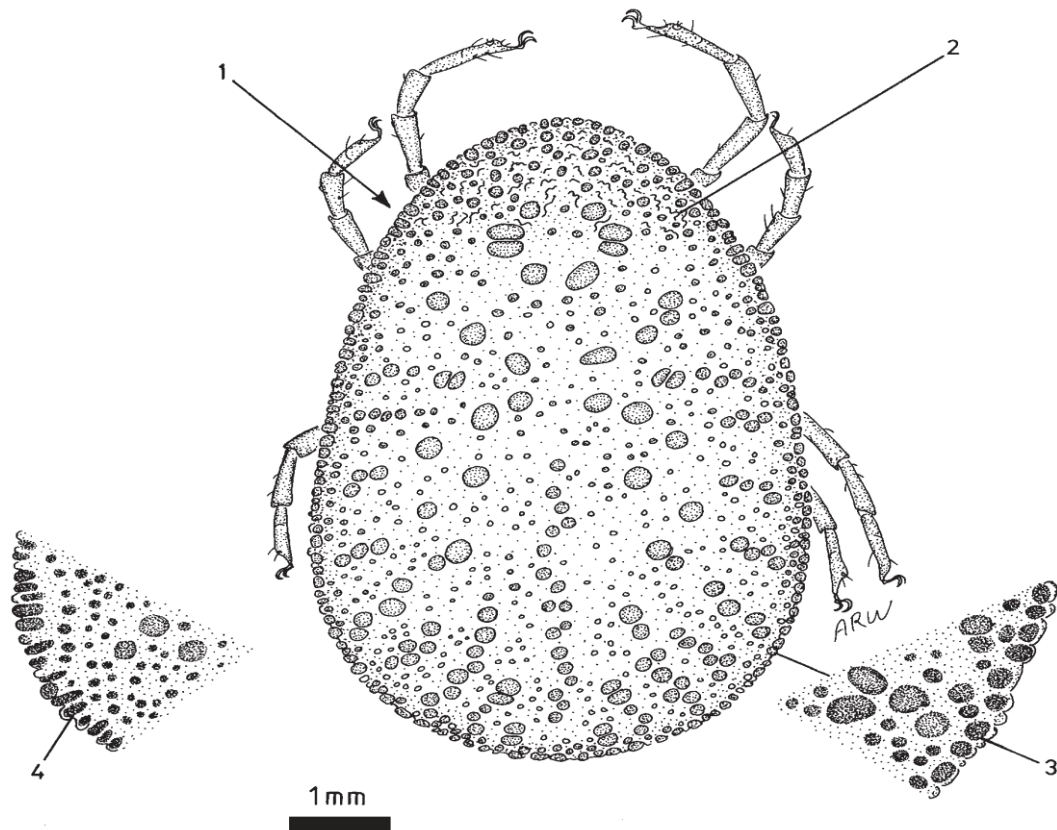
**Figure 11** : Une femelle d'*A. persicus* pond des œufs (Malleh *et al.*, 2018).

#### 1.2.3.1.2. *Argas reflexus* (Fabricius, 1794).

*Argas reflexus* est connu sous le nom 'tique du pigeon' car il infeste généralement les pigeons et entre ainsi en contact avec les humains dans les bâtiments où les pigeons nichent ou se perchent (Walker *et al.*, 2003). La taille des adultes est de 6-11mm de longueur, d'une teinte brun rouge avec des pattes de couleur pale. Son corps possède une marge irrégulière qui est composée de rainures perpendiculaires. Cette espèce est aussi caractérisée par la présence d'une seule paire de soies post-hypostome (figures 7 et 9) (Taylor *et al.*, 2007). *Argas reflexus* est distribué principalement dans le Moyen-Orient et l'Europe dont le Bassin méditerranéen. Il a été rapporté que cette espèce est présente dans le nord d'Afrique dont l'Algérie (Walker *et al.*, 2003).

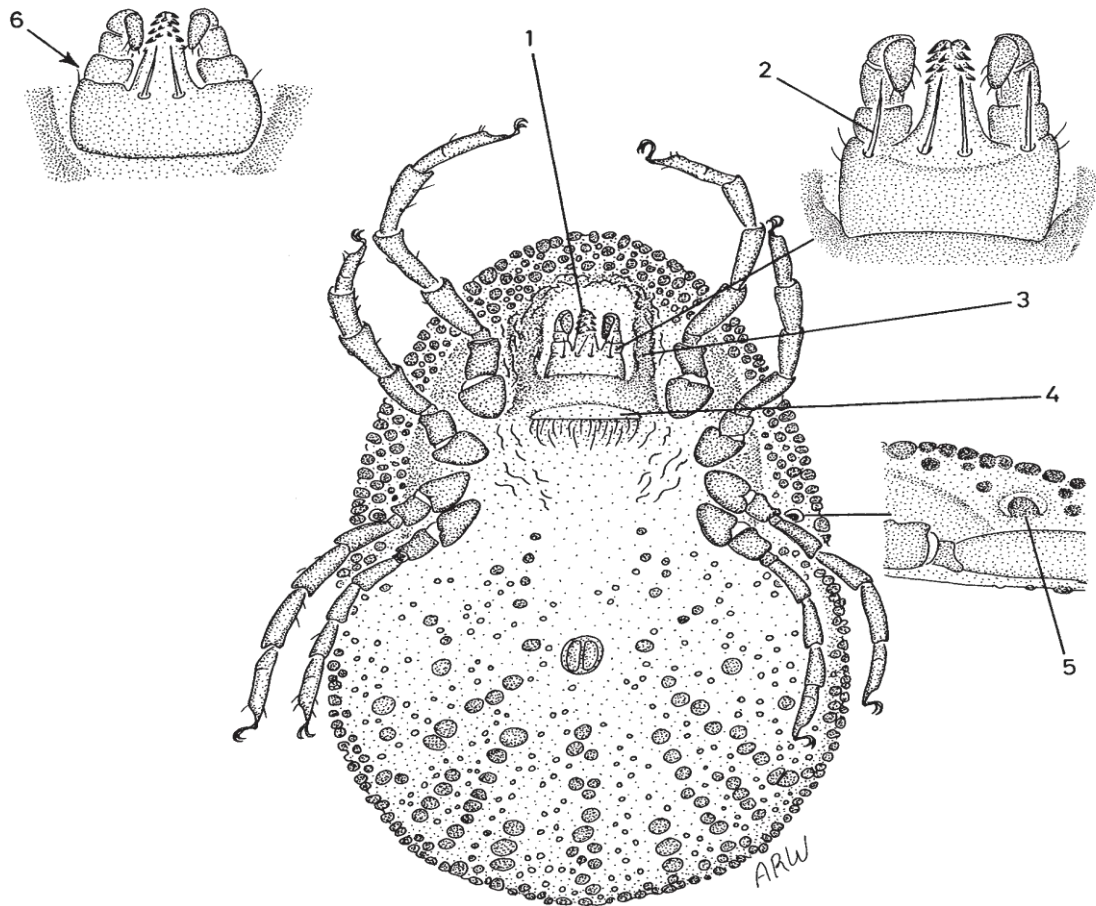
#### **1.2.3.1.3. *Argas walkerae* (Kaiser et Hoogstraal, 1969)**

*Argas walkerae* a été décrit récemment en comparaison avec les autres espèces d'*Argas*. Les connaissances de la biologie de cette espèce sont confuses car elles semblaient à celles d'*A. persicus*, mais morphologiquement *A. walkerae* a un camérostome plus distinct et la taille de l'adulte est plus large par rapport aux autres espèces (figures 12 et 13). Sa distribution est limitée particulièrement en Afrique du Sud (Walker *et al.*, 2003). Les volailles domestiques sont les hôtes préférentiels de cette espèce. Elle infeste probablement les oiseaux sauvages nichant dans les arbres et les perchés (Walker *et al.*, 2003).



**Figure 12** : Femelle d'*A. walkerae* (face dorsale) (les principales différences morphologiques avec *A. hermanni* sont indiquées à gauche) (Walker *et al.*, 2003).

- (1) : Le scutum (ou conscutum du mâle) est absent.
- (2) Le motif des mamelles et des crêtes est légèrement alambiqué (des disques en relief sont également présents, les disques sont nombreux, bien plats et bien définis).
- (3) La texture de la suture latérale est marquée par des plaques rectangulaires (elles se produisent dorsalement et ventralement mais ont tendance à être irréguliers et souvent pas clairement rectangulaire).
- (4) Pour *A. hermanni*, la suture latérale est marquée par des crêtes indistinctes donnant un aspect légèrement strié. Le motif des mammilles est finement granuleux. Les disques en relief sur le tégument sont moins nombreux et moins bien définis que chez *A. persicus* ou *A. walkerae*. Par conséquent, *A. hermanni* semble être généralement plus lisse que les autres espèces d'*Argas*.



**Figure 13** : Femelle d'*A. walkerae* (face ventrale) (les principales différences morphologiques avec *A. hermanni* sont indiquées à gauche) (Walker *et al.*, 2003).

(1) : Les pièces buccales sont ventrales et petites. Elles se composent d'une centrale hypostome denté et une paire de palpes.

(2) : Présence d'une paire de soies similaires post-hypostome et une paire au niveau de la base des deux palpes pour *A. walkerae* (une seule longue soie à la base de chaque palpe).

(3) : Plis camerostaumaux distincts.

(4) : Orifice génital (chez la femelle).

(5) : Spiracle en forme d'un cône (indistinct et situé au-dessus du coxa des pattes 3 et 4).

(6) : Présence d'une paire de soies post-hypostome et absence d'une paire de soies au niveau de la base des deux palpes pour *A. hermanni*.

#### 1.2.3.1.4. *Argas hermanni* (Audouin, 1827)

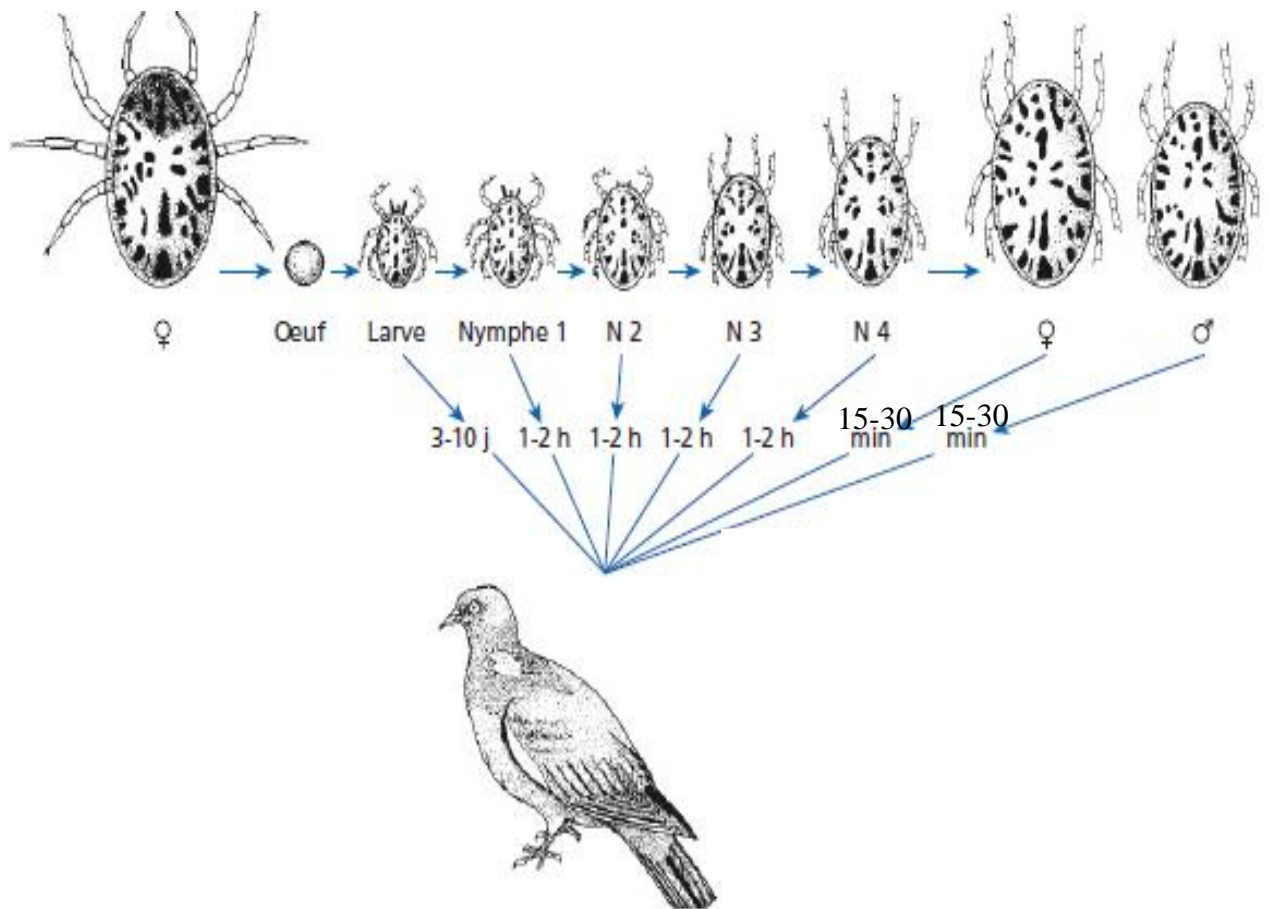
*Argas hermanni* a une suture latérale avec des crêtes indistinctes donnant un aspect légèrement strié et un motif des mammilles plus lisse que celui d'*A. walkerae* (figures 12 et 13) (Walker *et al.*, 2003). Les informations sur la distribution de cette espèce sont clairsemées, mais elle semble être limitée à l'Égypte et l'Éthiopie (Walker *et al.*, 2003).

#### 1.2.4. Cycle biologique

Les tiques sont hémimétaboles où les stades larvaires, nymphaux et adultes subissent des changements graduels lors des mues. Les tiques ne sont pas des ectoparasites permanents où elles alternent des phases libres et des phases parasitaires (Boulanger et McCoy, 2017).

Ce paragraphe décrit le cycle évolutif des argasidés, qui est typique pour l'ensemble des espèces avec l'évocation de quelques particularités chez l'espèce *A. persicus* (figure 14). Les volailles domestiques, les dindes, les canards et les oies représentent les hôtes typiques pour cette espèce. Cette dernière se nourrit également de pigeons et d'autres oiseaux sauvages, mais rarement de l'Homme (Pfäffle et Petney, 2017). La tique femelle pond un lot d'œufs après chaque repas sanguin et peut pondre de 6 à 7 lots durant toute sa vie. Chaque lot contient environ 20 à 100 œufs (figure 11). Les œufs éclosent en 3 semaines approximativement. Les larves se fixent et se nourrissent sur leur hôte pendant 5 à 10 jours, généralement sous les ailes. Elles se détachent de leur hôte, puis se muent en nymphes dans les fissures et les anfractuosités des poulaillers. Les nymphes se nourrissent de sang pendant 5 minutes à quelques heures, puis elles se muent. Il peut y avoir quatre stades nymphaux qui caractérisent les argasidés, chacun nécessitant un repas sanguin avant de muer au stade suivant. La mue se produit également dans les fissures et les crevasses. La mue vers le stade adulte peut se produire à partir du deuxième stade nymphal. L'adulte ne se nourrit également que pendant une courte période et comme la nymphe, il se nourrit généralement la nuit lorsque les oiseaux se perchent. Leur poids au cours du repas sanguin augmente de 5 à 20 fois de leur poids habituel. Les adultes se nourrissent environ une fois par mois. Les larves peuvent survivre deux mois ou plus, les nymphes peuvent survivre un an et les adultes peuvent survivre jusqu'à trois ans sans repas sanguin. Dans les climats caractérisés par la présence d'une saison hivernale, les larves et le premier stade nymphal sont les plus actifs au début de l'été. Les stades nymphaux 2 à 4 sont actifs particulièrement au milieu de l'été et les adultes sont actifs surtout à la fin de l'été et en automne. Les tiques hivernent au stade adulte

ou sous forme d'œufs (Nosek *et al.*, 1980 ; Walker *et al.*, 2003 ; Taylor *et al.*, 2007 ; Barker et Walker, 2014). Cependant, le cycle de vie des argasidés est fortement influencé par les conditions environnementales (Pfäffle et Petney, 2017). La survie et le développement des différents stades parasites sont liés aux caractéristiques de l'environnement biotique (représenté par l'hôte) et abiotique (habitat de l'hôte, température, humidité...etc) (Boulanger et McCoy, 2017). Dans des conditions expérimentales, des cycles de vie variables pour *A. persicus* ont été documentés dans différentes études (Pfäffle et Petney, 2017).



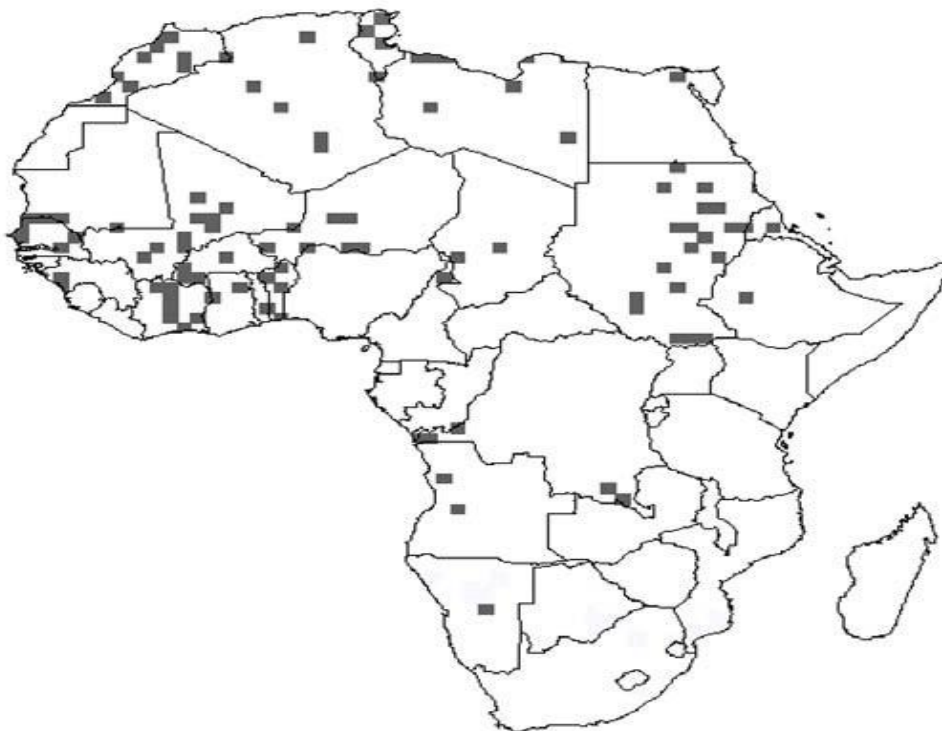
**Figure 14** :Cycle de vie général des argasidés (Boulanger et McCoy, 2017).

### 1.2.5. Ecologie et distribution

*Argas persicus* est une tique domestique et endophile, dite ‘nidicole’, qui évolue à proximité de leur hôte dans différents gîtes. Il se trouve dans les anfractuosités des poulailleries, au niveau des abris, terriers, grottes et des fissures de pierres ....etc. Il se trouve également

dans les nids et les sites de repos des oiseaux domestiques (Walker *et al.*, 2003 ; Vial, 2009). Il a été observé sous l'écorce de 16 espèces d'arbres différents, qui n'étaient pas utilisées comme perchoirs par les oiseaux domestiques, mais étaient utilisées par les vautours (*Pseudogyps bengalensis*) et les hérons (*Ardea cinerea*) pour nicher ou se percher (Abdussalam et Sarwar, 2009). Cependant, l'infestation des oiseaux sauvages par *A. persicus* reste mal documentée dans le monde. Ce parasite est largement distribué dans presque toutes les régions du monde en raison de son association étroite avec les oiseaux domestiques et il est adapté aux différents climats (tempéré méditerranéen, semi-arides régions, désert, forêts tropicales) (Walker *et al.*, 2003 ; Pfäffle et Petney, 2017). Dans le continent d'Afrique, *A. persicus* a été rapporté dans la plupart des pays, particulièrement ceux de l'Afrique du nord et l'Afrique de l'ouest (figure 15).

L'incidence de l'infestation par ces parasites varie considérablement à travers le monde (soit au niveau des hôtes, soit au niveau des fermes des volailles). Plusieurs facteurs tels que la méthodologie de l'étude, l'échantillonnage, la durée et la saison d'échantillonnage, le système d'élevage des poulets, ainsi que l'usage des acaricides, pourraient contribuer à ces variations.



**Figure 15** : Distribution de l'espèce *A. persicus* en Afrique (Walker *et al.*, 2003).

L'architecture traditionnelle de l'habitat des volailles expose les poules à l'infestation par différents types d'ectoparasites dont les argasidés (Mulugeta *et al.*, 2013). Cet habitat est caractérisé par une diversité architecturale et une grande variété de matériaux utilisés. Différents types d'habitat traditionnel favorisant la reproduction de la population d'*A. persicus* et l'infestation des poules domestiques par cette espèce ont été documentés (Guèye *et al.*, 2004) :

#### 1.2.5.1. Modèle hétéroclite

Il se distingue par le caractère très sommaire de sa construction et la disparité des éléments employés. Des briques, des planches, des morceaux de grillage usagés, des fûts coupés, des feuilles de zinc ou de rônier (*Borassus flabellifer*) peuvent en constituer l'ossature (figure 16).



**Figure 16** : Habitat traditionnel (modèle hétéroclite) (Guèye *et al.*, 2004).



### 1.2.5.2. Modèle à épineux

La charpente est constituée de tiges recouvertes d'une épaisseur de chaume sur laquelle sont déposés des branchages d'épineux (figure 17).



**Figure 17** : Habitat traditionnel (modèle à épineux) (Guèye *et al.*, 2004).

### 1.2.5.3. Modèle en végétaux tressés

La forme est généralement semi-sphérique avec un diamètre souvent inférieur à 1 m. Les espèces végétales utilisées pour le tressage de ces abris varient selon les zones écologiques (figure 18).



**Figure 18** : Habitat traditionnel (modèle en végétaux tressés) (Guèye *et al.*, 2004).

#### 1.2.5.4. Modèle en banco

Il en existe deux sortes ; un modèle comparable à une case (figure 19), composé d'une partie circulaire ou cubique en argile sur laquelle repose un toit de chaume, et un autre modèle entièrement en argile de forme rectangulaire (non montré). Quel que soit le type considéré, les dimensions de ces habitats ne sont pas grandes (environ 1 à 1,5 m).



**Figure19:** Habitat traditionnel (modèle en banco en forme de case) (Guèye *et al.*, 2004).

#### 1.2.6. Action pathogène d'*Argas persicus*

*Argas persicus* a une action pathogène directe en entraînant une spoliation sanguine, une paralysie, une dyshidrose et une réaction allergique. Des fortes infestations peuvent également provoquer une toxicose chez les volailles. Les larves peuvent produire une toxine qui cause une paralysie chez les poulets et les canards, similaire à celle observée dans le botulisme. Egalement, *A. persicus* a une action pathogène indirecte importante, qui consiste en la transmission de divers agents infectieux aux volailles (Walker *et al.*, 2003 ; McCoy et Boulanger, 2015). Cette espèce est considérée comme un vecteur et réservoir important des agents bactériens d'intérêt vétérinaire chez les volailles (Pfäffle et Petney, 2017). Il transmet principalement *Borrelia anserina* et *Aegyptianella pullorum*, agents de la spirochétose aviaire et de l'aegyptianellose, respectivement (Walker *et al.*, 2003 ; Petney *et al.*, 2004). Il peut être impliqué dans la transmission de *Mycobacterium avium* et *Pasteurella avicida*. Il a été aussi connue pour abriter des infections persistantes à *Salmonella gallinarum/pullorum* (Stefanov *et al.*, 1975; Petney *et al.*, 2004). D'autres espèces bactériennes appartenant aux plusieurs genres ont été isolées chez cette espèce (Buriro, 1983 ; Montasser, 2005; Manzano-Román *et al.*, 2012).

D'autres agents pathogènes d'origine virale et bactérienne, impliqués dans différentes infections humaines, ont été détectés chez *A. persicus*, incluant le virus de la fièvre hémorragique de Crimée-Congo (CCHFV), le virus slovaque et la maladie de la forêt de Kyasanur (Hoogstraal, 1985; Nuttall *et al.*, 1994; Labuda et Nuttall, 2004; Manzano-Román *et al.*, 2012), ainsi qu'une souche arménienne de rickettsies, génétiquement apparentée à *Rickettsia slovaca*, *Candidatus Rickettsia hoogstraalii*, d'autres *Rickettsia* spp. impliqués dans la fièvre boutonneuse (Spotted Fever Group) et *Anaplasma phagocytophilum* (Reháček *et al.*, 1977 ; Pader *et al.*, 2012; Boucheikhchoukh *et al.*, 2018; Hosseini-Chegeni *et al.*, 2020). De plus, il a été rapporté que cette espèce peut être impliquée dans la circulation du 'West Nile virus' (Abbassy *et al.*, 1993 ;Barker et Walker, 2014).

En Algérie, *B. anserina*, *Bartonella* spp., *Anaplasma* spp., *Borrelia* spp., et *A. phagocytophilum* ont été détectées chez *A. persicus* dans différentes études (Lafri *et al.*, 2017 ; Boucheikhchoukh *et al.*, 2018 ; Ouchene *et al.*, 2020).

### **1.2.7. Moyens de luttés**

Vue l'importance vétérinaire des argasidés, particulièrement *A. persicus* chez les volailles, soit par son action pathogène directe ou son rôle comme vecteur et réservoir de différents agents infectieux, particulièrement *B. anserina* et *A. pullorum*, la lutte contre ces tiques au sein des poulaillers, que ce soit traditionnelles ou celles appartenant aux élevages industriels, reste une démarche nécessaire pour minimiser l'impact de l'infestation et obtenir une meilleure performance des volailles.

#### **1.2.7.1. Contrôle écologique**

La lutte contre ces ectoparasites nécessite une connaissance de leur écologie. L'établissement et la persistance ultérieure des colonies de tiques peuvent être évités en modifiant le type de poulailler, en fermant les fissures des murs, en balayant les habitats des volailles et en éliminant tout type de matériels pouvant constituer un gîte préférentiel. De plus, la construction d'une clôture peut réduire l'introduction de ces parasites via les oiseaux sauvages (Boulangier et Stachurski, 2015).

### **1.2.7.2. Lutte chimique**

L'utilisation des acaricides est pour l'instant le mode de contrôle le plus utilisé à travers le monde. Trois principaux groupes de produits chimiques rentrent dans la lutte contre les argasidés, incluant les organochlorines, les organophosphates et les pyrethroides synthétiques. D'autres groupes sont aussi utilisés comme les carbamates (spécifiquement aux volailles), les formamidines et les triazines (Taylor *et al.*, 2016). La lutte chimique est considérée comme la meilleure méthode pour l'élimination de ces ectoparasites, mais une résistance des tiques envers ces produits a été observée (Foil *et al.*, 2004). De plus, le contrôle de la population des argasidés par les acaricides semble très difficile en raison de leur mode de vie car l'acaricide ne peut être vaporisé dans tous les abris de tique (poulaillers, nichoirs, terriers, ...etc) (Taylor *et al.*, 2016).

# Matériel et méthodes

## **2. Matériel et méthodes**

La présente étude vise essentiellement à l'identification morphologique et l'estimation du taux d'infestation par les tiques argasidés des fermes traditionnelles de poules domestiques situées dans la région de Sétif. L'évolution de l'infestation par les espèces identifiées en fonction de certains facteurs biologiques et écologiques a été aussi étudiée.

Une caractérisation moléculaire et une étude génétique comparative, basée sur la PCR, le séquençage et l'analyse phylogénétique de trois marqueurs mitochondriaux a été performée pour confirmer l'identification morphologique.

### **2.1. Description de la région d'étude**

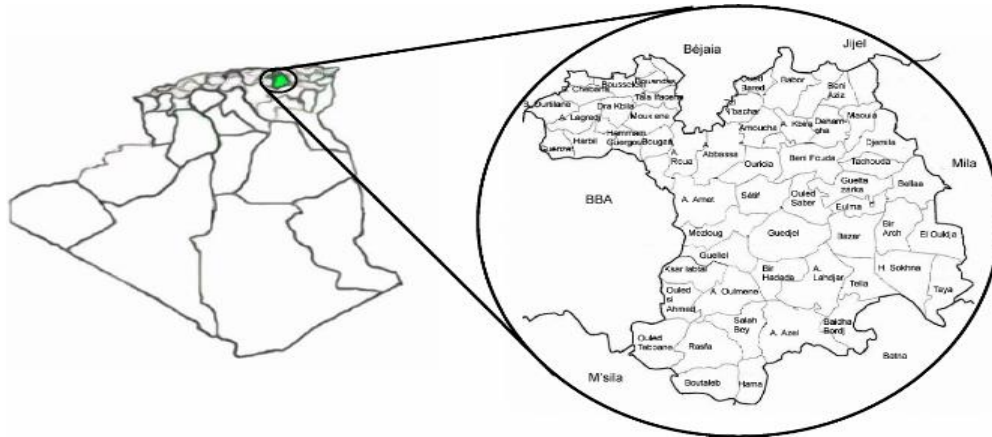
Notre étude a été réalisée dans 18 localités (communes) qui appartiennent à la wilaya de Sétif.

#### **2.1.1. Situation géographique**

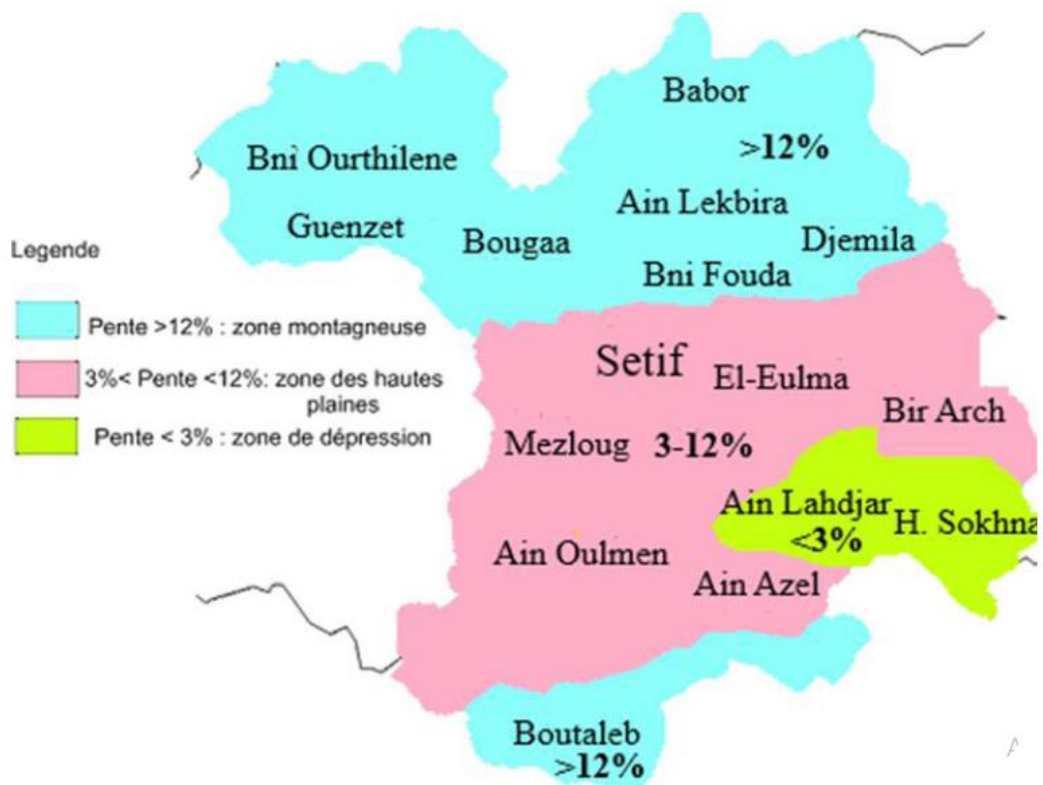
La wilaya de Sétif se situe dans les hauts plateaux du Nord-Est Algérien (36°10'17.7''N, 5°22'22.2''E). Cette wilaya occupe une position géographique importante entre le centre, l'est et le sud de l'Algérie. Elle est limitée par les wilayas de Bejaia et Jijel au nord, par Mila à l'est, par Batna et M'sila au sud et par Bordj Bou Arreridj à l'Ouest (figure 20). Elle occupe une superficie de 6549.64 km<sup>2</sup> et s'élève à 1100 m d'altitude au-dessus de la mer. Sur le plan administratif, la wilaya de Sétif est composée de 60 communes réparties en 20 Daïras et comprend environ 1489979 habitants (D.P.A.T., Sétif, 2021).

Le cadre géologique de la région de Sétif se compose de 3 zones naturelles (figure 21) :

- Zone montagneuse : elle couvre 84,43% de la superficie de la wilaya et elle est couverte de sols calcaires et alluviaux. Cette zone se compose de trois montagnes principales incluant les Babors, Bibans et Hodna.
- Zone des hautes plaines : elle se situe au centre et au sud de la wilaya et couvre une superficie de 3217,19 Km<sup>2</sup>. Cette zone s'élève à des altitudes oscillant entre 900 et 1200 m.
- La frange semi-aride : cette zone se situe au sud et sud-est de la wilaya avec une superficie de 460,84 Km<sup>2</sup>. Il s'agit d'une zone basse où l'altitude ne dépasse pas généralement 900 m. Elle se compose de chotts et les sols sont salins avoisinant les chotts et les sebkhas (Djenba, 2006 ; Zerroug, 2012).



**Figure 20** : Localisation géographique de la wilaya de Sétif.



**Figure 21** : Présentation du relief de la wilaya de Sétif (Djenba, 2006).

## 2.1.2. Données bioclimatiques

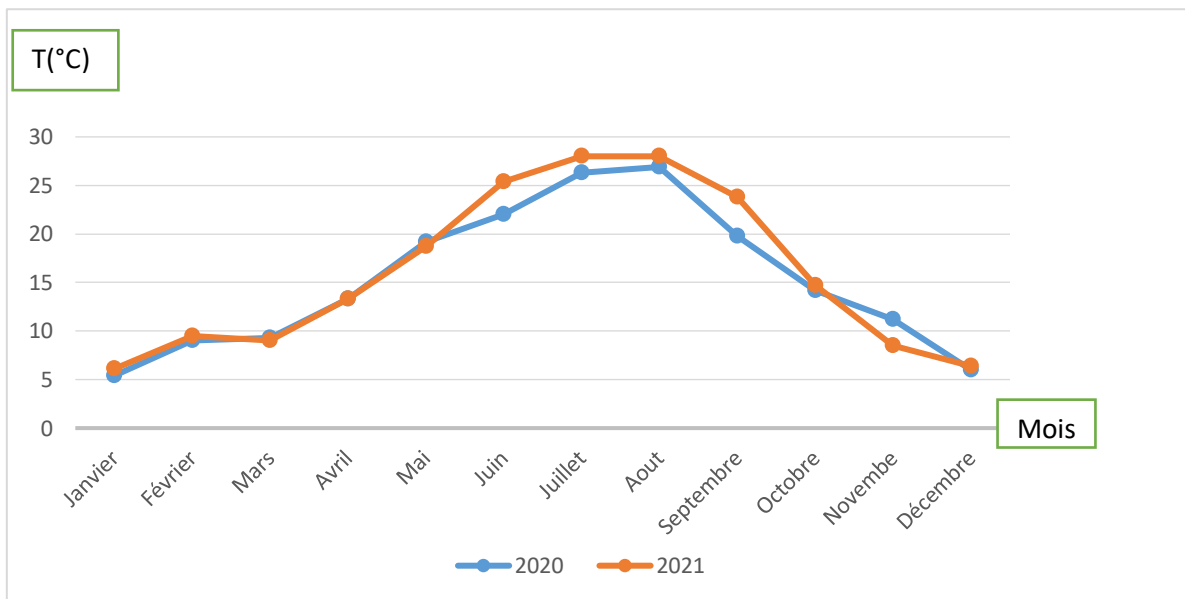
### 2.1.2.1. Climat

Le climat de la région de Sétif est de type méditerranéen semi-aride, caractérisé par un hiver frais et froid et un été chaud et sec (Zerroug, 2012 ; Added *et al.*, 2017). Cette région est caractérisée par une variabilité interannuelle des précipitations où une grande partie des pluies tombe en quelques semaines sous forme d'averses, et puis de grandes sécheresses s'annoncent

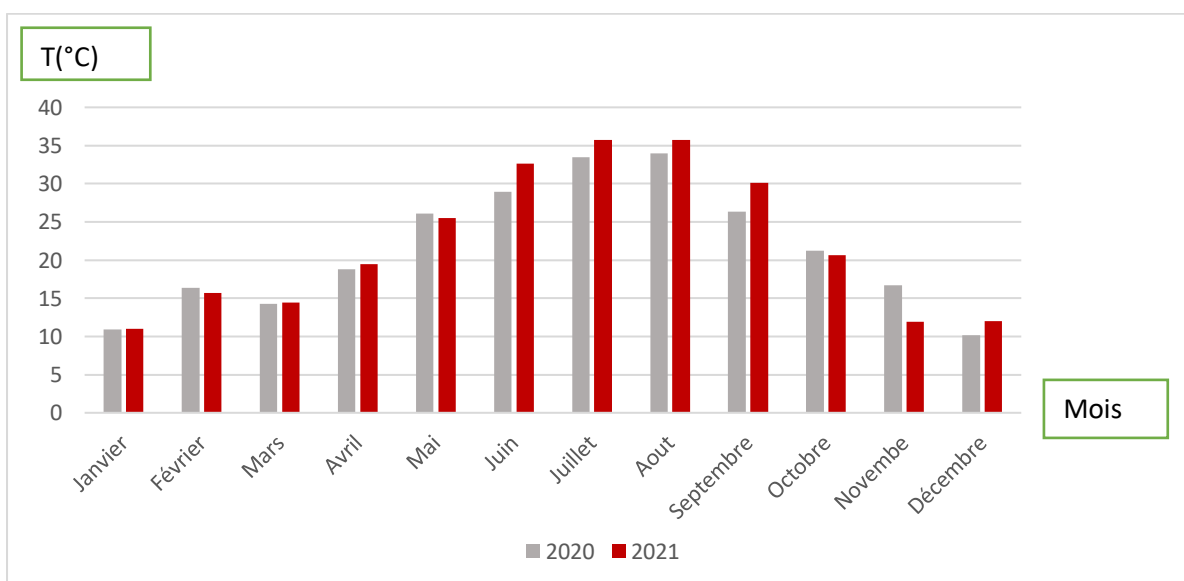
après ces averses. Durant notre travail, les données climatiques ont été collectées auprès du centre météorologique de l'aéroport de Sétif et via le lien internet <https://fr.tutiempo.net/climat/ws-604450.html>

### 2.1.2.2. Température

La température mensuelle moyenne durant les années 2020 et 2021 atteint son maximum en mois d'Août avec 26,9°C et 28°C, respectivement. Elle a atteint son minimum en mois de Janvier avec 5,4 °C et 6,1°C, respectivement (figure 22).



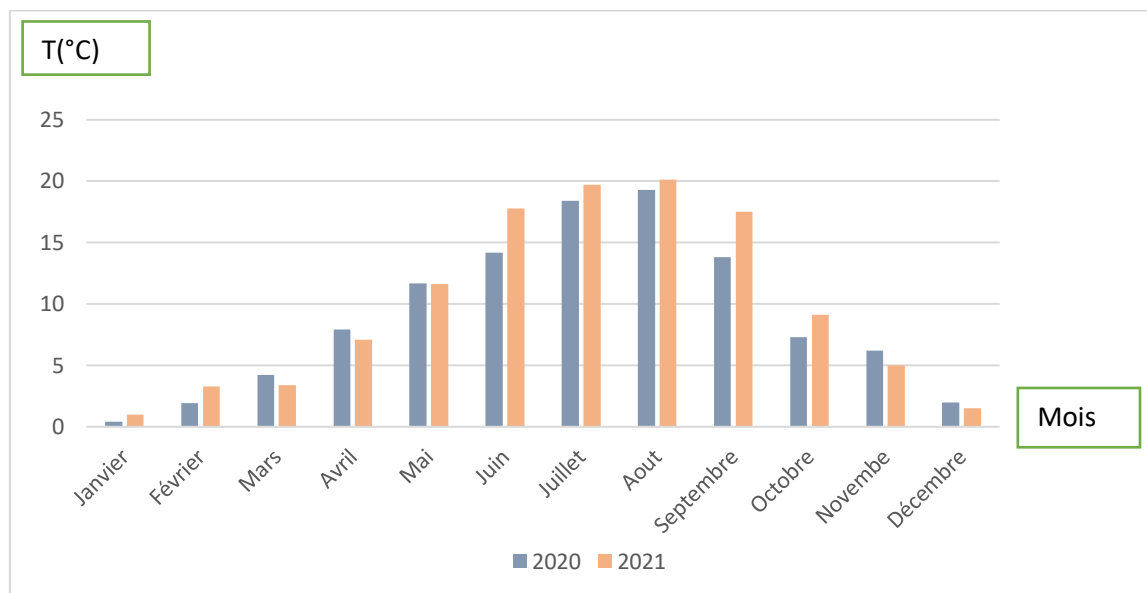
**Figure 22:** Températures mensuelles moyennes durant les années 2020 et 2021.



**Figure 23:** Températures moyennes maximales par mois durant les années 2020 et 2021.



En 2020, la température moyenne maximale a été enregistrée durant le mois d’Août (34°C), tandis qu’en 2021, la température moyenne a atteint son maximum durant les mois de Juillet et Août (35,7 °C) (figure 23).

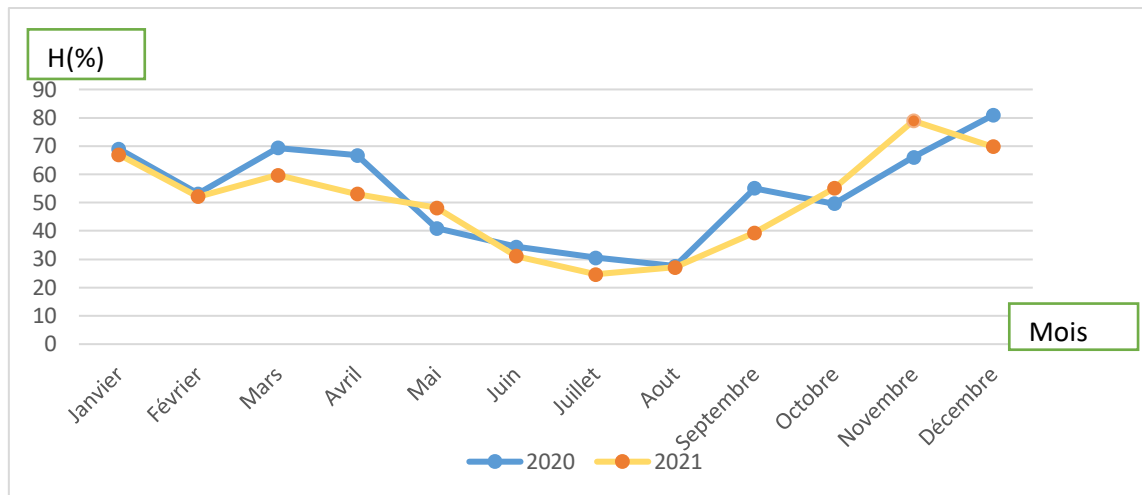


**Figure 24** : Températures moyennes minimales par mois durant les années 2020 et 2021.

La température moyenne minimale durant les deux années d’études a diminué jusqu’à 0°C (figure 24).

### 2.1.2.3. Humidité

Durant les deux années 2020 et 2021, l’humidité mensuelle moyenne oscille durant les saisons. Elle a atteint son maximum durant le mois de Décembre (80,9 %) et son minimum au mois de Juillet (24,7%) (figure 25).



**Figure 25** : Humidité mensuelle moyenne relative durant les années 2020 et 2021.

#### 2.1.2.4. Vents

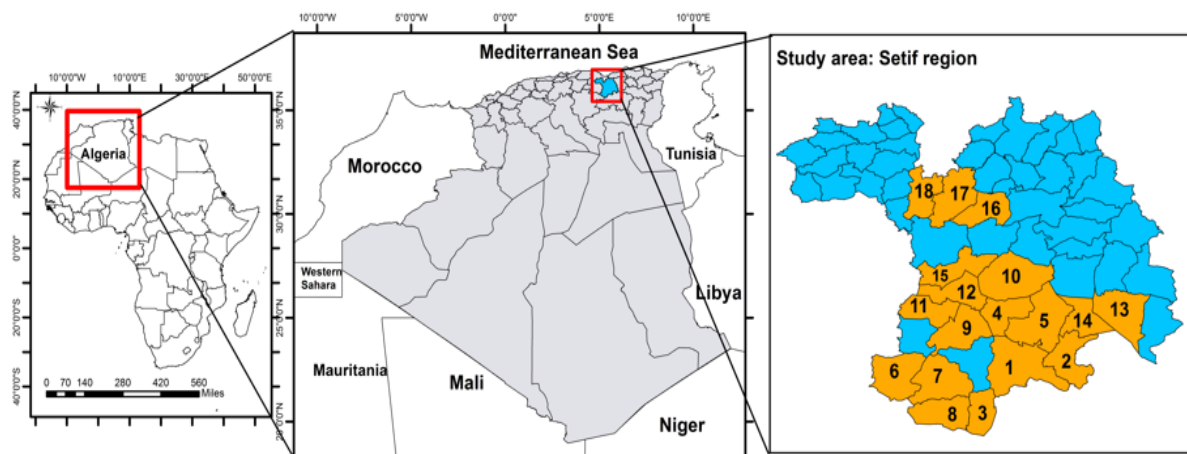
La région de Sétif est caractérisée par des vents chauds et secs en été et froids et secs en hiver. La direction dominante des vents est ouest-nord-ouest. La vitesse moyenne du vent est de 10,5-11,2 km/h durant les deux années d'étude.

#### 2.1.2.5. Végétation

La végétation est variée par la hauteur et la barrière imposée par la direction du relief. Les montagnes abritent des forêts de pin d'Alep, de cèdres, de sapins de Numidie, de cyprès, de chênes verts et de chênes lièges. L'arboriculture prédomine dans les régions montagneuses, caractérisées par une forte présence de figuiers et d'oliviers. La culture céréalière et la culture maraîchère sont caractéristiques des hautes plaines. La flore est généralement pauvre dans la zone des dépressions en raison de la qualité saline de ses sols (Djenba, 2006 ; Barkat, 2014).

### 2.2. Sites d'échantillonnage

Notre étude a été réalisée au niveau de 18 communes incluant 15 communes situées dans le sud de la wilaya et 3 communes situées dans le nord (figure 26, tableau 3).



**Figure 26** : Localisation géographique de la région de Sétif et la distribution des différentes communes étudiées (sites d'échantillonnage ; n=18) (figure personnelle, 2023).

Les numéros qui figurent dans la carte géographique correspondent aux numéros de chaque commune (sites d'échantillonnage) indiqués dans le tableau 1.

**Tableau 3** : Communes d'échantillonnage de la région de Sétif et le nombre des fermes visitées par commune

Numéros	Communes	N° de fermes visitées	Coordonnées géographiques	Altitudes
1	Ain Azel	10	35°48'26,1"N 5°30'51,3"E	969m
2	Beida Bordj	12	35°47'30,0"N 5°40'15,5"E	868m
3	El-Hamma	8	35°39'52,7"N 5°22'20,0"E	1100m
4	Bir Haddada	14	35°59'02,7"N 5°26'36,9"E	935m
5	Ain Lahdjar	6	35°55'09,8"N 5°30'37,1"E	954m
6	Ouled Tebben	12	35°45'30,2"N 5°06'53,7"E	1100m
7	Rasfa	12	35°45'25,0"N 5°16'29,7"E	1000m
8	Boutaleb	12	35°40'09,0"N 5°12'46,9"E	903m
9	Ain Oulmane	13	35°54'33,3"N 5°20'37,4"E	933m
10	Guedjel	4	36°02'52,0"N 5°31'53,7"E	971m
11	Kasr Al Abtal	11	35°58'37,1"N 5°09'47,5"E	898m
12	Guellal	12	35°59'47,9"N 5°22'26,0"E	908m
13	Hamam Sokhna	12	35°58'09,3"N 5°50'26,9"E	869m
14	Tella	2	35°57'31,3"N 5°43'42,0"E	770m
15	Mezloug	22	36°03'53,0"N 5°15'05,6"E	943m
16	El Ouricia	10	36°18'17,4"N 5°23'54,8"E	1103m
17	Ain Abassa	9	36°22'01,6"N 5°19'22,8"E	1170m
18	Ain Roua	5	36°21'40,1"N 5°14'09,9"E	1104m

Au total, 186 fermes traditionnelles localisées dans 18 communes ont été visitées et examinées durant notre étude (figure 27). Le nombre des fermes visitées est variable d'une commune à une autre (tableau 3). Les poules domestiques (*Gallus gallus domesticus*) représentent l'espèce d'oiseaux principale élevée dans les fermes examinées. D'autres espèces incluant les dindes, les canards et les oies domestiques sont élevées dans ces fermes. L'entrée et la présence d'autres espèces, spécifiquement des pigeons ont été observées au cours de notre étude. Les fermes sont caractérisées par différents types d'habitats et le nombre de poules est variable d'une ferme à une autre. Ces poulaillers sont construits de différentes matières tels que le plastique, des couvertures en laine, du parpaing, des plaques en bois, ...etc. A proximité de ces fermes, plusieurs espèces animales (bovins, ovins, caprins, chiens et chats...) ont été observées. L'échantillonnage au niveau de ces fermes était un peu délicat en raison des mentalités des éleveurs et des habitants en général où ils nous ont empêchée parfois de toucher leurs poules. Egalement, la présence des poules au niveau des fermes lors de notre visite n'est pas toujours évidente, ce qui rend la recherche des ectoparasites au sein du corps des poules est impossible.



**Figure 27** : Fermes traditionnelles de différentes communes visitées durant notre étude (photos personnelles, 2023).



## **2.3. Collecte des ectoparasites**

Durant notre échantillonnage, qui a été effectué sur deux périodes de deux ans (Janvier 2020-Décembre 2021), nous avons ciblé essentiellement les tiques molles (argasidés). Pendant la première période (Janvier 2020-Décembre 2020), la recherche et la collecte des tiques argasidés a été effectuée dans 186 fermes, qui ont été visitées et examinées une seule fois. Durant la seconde période (Janvier 2021-Décembre 2021), 6 fermes parmi les fermes trouvées infestées durant la première période, ont été sélectionnées au hasard pour étudier la dynamique de population des argasidés. Ces fermes infestées ont été visitées et examinées chaque semaine pendant une année.

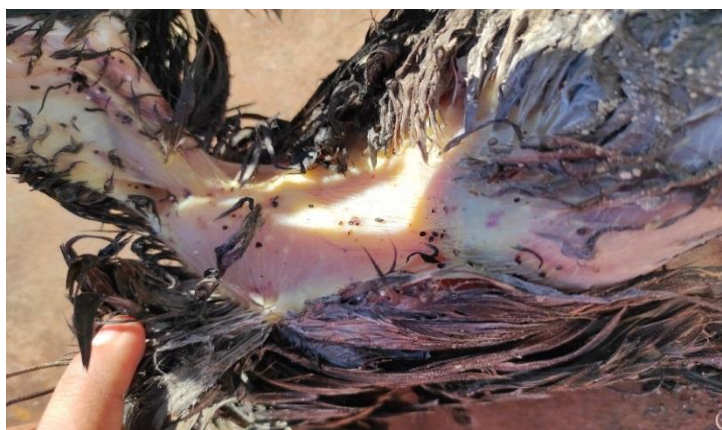
### **2.3.1. Technique de collecte des tiques molles (argasidés) et autres ectoparasites**

Au niveau de chaque poulailler, la collecte des argasidés a été performée aussi bien sur le corps des oiseaux domestiques que dans les différents gîtes au sein des fermes (figures 28 et 29). Dans le cas où l'animal est attrapé, les tiques ont été recherchées sur l'ensemble de son corps. A l'intérieure des fermes, les tiques ont été recherchées au niveau des fissures, des trous, au sol, entre les pierres, sur les portes et les matières en bois et en fer, entre les plis d'un chiffon ou au niveau des cartons et du nylon. Les autres ectoparasites, principalement les poux, ont été recherchés au niveau des différentes parties du corps de la poule (plus précisément près du cloaque, sous les ailes et sur le cou) entre et sous les plumes à l'aide d'une pince et d'un coton-tige imbibé d'éthanol pour pouvoir les immobiliser.

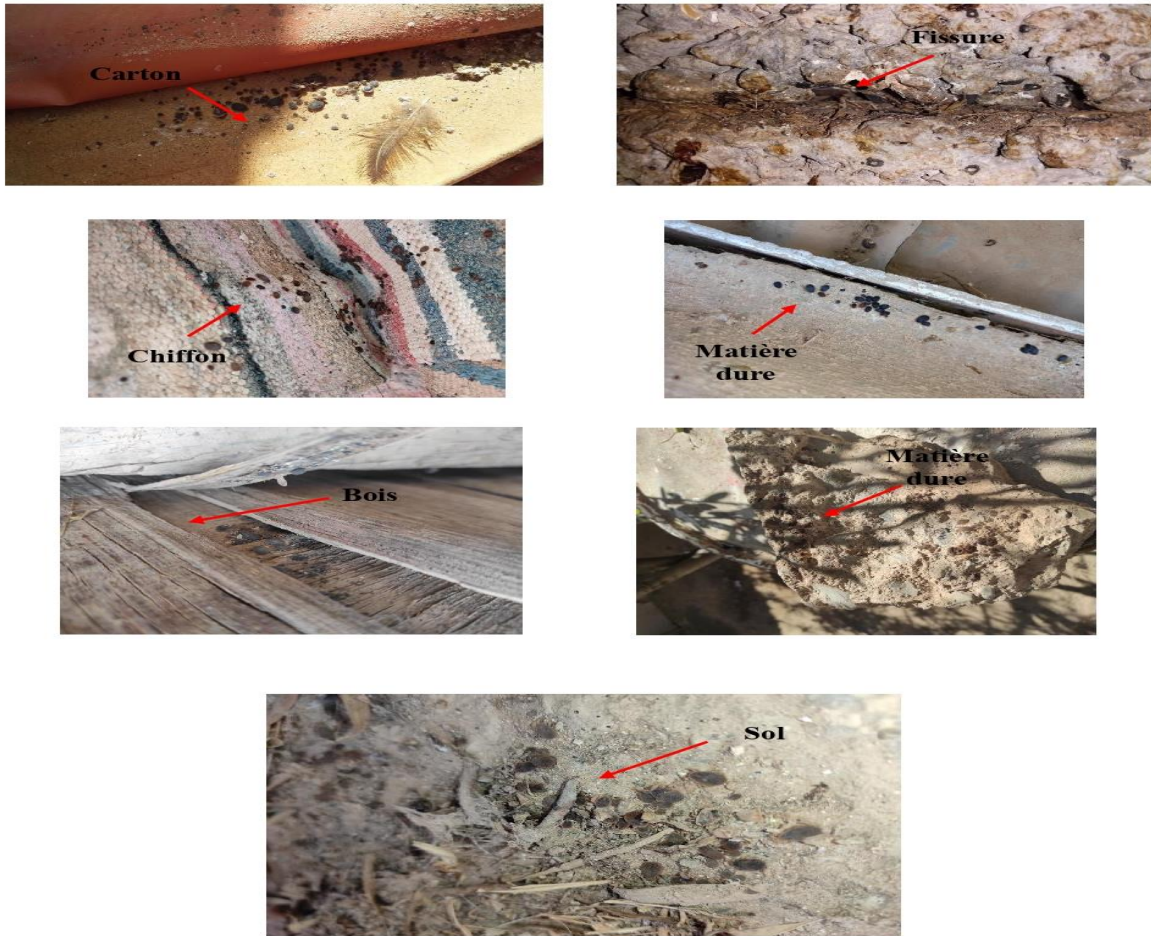
### **2.3.2. Matériel utilisé**

Nous avons utilisé un matériel simple pour collecter les ectoparasites dont des gants, différents types de pinces entomologiques, tubes secs et l'éthanol 70%.

Après avoir précisé le site infesté, les tiques sont retirées et mises dans des tubes de prélèvements étiquetés, sur lesquelles ont été mentionnées les informations suivantes : la date d'échantillonnage, la commune visitée, le numéro de la ferme et le code du tube (voir annexe 1). Ensuite, les tubes sont remplis d'éthanol 70 % pour conserver les tiques collectées jusqu'à l'identification morphologique au niveau du laboratoire. Les poux collectés ont été aussi déposés dans des tubes secs remplis d'éthanol 70%.



**Figure 28** : Prélèvement des tiques sur le corps des poules (photos personnelles, 2023).



**Figure 29 :** Collecte des tiques au niveau des différents gîtes au sein des fermes infestées (photos personnelles, 2023).

#### **2.4. Identification morphologique des argasidés**

Les tiques prélevées ont été examinées sous un stéréomicroscope (loupe binoculaire) de marque Optika (figure 30). A l'aide d'une pince fine, la tique est déposée dans un verre à montre sous la loupe binoculaire et observée avec le grossissement x40. De plus, pour obtenir des images avec une résolution élevée, montrant clairement les différents caractères morphologiques, certaines tiques ont été examinées en Allemagne par le microscope VHX-900F (Keyence, Itasca, IL, USA). L'identification morphologique a été réalisée par la comparaison des caractères morphologiques des tiques collectées durant les deux périodes d'étude (Janvier 2020-Décembre 2020 et Janvier 2021-Décembre 2021) avec celles décrites



dans la clé d'identification de référence (Walker *et al.*,2003). Cette comparaison a concerné les différents stades (adultes mâles et femelles, nymphes et larves).



**Figure 30** : Matériel utilisé au laboratoire pour l'identification morphologique des tiques (photos personnelles, 2023).

## 2.5. Etude de la dynamique de l'infestation

L'étude de la dynamique de l'infestation par *A. persicus* a été réalisée en deux parties durant deux périodes différentes. La première partie a été concentrée sur l'étude de l'infestation par les argasidés au sein des 180 fermes examinées durant l'année 2020. La deuxième partie a été concentrée principalement sur le suivi de cette infestation en fonction du temps (pendant l'année 2021) au sein des 6 fermes sélectionnées à partir de la première partie de l'étude.

## **2.6. Identification moléculaire des argasidés**

Notre étude moléculaire vise principalement à confirmer les résultats morphologiques et à une détermination précise de l'espèce de tique circulant dans la région d'étude. Parmi les tiques examinées morphologiquement, 30 tiques dont 5 femelles, 7 mâles, 12 nymphes et 6 larves (une tique par chaque ferme infestée) ont été sélectionnées au hasard pour l'analyse moléculaire (voir annexe 2). De plus, 14 échantillons d'*Argas* (12 larves et 2 adultes) provenant de la région de Gansu (Chine) ont été inclus dans notre étude pour une comparaison génétique.

### **2.6.1. Extraction d'ADN**

L'ADN génomique a été extrait pour chaque tique individuellement en utilisant le Kit MagNA Pure LC RNA/DNA (Roche, Mannheim, Allemagne) dans un MagNA Pure LC instrument, conformément aux instructions du fabricant.

Chaque tique est mise séparément dans un micro-tube stérile de 2 ml qui contient des microbilles stériles (Qiagen, Germany) dont 10 microbilles de verre (1 mm de diamètre) et une microbille d'acier (4 mm de diamètre). Les tubes sont refroidis pendant une minute dans l'azote liquide, puis broyés par agitation avec un batteur à billes (Mixer Mill MM301, Qiagen) pendant deux cycles d'une minute et 30 secondes à une fréquence de 25. Ensuite, les tubes sont brièvement centrifugés à une vitesse maximale (10000 g) et les tiques sont mises en suspension dans 100 µl de tampons de lyse (ATL buffer, Qiagen). En fin, l'ADN est extrait à l'aide du kit d'extraction cité selon le protocole du fabricant pour les échantillons tissulaires.

### **2.6.2. Amplification de l'ADN par PCR**

Trois gènes mitochondriaux, dont le gène 16S d'ARNr, 12S d'ARNr et le gène *cox 1* (sous-unité 1 du cytochrome c oxydase) ont été utilisés comme des marqueurs génétiques pour la détermination précise de l'espèce des tiques argasidés. Une PCR nichée a été utilisée pour amplifier l'ADN mitochondrial des trois gènes indiqués. L'ensemble des données concernant le gène ciblé pour la détermination de l'espèce, le type de la PCR, la longueur du fragment amplifié et les amorces utilisés pour chaque marqueur génétique et le protocole de référence suivi, sont résumées dans le tableau 4.

**Tableau 4 :** L'ensemble des données pour l'amplification par PCR des gènes mitochondriaux

Gene ciblé	Type de PCR et séquençage	Longueur du fragment amplifié	Amorces utilisés pour chaque marqueur génétique	Protocole de référence
16S rRNA	Conventional PCR Sanger sequencing	~320 pb	TQ16S+1F 5'CTG CTC AAT GAT TTT TTA AAT TGC TGT GG 3' TQ16S-2R 5' ACG CTG TTA TCC CTA GAG 3'	Halos <i>et al.</i> (2004)
12S rRNA	Conventional PCR Sanger sequencing	~360 pb	T1B5' AAA CTA GGA TTA GAT ACC CT 3' T2A 5' AAT GAG AGC GAC GGG CGA TGT 3'	Beati et Keirans (2001)
cox1	Conventional PCR Sanger sequencing	~700 pb	LCO1490 5' GGT CAA CAA ATC ATA AAG ATA TTG G 3' HC02198 5' TAA ACT TCA GGG TGA CCA AAA AAT CA 3'	Apanaskevich <i>et al.</i> (2011) Folmer <i>et al.</i> (1994)

### **2.6.3. Electrophorèse et la visualisation des amplicons de la PCR**

L'électrophorèse des produits de la PCR amplifiés avec succès a été réalisée dans le gel d'agarose à 2%, contenant du bromure d'éthidium. Les amplicons ont été visualisés sous la lumière ultra-violet. Finalement, l'ADN des produits de la PCR a été purifié avec le kit MinElute (Qiagen, Hilden, Allemagne) selon le protocole du fabricant.

### **2.6.4. Séquençage et analyses des séquences**

Les produits de PCR purifiés ont été séquencés chez la compagnie GATC Biotech AG (Konstanz, Allemagne). Les séquences obtenues ont été analysées pour tester les résultats de l'examen morphologique, en les utilisant comme deuxième source de données. Dans une première étape, l'identité des séquences a été déterminée par le BLASTn dans la base de données génétiques GenBank. Ensuite, nos séquences ont été comparées avec les séquences de références. L'identification inappropriée des espèces et des lignés de tiques dans la base des données génétiques Genbank devient de plus en plus un problème croissant, ce qui rend la comparaison et l'identification des séquences à l'aide de BLASTn inexacte dans certains cas. Par conséquent, des analyses phylogénétiques comparatives avec le maximum des taxons ont permis une meilleure identification des séquences obtenues. Les séquences de notre étude pour les trois gènes ont été alignées avec des séquences de référence à l'aide de MAFFT (Q-INS-i, 200PAM/k = 2, pénalité d'ouverture d'écart, 1,53) (Kato *et al.*, 2002) et les modèles de substitution de nucléotides optimaux ont été déterminés par les calculs AIC et BIC dans le W-IQ-TREE comme suit : 16S – HKY + G + I, 12S – TN92 + I et *cox1* – HKY + G (Trifnopoulos *et al.*, 2016). Pour déduire les relations phylogénétiques des tiques identifiées, l'analyse de vraisemblance maximale de chaque gène a été réalisée dans le logiciel MEGA v7.0.14 en utilisant le modèle le plus pertinent de substitution de nucléotides avec 1000 bootstraps (Kumar *et al.*, 2016). Les distances génétiques p intra et inter-clades ont été calculées également dans le MEGA v7.0.14 en utilisant le modèle le plus pertinent de substitution des nucléotides.

### **2.7. Analyses statistiques**

Toutes les analyses statistiques ont été effectuées dans le logiciel IBM SPSS Statistics v.25. Deux tests ont été utilisés incluant le test 'Two Step' et celui du 'Khi-deux'. L'ensemble des résultats ont été considérés significatifs quand la valeur P est inférieure à 0,05.

**Le test khi deux** est un test statistique utilisé pour déterminer si une relation significative existe entre deux variables catégorielles (ou nominales). Il est utilisé généralement dans les enquêtes, les études épidémiologiques, ou les tests de l'indépendance entre deux variables ([https://www.jmp.com/fr\\_fr/statistics-knowledge-portal/chi-square-test.html](https://www.jmp.com/fr_fr/statistics-knowledge-portal/chi-square-test.html)).

**Le test two step** est un test d'analyse de cluster (regroupement) utilisé en statistiques, conçu pour gérer des ensembles de données contenant à la fois des variables numériques continues et des variables catégorielles (<https://www.ibm.com/docs/fr/spss-statistics/28.0.0?topic=features-twostep-cluster-analysis>).

# Résultats

### 3. Résultats

Nos résultats obtenus seront présentés en trois parties, incluant la description et l'identification morphologique des argasidés, la dynamique d'infestation par ces tiques et la caractérisation moléculaire des espèces identifiées.

#### 3.1. Identification morphologique des argasidés

L'ensemble des tiques examinées ont été identifiées comme une seule espèce *Argas persicus* (the fowl tick).

##### 3.1.1. Stade adulte

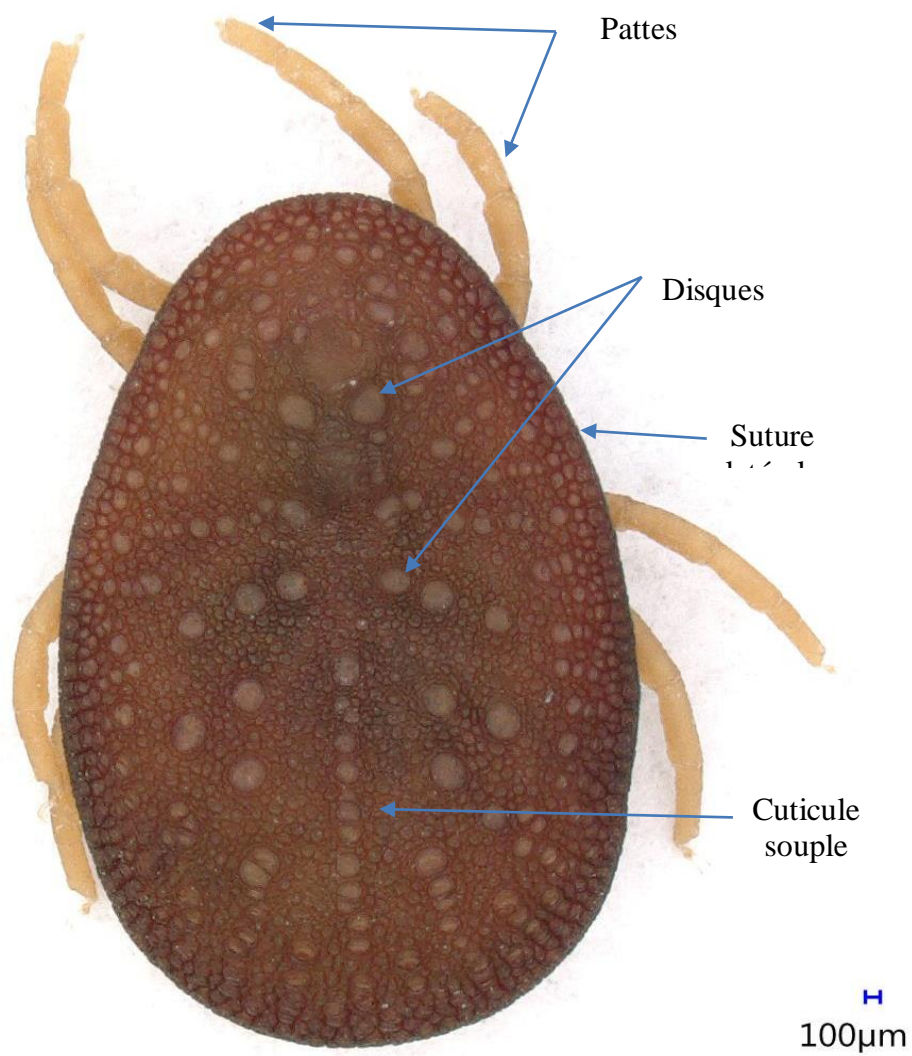
Le stade adulte d'*A.persicus* a une forme ovale aplatis s'il n'est pas engorgé de sang ou bombé s'il a pris son repas sanguin, d'une taille de 6 mm ou plus. La femelle est plus grande que le mâle. Il possède 4 paires de pattes et une cuticule remplie de disque et souple d'où l'appellation de tique molle.

##### a- Face dorsale

La face dorsale de cette espèce comporte des disques de différentes tailles et une suture latérale qui sépare la partie dorsale de la partie ventrale (figure 31). La texture de la suture latérale est marquée par des plaques rectangulaires (dorsalement et ventralement). Chez *A. reflexus*, la suture latérale est marquée par des crêtes fines donnant un aspect ondulé. Les caractéristiques morphologiques de cette face ne permettent pas généralement de différencier entre le mâle et la femelle. Une différence très difficile à observer à travers le tégument concernant le nombre des disques où la femelle est plus remplie que le mâle.

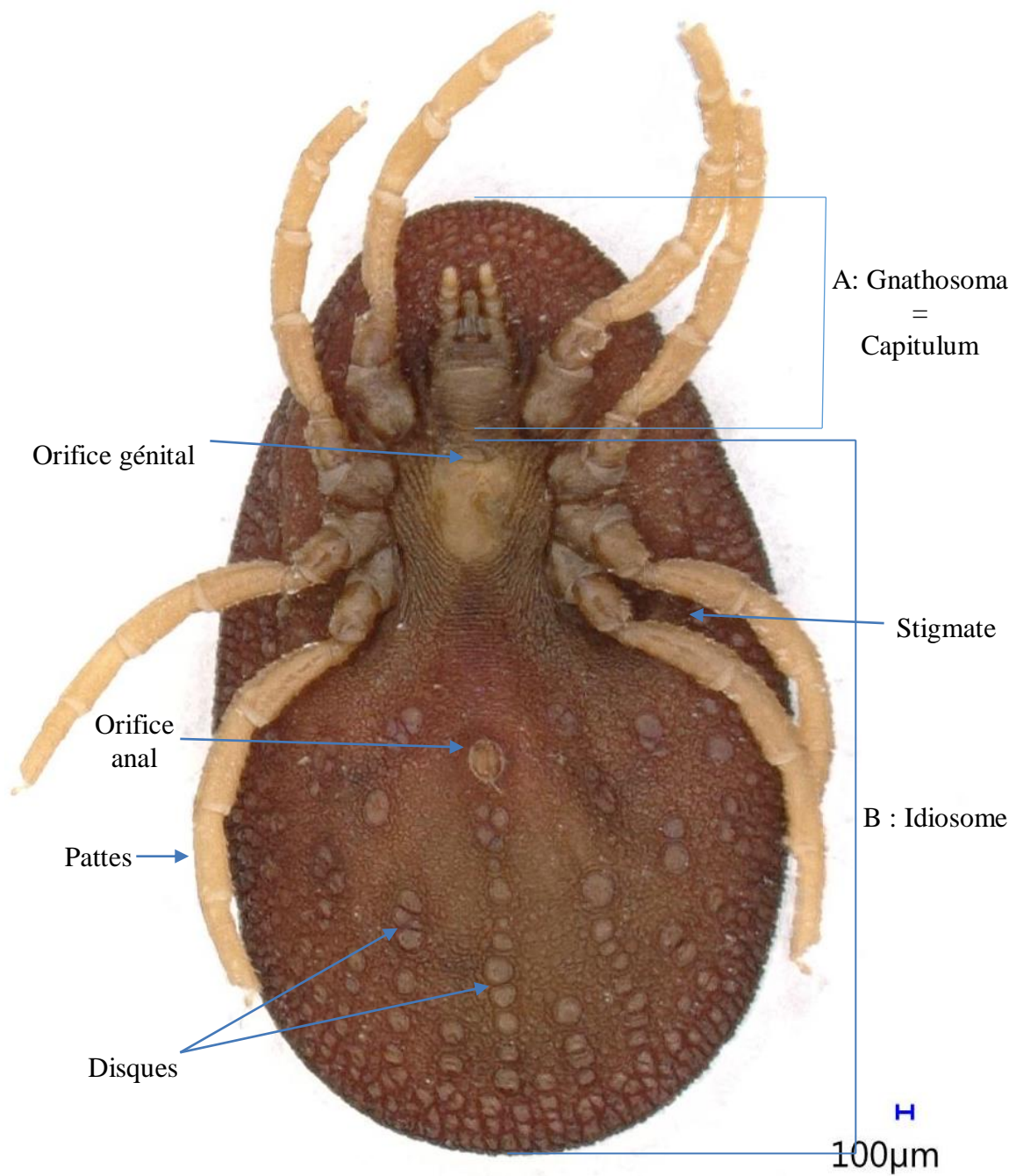
##### b- Face ventrale

La face ventrale est divisée en deux parties. La première partie est représentée par le capitulum qui regroupe les pièces buccales, la première paire de pattes et le camerostome. La deuxième partie est représentée par l'idiosome qui comporte le pore génital, le pore anal et les trois autres paires de pattes (figure 32). L'ouverture génitale permet la différenciation entre les mâles et femelles.

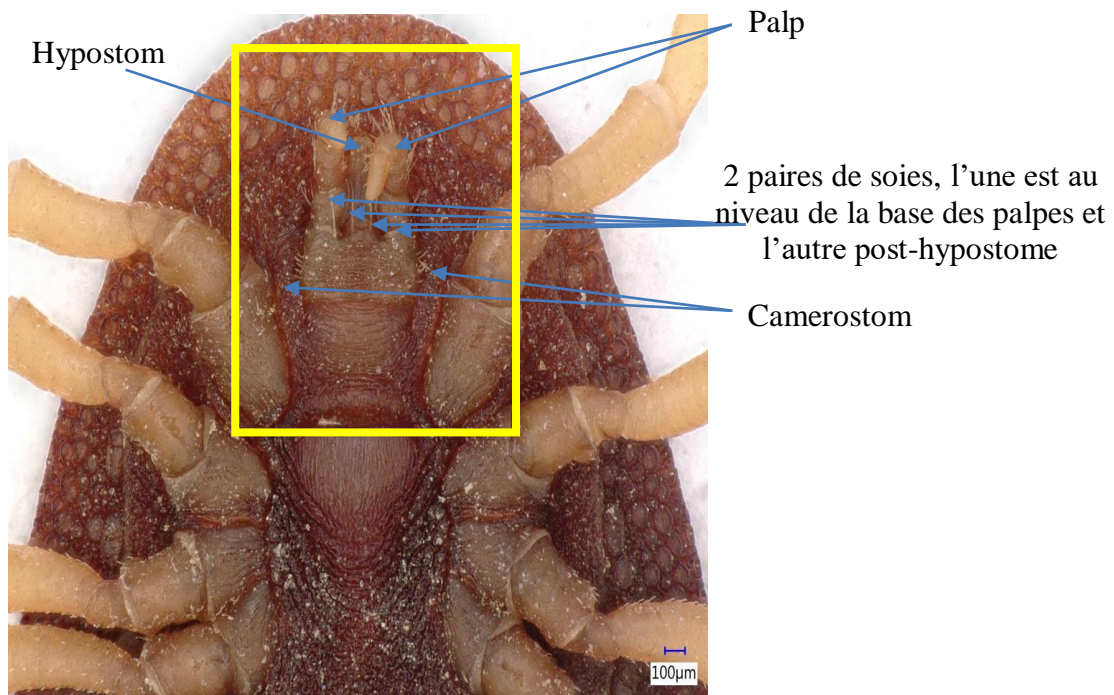


**Figure 31** : Face dorsale d'une tique adulte d'*A. persicus* (photo personnelle, 2023).





**Figure 32 :** Face ventrale d'une tique adulte d'*A. persicus* (mâles) (photo personnelle, 2023).



**Figure 33 :** Pièces buccales d'*A.persicus*(photo personnelle, 2023).

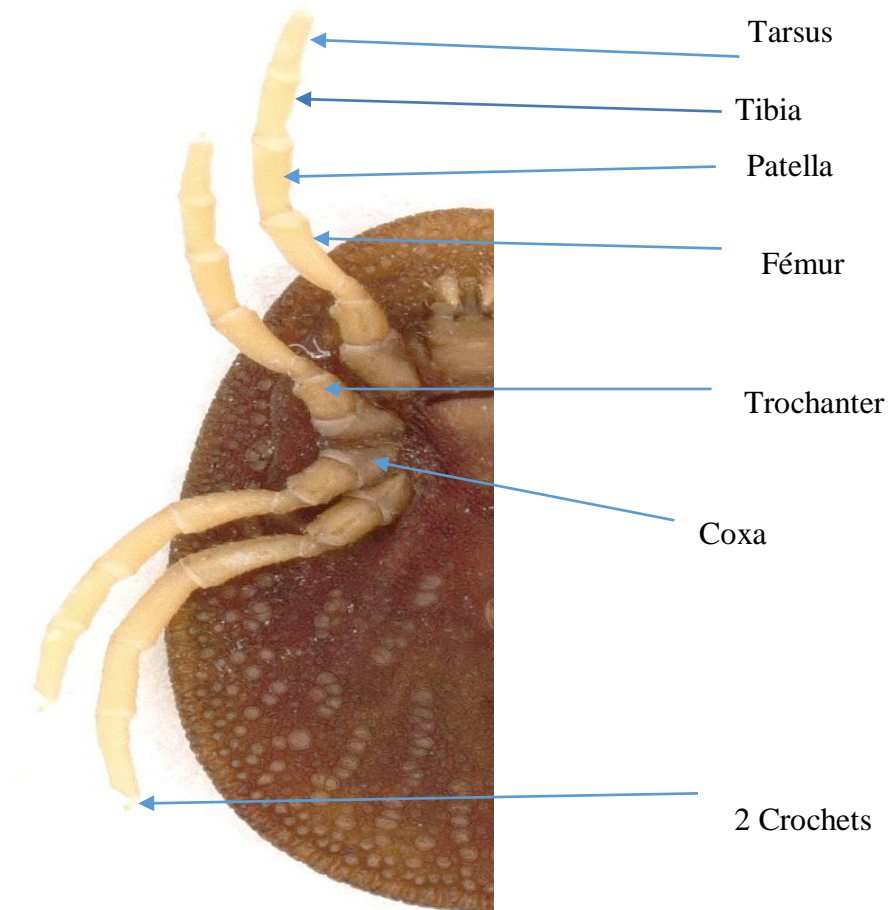
La **figure 33** montre les différents compartiments buccaux d'*A.persicus*, incluant deux palpes et un hypostome au milieu. On note la présence d'une soie fine au-dessous de chaque palpe (paire) et deux soies au-dessous de l'hypostome (paire en position postérieure), qui caractérise *A. persicus*. Ces pièces buccales sont logées dans un camerostome. Chez *A. reflexus*, on note seulement la présence d'une paire de soies post-hypostome.



**Figure 34 :** Orifice génital des stades adultes d'*A.persicus*

(A : Mâle, B : Femelle) (photo personnelle, 2023).

**La figure 34** ci-dessus représente la différence entre les deux orifices génitaux d'un mâle et d'une femelle d'*A.persicus*. Celui de la femelle est plus large (une fente horizontale large) et bombé par rapport à celui du mâle qui est sous forme d'un petit cercle en même position horizontale (contour plus ovale avec environ la moitié de la largeur de celle de la femelle).



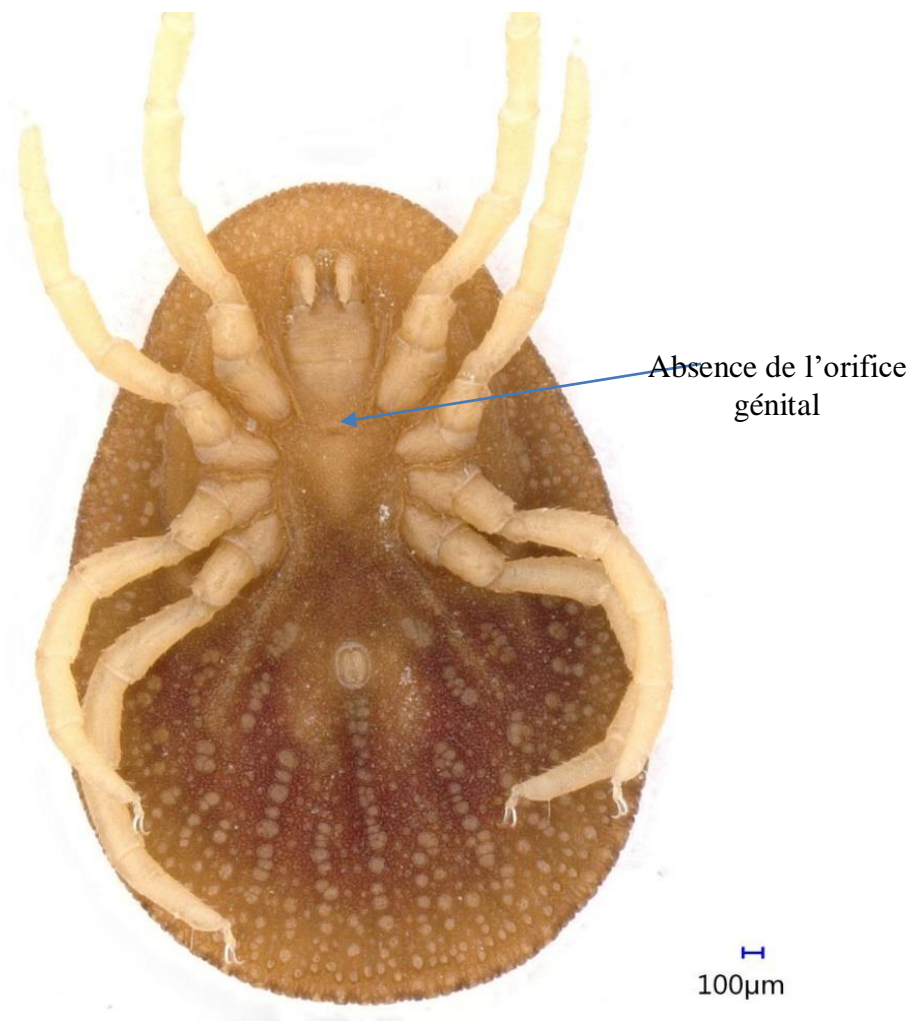
**Figure 35** : Différents segments d'une patte d'*A.persicus* (photo personnelle, 2023).

**La figure 35** ci-dessus montre les différents segments d'une patte d'*A.persicus*, qui est composée de coxa, trochanter, fémur, patella, tibia, tarsus et des crochets.

### 3.1.2. Stade nymphal

Les nymphes se différencient des adultes par l'absence du pore génital et leur petite taille (figure 36).





**Figure 36** : Face ventrale d'une nymphe d'*A.persicus* (photo personnelle, 2023).

Le tégument de la nymphe et les différents compartiments du corps (pièces buccales, pattes...etc) ressemblent à ceux des adultes.

### 3.1.3. Stade larvaire

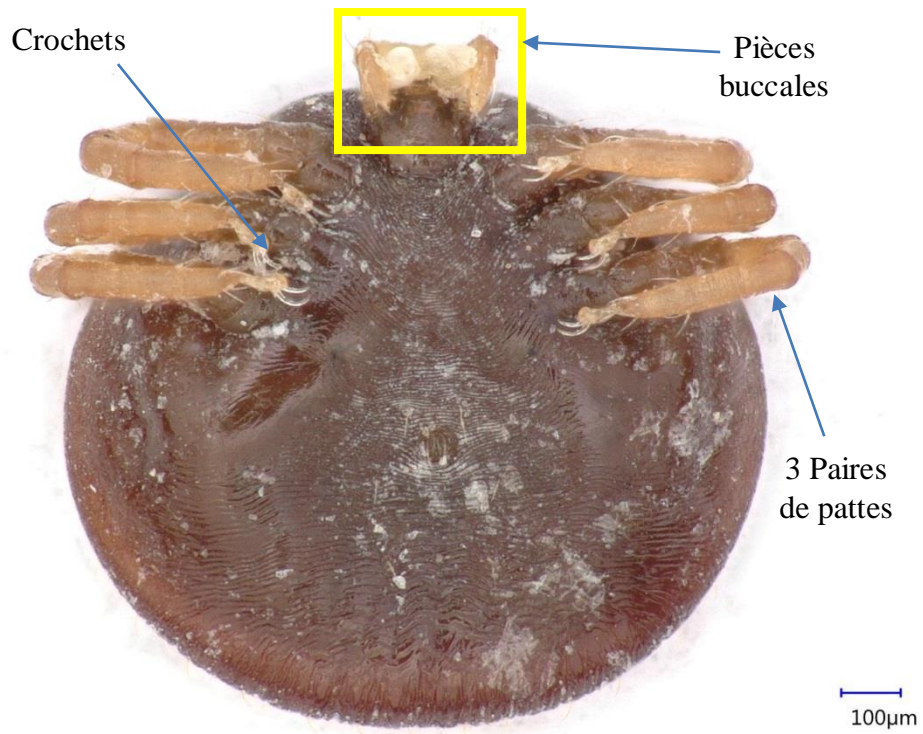
La larve d'*A.persicus* est d'une petite taille et d'une cutucule très fragile.Elle possède un pore anal, trois paires de pattes, un capitulum visible situé dans la partie antérieure du corps et elle est depourvu de pore génital (figures 37-40).



**Figure 37:** Face dorsale d'une larve gorgée d'*A. persicus* (photo personnelle, 2023).



**Figure 38 :** Face dorsale d'une larve non gorgée d'*A. persicus* (photo personnelle, 2023).



**Figure 39** : Face ventrale d'une larve gorgée d'*A.persicus* (photo personnelle, 2023).



**Figure 40** : Face ventrale d'une larve non gorgée d'*A.persicus*(photo personnelle, 2023).

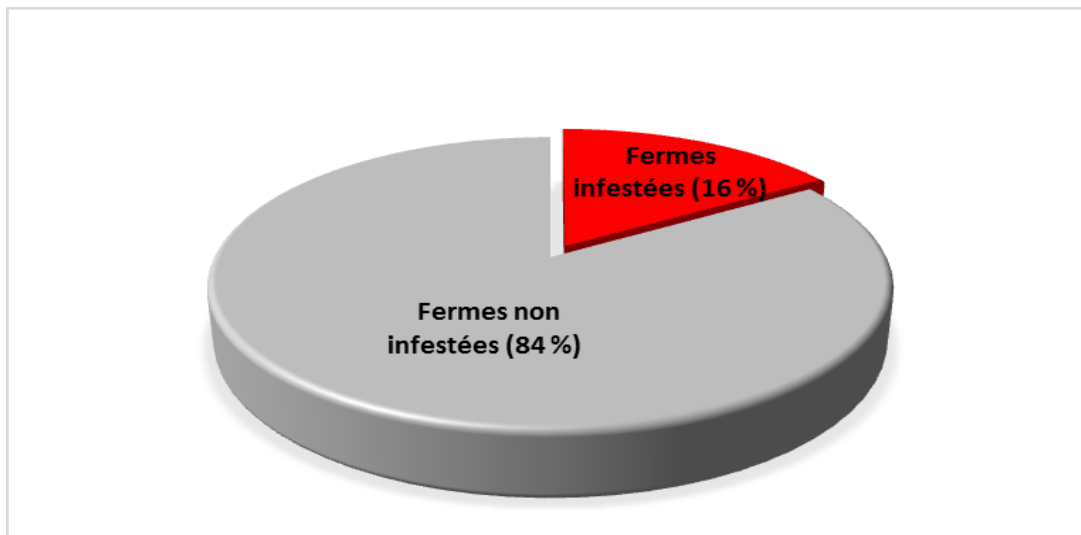
### 3.2. Dynamique de l'infestation par *Argas persicus*

Les résultats de la dynamique de l'infestation par *A. persicus* ont été obtenus pour deux périodes différentes, incluant l'année 2020 et 2021.

#### 3.2.1. Infestation des fermes examinées durant la première période (année 2020)

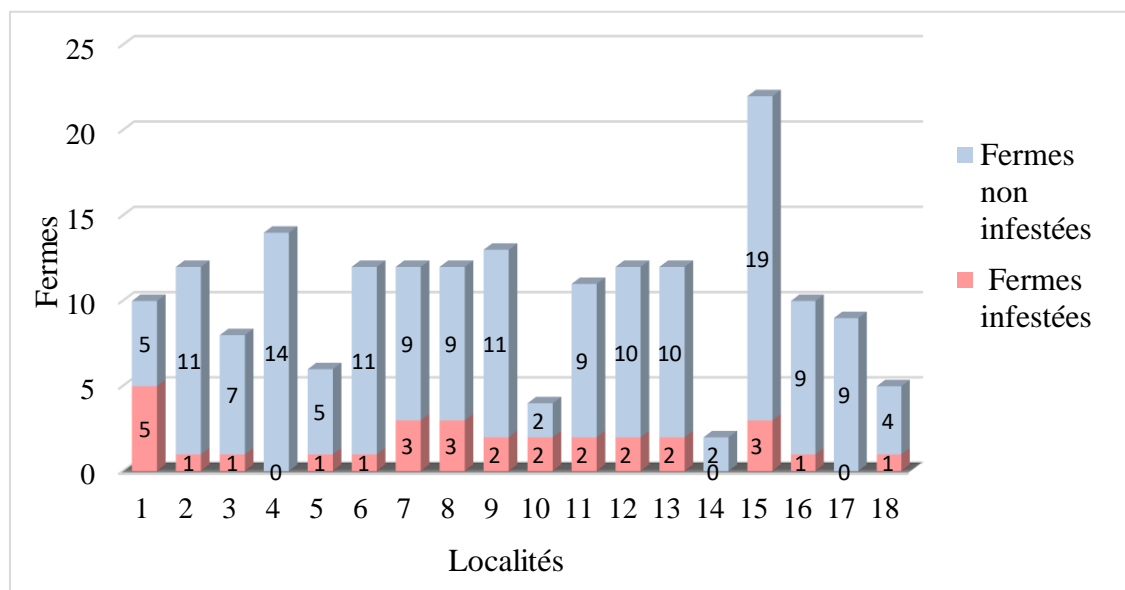
##### 3.2.1.1. Taux d'infestation global des fermes

Parmi 180 fermes examinées durant la première période d'étude (Janvier-Décembre 2020), 30 fermes ont été infestées par les argasidés, ce qui correspond un taux d'infestation global de 16% (figure 41).



**Figure 41:** Taux d'infestation global des fermes examinées durant la première période (Janvier-Décembre 2020).

### 3.2.1.2. Taux d'infestation des fermes par localité (commune)



**Figure 42 :** Nombre des fermes infestées par localité (commune).

Parmi les 18 communes visitées dans la wilaya (N°1-18), la commune d'Ain Azel (N°1) et celle de Guedjel (N°10) ont montré le nombre le plus élevé des fermes infestées (50%). Certaines communes n'avaient aucune ferme infestée par rapport au nombre des fermes examinées comme la commune de Bir Haddada (N°4), d'Ain Abassa (N°17) et celle de Tella (N°14) (figure 42).

### 3.2.1.3. Nombre total des tiques collectées et examinées

Durant la première période d'échantillonnage, un total de 5999 tiques a été collecté à partir des 30 fermes infestées. Parmi ce nombre collecté, 1518 tiques ont été examinées morphologiquement et identifiées comme *A.persicus*.

Parmi les tiques examinées et identifiées morphologiquement, les adultes regroupent le plus grand nombre avec 716 tiques, incluant 320 mâles et 396 femelles. Les nymphes et les larves regroupent un nombre de 446 et 356 tiques, respectivement (tableau 5).



### 3.2.1.4. Nombre des tiques collectées et examinées par localité (commune)

Le tableau 5 ci-dessous montre le nombre total des tiques collectées dans les fermes infestées pour chaque localité (commune), ainsi que le nombre des tiques examinées qui regroupe les différents stades de développement.

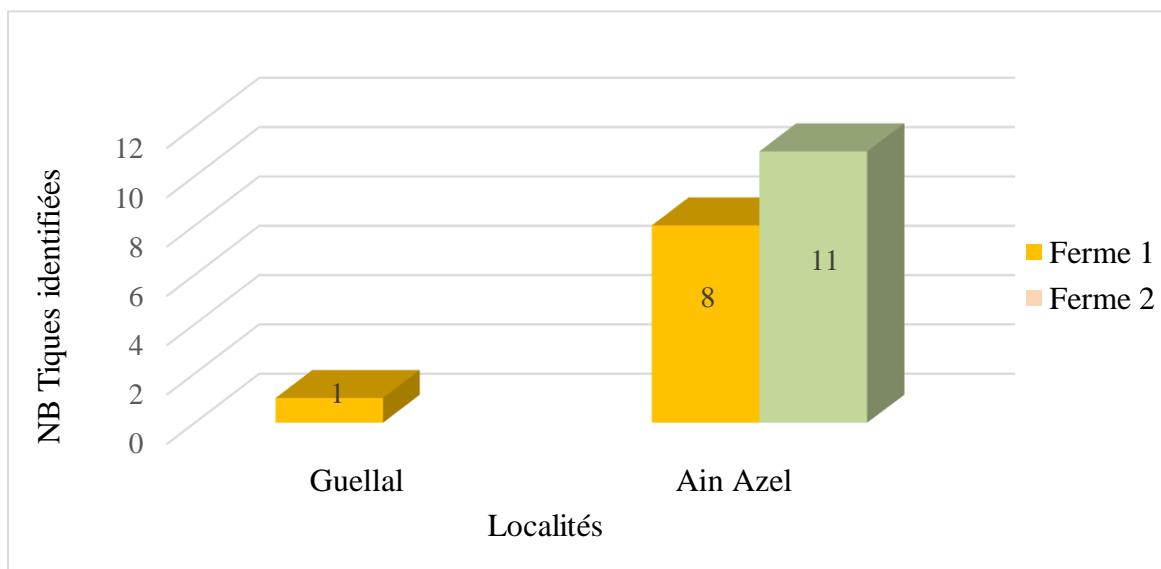
**Tableau 5 :** Nombre de tiques collectées et examinées par localité (commune) durant la première période de notre étude (Janvier-Décembre 2020)

Région de Sétif	Localité (N°)	Nombre des fermes examinées	Nombre des fermes infestées (%)	Nombre total des tiques collectées/ examinées	Adultes F/M	Nymphes	Larves
Sud	Ain Azel (1)	10	5 (50%)	176/126	6/10	81	29
	Beida Bordj (2)	12	1 (8.3%)	6/6	0/1	5	0
	El Hamma (3)	8	1 (12.5)	44/44	9/12	1	22
	Bir Haddada (4)	14	0 (0%)	0	0	0	0
	Ain Lahdjar (5)	6	1 (16.7%)	500/100	34/22	28	16
	Ouled Tebben (6)	12	1 (8.3%)	121/100	1/3	72	24
	Rasfa (7)	12	3 (25%)	774/224	69/79	65	11
	Boutaleb (8)	12	3 (25%)	155/115	20/22	37	36
	Ain Oulmane (9)	13	2 (15.4%)	340/140	70/55	11	4
	Guedjel (10)	4	2 (50%)	1517/117	48/28	20	21
	Kasr Al Abtal (11)	11	2 (18.2%)	74/74	31/28	9	6
	Guellal (12)	12	2 (16.7%)	210/110	38/18	12	42
	Hamam Sokhna(13)	12	2 (16.7%)	46/46	2/9	30	5
	Tella (14)	2	0 (0%)	0	0	0	0
	Mezloug (15)	22	3 (13.6%)	216/116	25/23	40	28
Nord	El Ouricia (16)	10	1 (10%)	120/100	37/8	8	47
	Ain Abassa (17)	9	0 (0%)	0	0	0	0
	Ain Roua (18)	5	1 (20%)	1700/100	6/2	27	65
	<b>Total</b>	<b>186</b>	<b>30</b>	<b>5999/1518</b>	<b>396/320</b>	<b>446</b>	<b>356</b>

### 3.2.1.5. Sites de collecte des tiques au sein des fermes infestées

Au sein des 30 fermes infestées, les tiques ont été observées et collectées sur le corps des poules et/ou dans différents gîtes.

#### a) Prélèvement des tiques sur le corps des poules seuls



**Figure 43** :Nombre des fermes dans lesquelles l'infestation a été observée chez les poules.

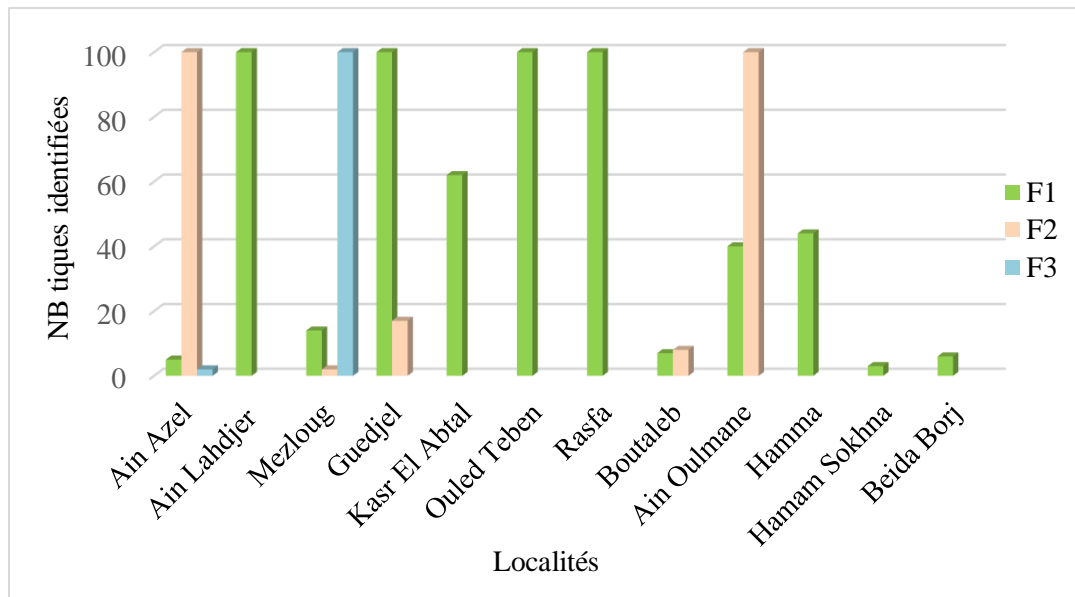
Parmi les 30 fermes infestées, *A. persicus* a été collecté et identifié seulement sur le corps des poules dans trois fermes, l'une est située dans la commune de Guellal (une seule tique collectée) et deux fermes situées dans la commune d'Ain Azel (8 et 11 tiques collectées pour chaque ferme) (figure 43).

#### b) Prélèvement des tiques au niveau des gîtes seuls

Parmi les 30 fermes infestées, *A. persicus* a été collecté et identifié seulement au niveau des gîtes dans 19 fermes situées dans différentes communes (figure 44).

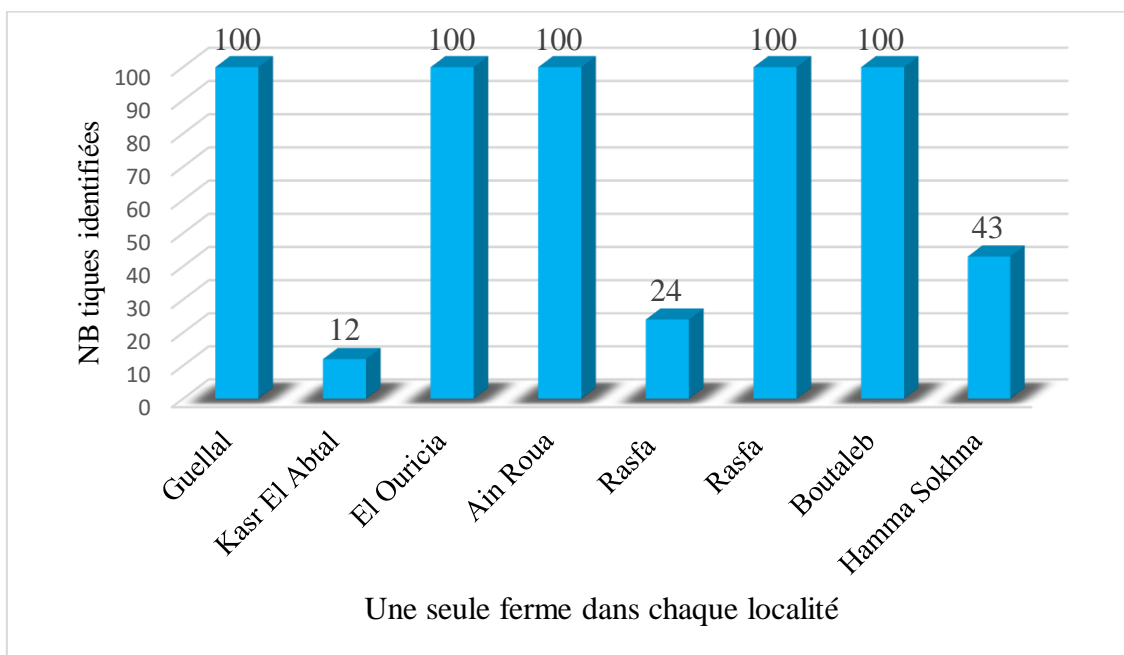
#### c) Prélèvement des tiques sur le corps des poules et au niveau des gîtes

Parmi les 30 fermes infestées, *A. persicus* a été collecté en même temps sur le corps des poules et au niveau des différents gîtes dans 8 fermes situées dans différentes communes (une seule ferme a été notée pour chaque commune) (figure 45).



**Figure 44 :** Nombre des fermes dans lesquelles l'infestation a été observée dans les gîtes seulement.

Par exemple dans la commune d'Ain Azel, trois fermes infestées ont montré la présence des tiques au niveau des gîtes seulement (en total plus de 100 tiques collectées) (figure 44).



**Figure 45 :** Nombre des fermes dans lesquelles l'infestation a été observée à la fois sur le corps des poules et dans les gîtes.

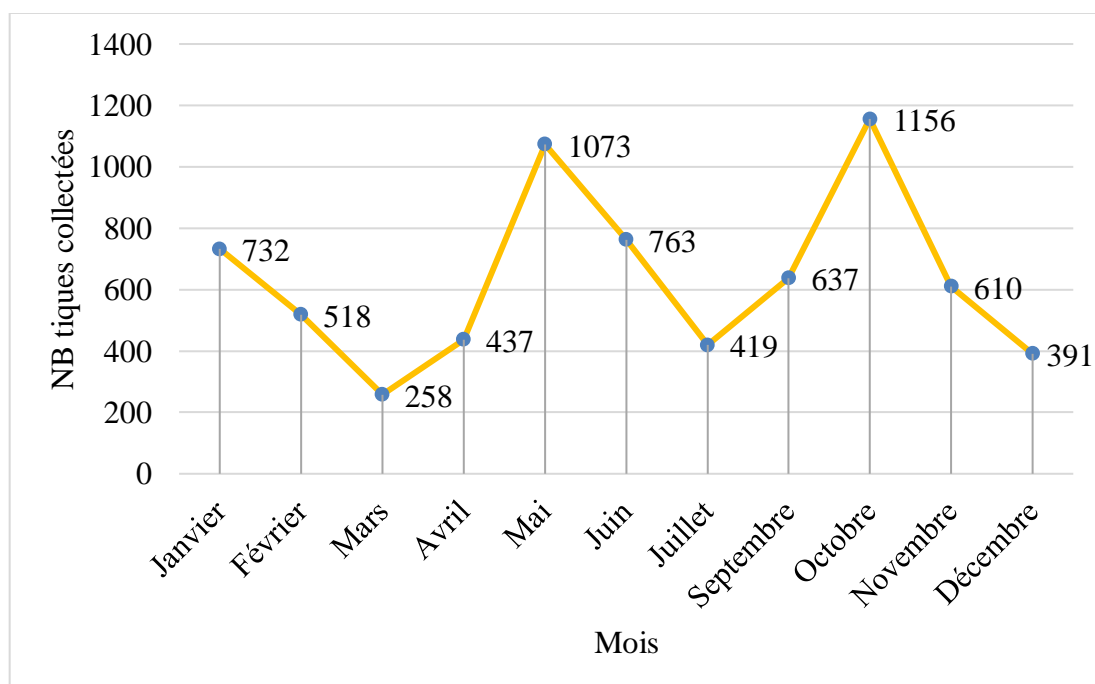
Par exemple dans la commune de Guellal, une seule ferme infestée dans laquelle approximativement 100 tiques ont été collectées à la fois sur le corps des poules et au niveau des différents gîtes (figure 45).

### 3.2.2. Suivi de l'infestation au sein des fermes infestées durant la deuxième période (année 2021)

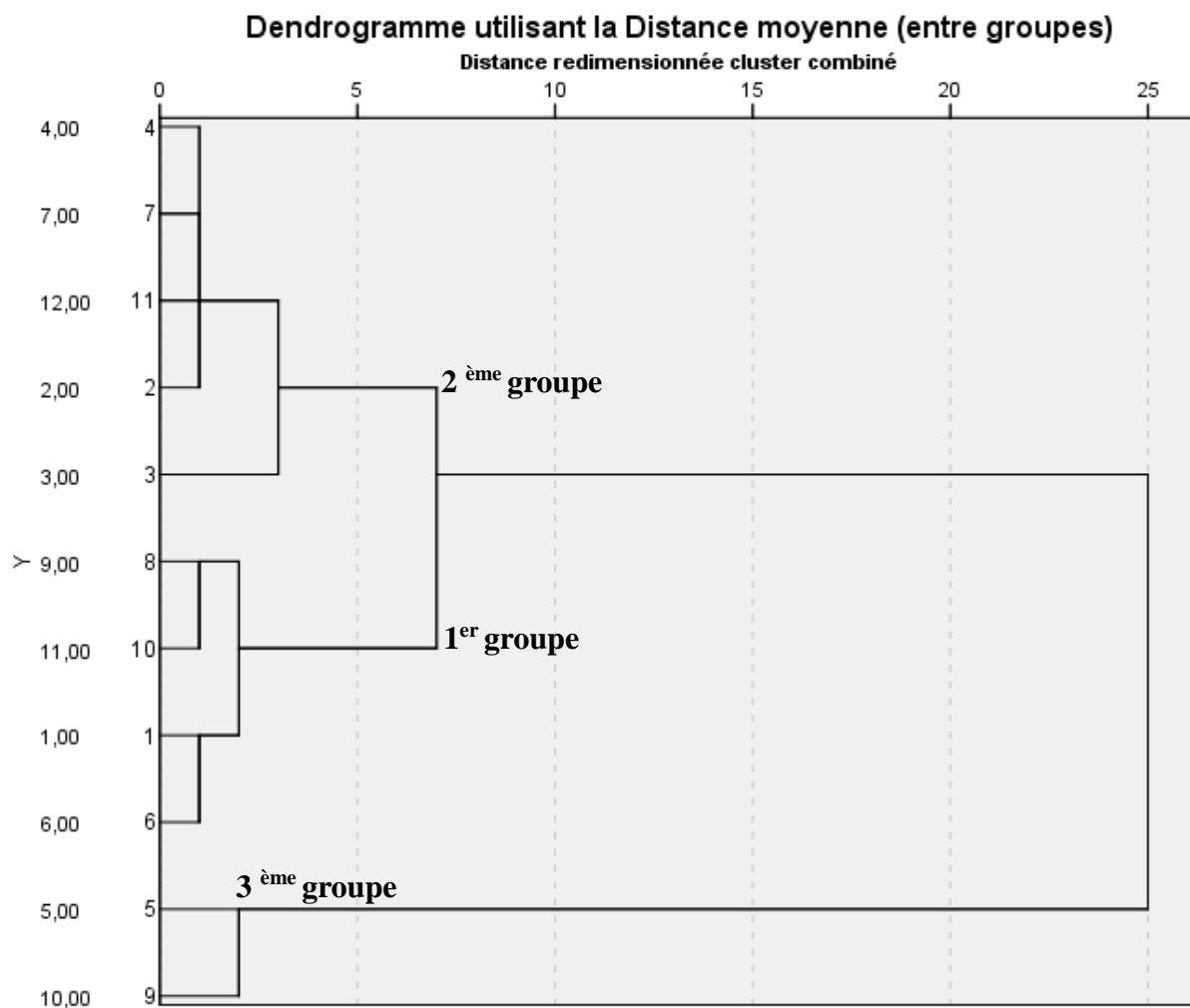
#### 3.2.2.1. Evolution de la population d'*Argas persicus* en fonction du temps dans les fermes infestées

Durant l'année 2021 (Janvier jusqu'à Décembre), 6 fermes de la commune Ain Azel, incluant 5 fermes déjà infestées durant la première période d'étude (année 2020) et une autre ferme visitée pour la première fois, ont été choisies pour étudier l'évolution de la population d'*A. persicus* en fonction du temps. Ces fermes ont été visitées et examinées chaque semaine durant toute l'année 2021 (le mois d'Août n'a pas été inclus dans cette période). La collecte des tiques a été réalisée dans les mêmes gîtes au sein de ces fermes (de la même manière), ensuite toutes les tiques collectées durant cette période ont été identifiées morphologiquement. Le nombre total des tiques collectées dans ces fermes infestées pour chaque mois est représenté dans la figure 46.

Toutes les tiques collectées (nombre total= 6994) ont été identifiées aussi comme *A. persicus*. Les deux mois Mai et Octobre ont montré une grande infestation où 1073 et 1156 tiques ont été collectées au sein des fermes infestées, respectivement. Durant les mois de Mars et Décembre, le nombre observé et collecté était le plus faible (figure 46).



**Figure 46 :** Evolution de la population d'*A. persicus* en fonction du temps durant l'année 2021.

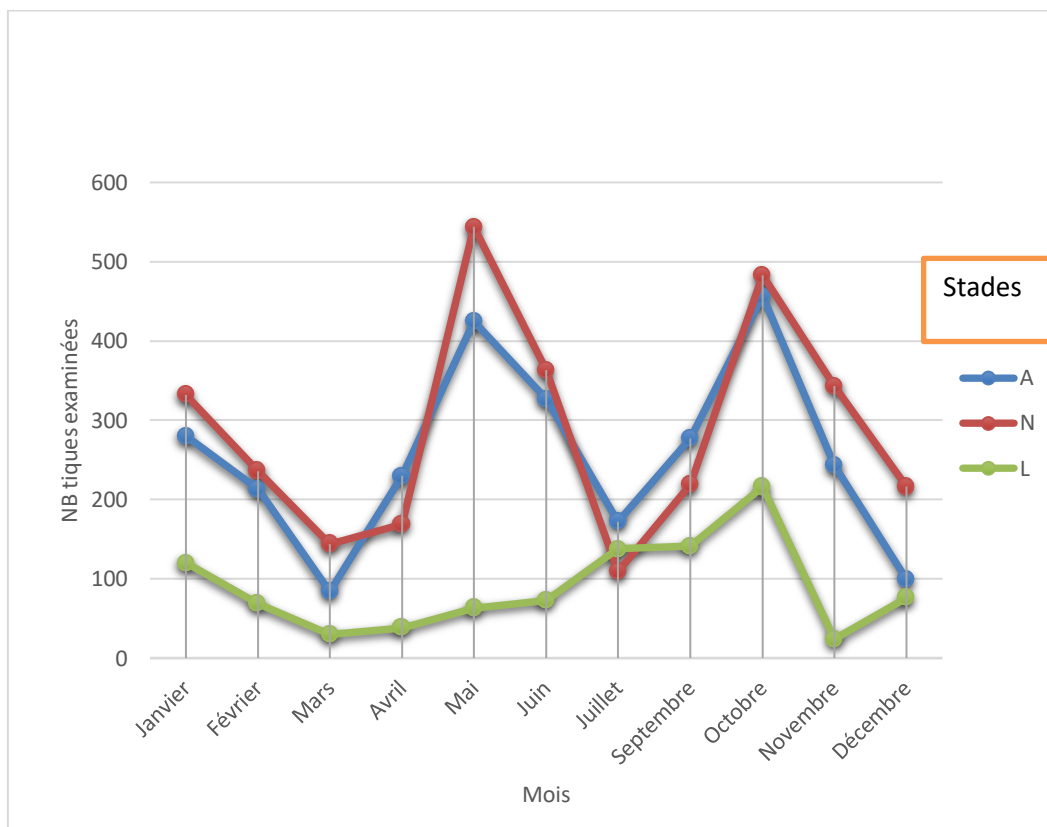


**Figure 47** : Dendrogramme représentant le regroupement des mois selon le nombre des tiques collectées durant l'année 2021.

L'analyse statistique par le test 'Two Step' a montré par regroupement des mois la présence de trois groupes avec une différence significative entre ces groupes concernant le nombre total des tiques collectés au sein des fermes durant chaque moi (figure 47). Le premier groupe est représenté par les mois où les fermes ont été moyennement infestées (Janvier, Juin, Septembre et Novembre). Le deuxième groupe est représenté par les mois où les fermes ont été faiblement infestées (Février, Mars, Avril, juillet et Décembre). Le troisième groupe est représenté par les mois où les fermes ont été fortement infestées (Mai et Octobre).

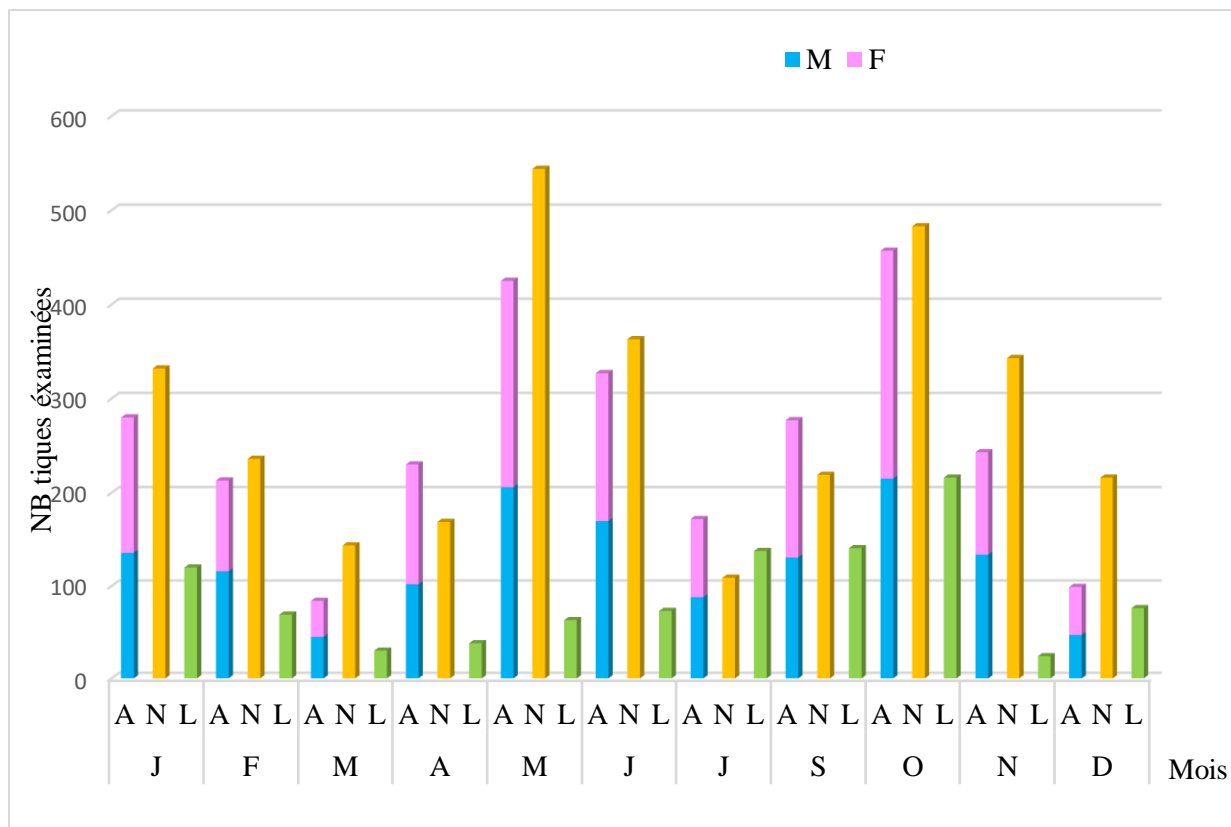
### 3.2.2.2. Evolution de la population d'*Argas persicus* selon le stade parasitaire

La figure 48 ci-dessous représente le nombre des trois stades parasitaires (adultes, nymphes, larves) observé et collecté par mois au sein des fermes suivies durant l'année 2021.



**Figure 48** : Evolution du nombre des stades parasitaires collectés (adultes, nymphes, larves) par mois durant l'année 2021.

Parmi le nombre total des tiques collectées et examinées ( $n= 6994$ ), le stade parasitaire n'a pas été identifié pour 41 tiques. Le stade nymphal est le plus observé et collecté quasiment toute l'année, suivie par le stade adulte et le stade larvaire. Statistiquement, une différence significative ( $p<0.05$ ) a été notée concernant l'infestation par les trois stades parasitaires en fonction du temps au sein des fermes suivies (voir annexe 3). Le stade adulte a suivi la même évolution de la population totale où le nombre de tiques observé et collecté était plus élevé durant les mois de Mai et Octobre, tandis que ce nombre était plus faible durant Mars et Décembre. Même observation a été notée pour le stade nymphal, particulièrement en ce qui concerne la forte infestation observée durant les deux mois de Mai et Octobre (figure 48).



**Figure 49 :** Evolution du nombre des stades parasitaires adultes (mâles et femelles) par mois durant l'année 2021.

Le nombre total des tiques femelles (n=1417) observées et collectées durant la période d'étude est légèrement élevé par rapport au nombre des tiques mâles (n=1390) (figure 49).

### 3.2.2.3. Nombre total des tiques observées et collectées selon les différents gîtes

La collecte des tiques a été réalisée au niveau de plusieurs types de gîtes. Les mêmes gîtes ont été examinés durant toute la période d'étude (année 2021) au sein des fermes suivies.

Parmi le nombre total des tiques collectées (n= 6994), le nombre le plus élevé des tiques (quel que soit le stade parasitaire) a été observé et collecté au niveau du bois, matière dure (comme différents types de pierre, ternite, ...etc) et les fissures des murs par rapport aux autres types de gîtes. Une infestation faible a été enregistrée au niveau de la matière en plastique, du sol et aussi sur le corps des poules (tableau 6). Statistiquement, une différence significative ( $p < 0.05$ ) selon le degré d'infestation des différents gîtes au sein des fermes infestées a été notée (voir annexe 4). Même observation a été notée pour chaque stade parasitaire.

**Tableau 6** : Nombre des tiques collectées (par stade parasitaire et le total) selon les différents gîtes

Type de gîtes	A	N	L	Total
Bois	1280	1276	264	2820
Matière dure	716	807	374	1897
Fissure	543	499	227	1269
Chiffon	122	190	71	383 (41*)
Fer	130	354	34	518
Plastique	3	2	0	5
Carton	4	20	1	25
Sol	9	10	5	24
Animal	0	0	12	12
Total	2807	3158	988	6953 (6994*)

\*41 tiques collectées sur des chiffons ont été identifiées seulement au niveau de l'espèce (le stade parasitaire n'a été pas déterminé en raison de la déformation de ces tiques).

### 3.3. Caractérisation moléculaire d'*Agars persicus*

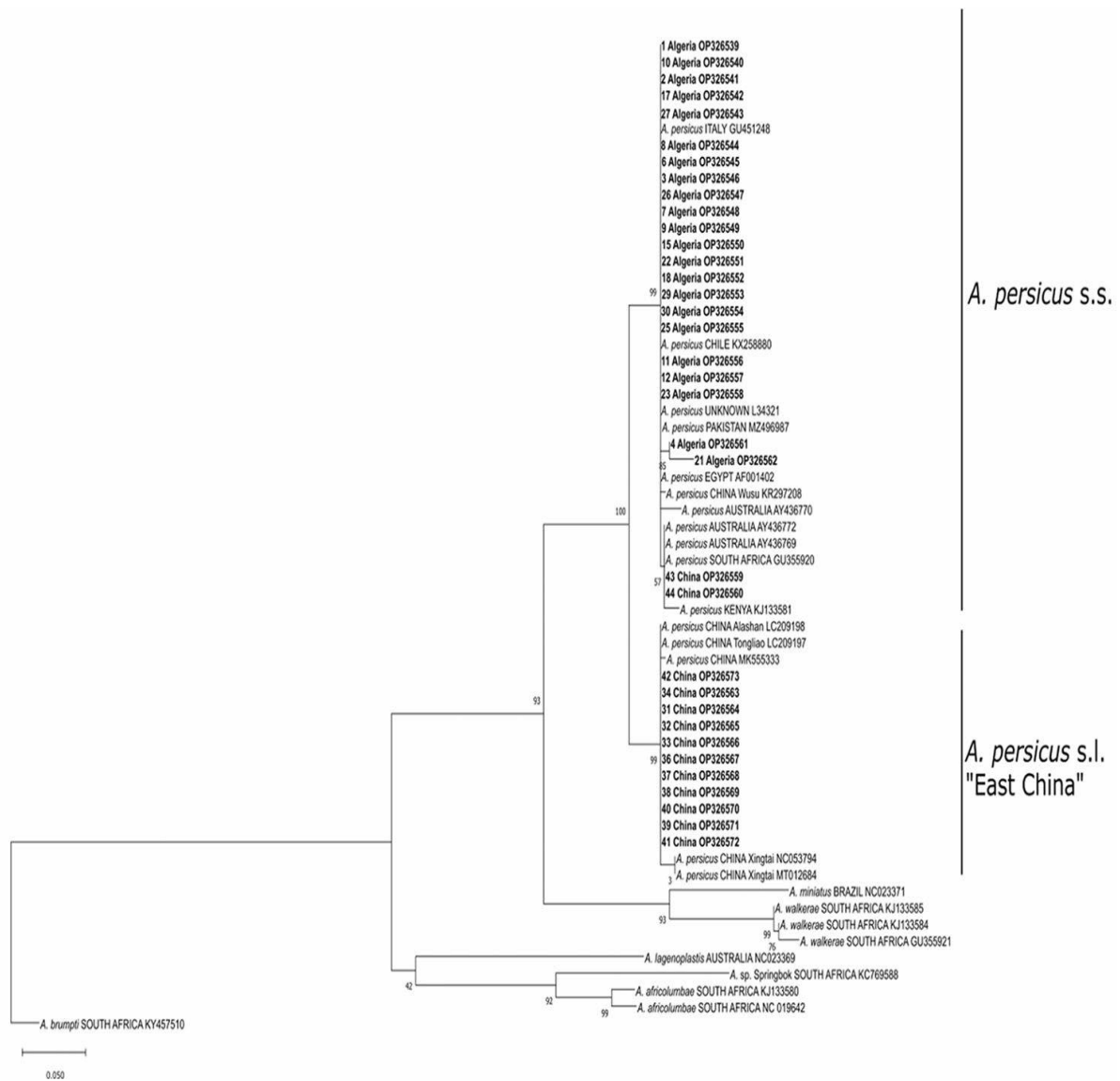
30 tiques dont 5 femelles, 7 mâles, 12 nymphes et 6 larves (une tique par chaque ferme infestée) ont été sélectionnées. De plus, 14 échantillons d'*Argas*, (12 larves et 2 adultes) provenant de la région de Gansu (Chine) et identifiés morphologiquement comme *A. persicus* ont été inclus dans notre étude pour une comparaison génétique.

L'analyse phylogénétique comparative a confirmé les résultats morphologiques et tous les spécimens de notre étude appartenaient au groupe *A. persicus*, qui a formé un clade distinct des autres espèces connues au sein du genre *Argas*, incluant *A. miniatus*, *A. walkerae*, *A. lagenoplastis*, *A. sp. Springbok*, *A. africolumbae* et *A. brumpti* (figure 50, 51, 52). Les échantillons de notre étude sont numérotés dans ces figures de N°1-30. Les échantillons chinois inclus dans notre analyse sont numérotés de N°31-44.



### 3.3.1. Analyses des séquences du gène 16S d'ARNr

L'amplification et le séquençage a été obtenus avec succès pour 22 échantillons parmi les 30 tiques analysées dans notre étude (N°1-30). L'analyse phylogénétique basée sur les séquences obtenues du gène 16S d'ARNr a reconstruit deux clades distincts avec un support bootstrap élevé au sein du groupe *A. persicus*. Le premier clade représente *A. persicus* sensu stricto (en terme s.s.) (99 % de support bootstrap) de l'Afrique (y compris nos échantillons, Egypte, Afrique du Sud et Kenya), Europe (Italie), Asie (deux échantillons chinois N° 43 et 44 du Gansu analysés dans notre étude, Chine Wusu et Pakistan), Amérique (Chili) et de l'Australie. Le deuxième clade représente *A. persicus* sensu lato (s.l) (support bootstrap à 99%) de l'est de la Chine uniquement (y compris le reste des échantillons chinois de Gansu analysés dans notre étude et d'autre de référence) (figure 50). Les séquences partielles générées (22 échantillons) se sont regroupées avec des séquences de référence d'*A. persicus* s.s. originaire de l'Egypte (numéro d'accès AF001402), d'Italie (GU451248), du Chili (KX258880), du Pakistan (MZ496987) et d'une origine inconnue (L34321). L'ensemble de ces séquences forment un clade distinct de la plupart des échantillons chinois inclus dans la présente étude (N° 31-42) et d'autres séquences de référence de Chine (LC209197-98, MK555333, NC053794 et MT012684). Cependant, les échantillons chinois N° 43 et 44 se sont regroupés avec le clade d'*A. persicus* s.s. (figure 50).

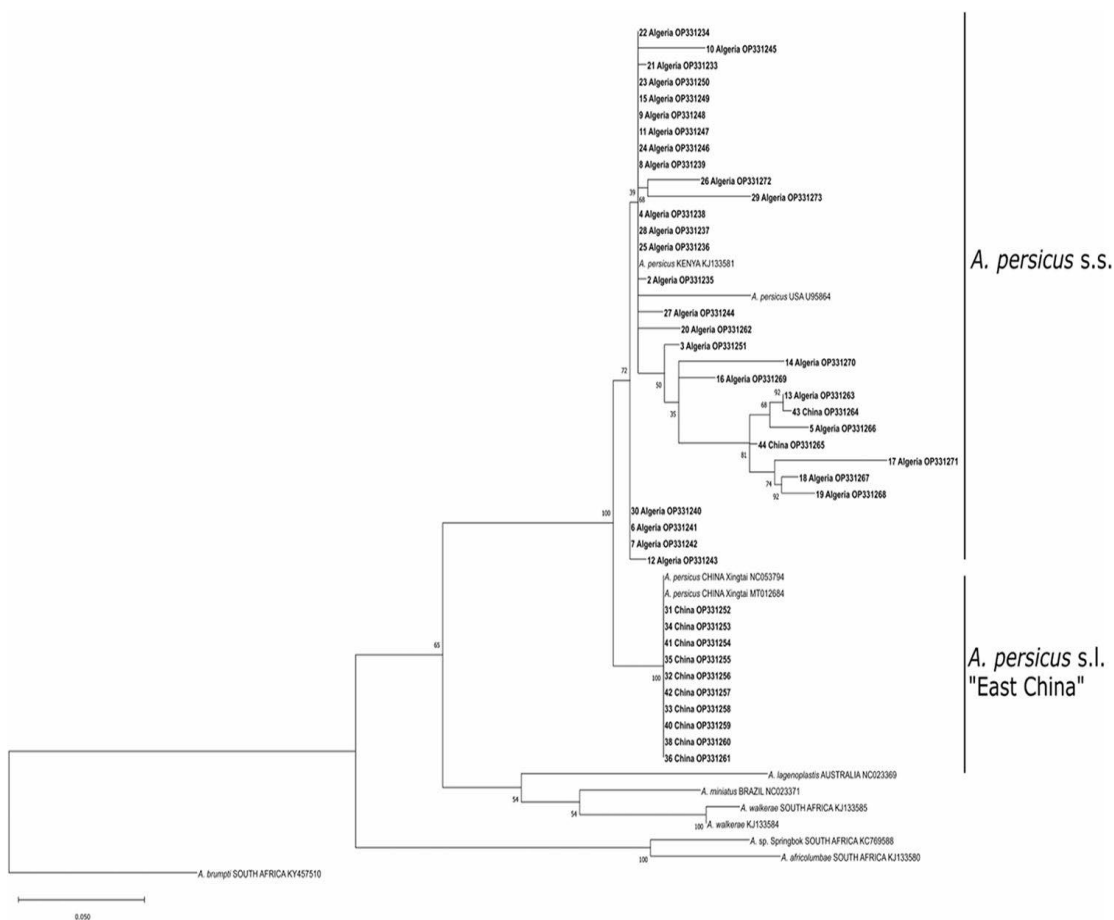


**Figure 50** : Analyse phylogénétique basée sur le maximum de vraisemblance des séquences du gène 16S d'ARNr (311 pb) pour les tiques d'*Argas*.

Les échantillons sont indiqués par leurs noms, géographie, espèces/lignées et numéros d'accès au GenBank. Aussi, les valeurs bootstrap de soutien sont indiquées dans l'arbre phylogénétique. Les échantillons en gras se référant aux séquences générées dans notre étude.

### 3.3.2. Analyses des séquences du gène 12S d'ARNr

L'amplification et le séquençage a été obtenus avec succès pour 29 échantillons parmi les 30 tiques analysées. Même observation (présence de deux clades) a été enregistrée par l'analyse phylogénétique des séquences du gène 12S d'ARNr. Les échantillons de la Chine (séquences de référence et les échantillons N° 31-42 inclus dans notre étude) ont formé un clade distinct de nos échantillons algériens et d'autres *A. persicus* s.s. originaires de Kenya (KJ133581) et des Etats-Unis (U95846). De plus, les échantillons chinois N° 43 et 44 se sont regroupés avec le clade d'*A. persicus* s.s. (figure 51).

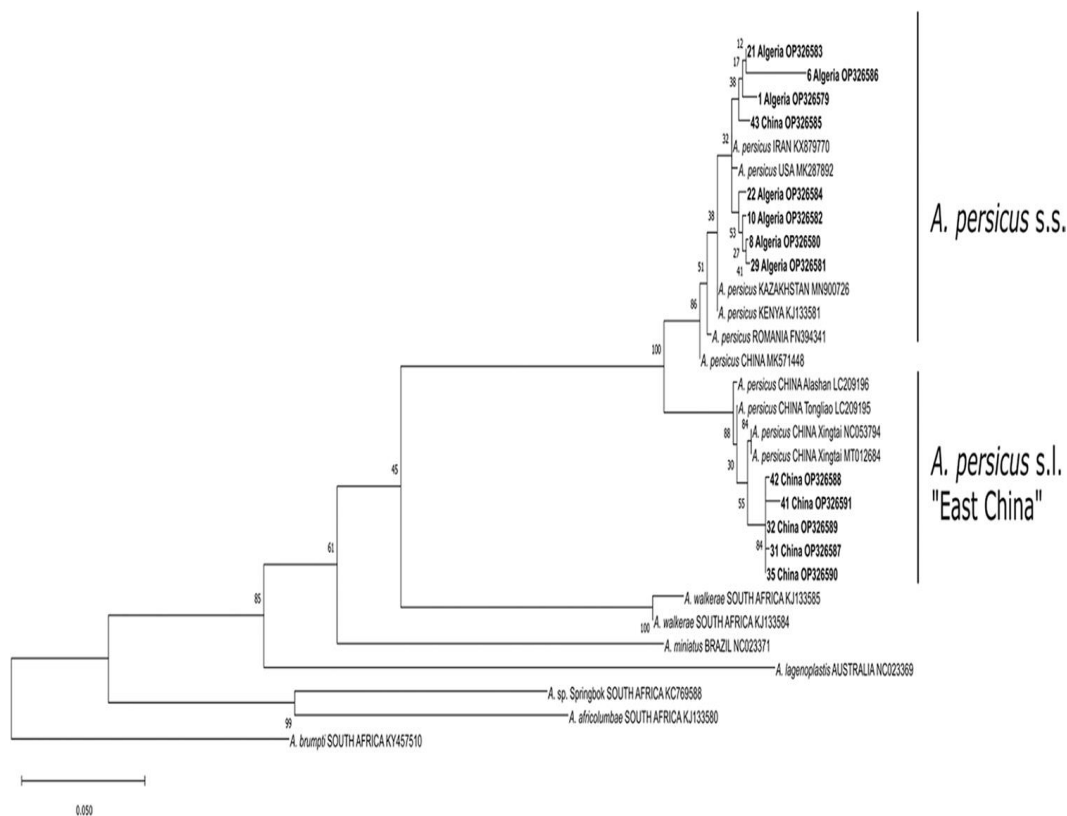


**Figure 51** : Analyse phylogénétique basée sur le Maximum de vraisemblance des séquences du gène 12S d'ARNr (325 pb) pour les tiques d'*Argas*.

Les échantillons sont indiqués par leurs noms, géographie, espèces/lignées et numéros d'accès au GenBank. Aussi, les valeurs bootstrap de soutien sont indiquées dans l'arbre phylogénétique. Les échantillons en gras se référant aux séquences générées dans notre étude.

### 3.3.3. Analyses des séquences du gène *cox 1*

L'amplification et le séquençage a été obtenus avec succès seulement pour 7 échantillons parmi les 30 tiques analysées. Mêmes résultats ont été obtenus par l'analyse phylogénétique des séquences du gène *cox1* (présence de deux clades différents). Les échantillons de la Chine (séquences de référence et les échantillons N° 31, 32, 35, 41, 42 inclus dans notre étude) ont formé un clade distinct de nos échantillons algériens et d'autres *A. persicus* s.s. originaires de Kenya, Roumanie, Etats-Unis, Iran, Kazakhstan et Chine. De plus, l'échantillon chinois N° 43 s'est regroupé avec le clade d'*A. persicus* s.s. (figure 52).



**Figure 52** : Analyse phylogénétique basée sur le Maximum de vraisemblance des séquences du gène *cox1* (677 pb) pour les tiques d'*Argas*.

Les échantillons sont indiqués par leurs noms, géographie, espèces/lignées et numéros d'accès au GenBank. Aussi, les valeurs bootstrap de soutien sont indiquées dans l'arbre phylogénétique. Les échantillons en gras se référant aux séquences générées dans notre étude.

Les séquences de nos échantillons d'*A. persicus* s.s. ont été déposées dans la base de données génétiques 'GenBank' sous les numéros d'accès suivants : **OP326539-OP326573** pour le gène 16S d'ARNr, **OP331233-OP331273** pour le gène 12S d'ARNr et **OP326579-OP326591** pour le gène *cox1*.

### 3.3.4. Comparaison de la matrice des distances génétiques p des séquences des trois gènes entre et au sein des espèces/lignes d'*Argas*

Les différentes valeurs des distances génétiques p pour les trois gènes permettant la comparaison aussi bien entre les différentes espèces d'*Argas* et au sein du groupe *A. persicus*, sont montrées dans le tableau 7 ci-dessous. Les distances génétiques entre le groupe d'*A. persicus* (*A. persicus* s.s et *A. persicus* East China) et les différentes espèces d'*Argas* sont supérieurs à 15%, ce qui supporte les résultats de l'analyse phylogénétique séparant *A. persicus* des autres espèces. *Argas persicus* s.s et *A. persicus* East China diffèrent les uns des autres de 4,6 à 6,5%.

**Tableau 7** : Matrice des distances génétiques p des séquences des trois gènes au sein et entre les espèces/lignes d'*Argas*

	<i>A. persicus</i> s.s			<i>A. persicus</i> East China			<i>A. walkerae</i>			<i>A. miniatus</i>		
	12S	16S	Cox1	12S	16S	Cox1	12S	16S	Cox1	12S	16S	Cox1
<i>A. persicus</i> s.s	0,034	0,004	0,011									
<i>A. persicus</i> East China	0,046	0,049	0,065	0	0,002	0,007						
<i>A. walkerae</i>	0,159	0,207	0,298	0,148	0,198	0,303	0,012	0,011	0,012			
<i>A. miniatus</i>	0,158	0,183	0,367	0,136	0,187	0,353	0,092	0,131	0,326	-	-	-
<i>A. lagenoplastis</i>	0,195	0,299	0,505	0,180	0,307	0,543	0,125	0,258	0,364	0,140	0,262	0,392
<i>A. sp. Springbok</i>	0,235	0,369	0,411	0,085	0,364	0,458	0,204	0,330	0,383	0,1982	0,344	0,429
<i>A. africanumbae</i>	0,228	0,282	0,608	0,203	0,276	0,604	0,227	0,312	0,389	0,218	0,294	0,481
<i>A. brumpti</i>	0,259	0,398	0,510	0,239	0,380	0,500	0,261	0,359	0,382	0,241	0,436	0,377
	<i>A. lagenoplastis</i>			<i>A. sp. Springbok</i>			<i>A. africanumbae</i>			<i>A. brumpti</i>		
	12S	16S	Cox1	12S	16S	Cox1	12S	16S	Cox1	12S	16S	Cox1
<i>A. lagenoplastis</i>	-	-	-									
<i>A. sp. Springbok</i>	0,211	0,321	0,509	-	-	-						
<i>A. africanumbae</i>	0,212	0,247	0,503	0,085	0,161	0,265	-	0,031	-			
<i>A. brumpti</i>	0,233	0,369	0,411	0,261	0,378	0,391	0,270	0,337	0,401	-	-	-

# Discussion

## 4. Discussion

Notre discussion sera concentrée essentiellement sur les principaux résultats obtenus, incluant la description morphologique, la prévalence de l'infestation durant la première période de l'étude, le suivi de l'infestation durant la deuxième période et l'étude moléculaire.

### 4.1. Identification morphologique

Les caractères morphologiques de toutes les argasidés collectées durant notre étude (pour les deux périodes) ont été comparés avec ceux documentés dans le guide d'identification de Walker *et al.* (2003). Cette comparaison a permis l'identification de l'espèce infestante et les différents stades parasitaires (adultes mâles et femelles, nymphes et larves). Ce dernier guide par rapport aux autres clés d'identification comme celles d'Estrada-Peña *et al.* (2004, 2017), fournit une meilleur identification et comparaison entre les espèces d'*Argas*, qui sont distribuées en Afrique, particulièrement en Afrique du Nord. Cependant, la discrimination entre les espèces d'*Argas* reste un peu difficile. Toutes les argasidés collectées dans les fermes infestées durant les deux périodes de notre étude ont été identifiées comme une seule espèce *A. persicus*. Les photos obtenues par l'examen microscopique, réalisé en Allemagne par Lidia Chitimia-Dobler par le microscope VHX-900F (Keyence, Itasca, IL, USA), ont bien facilité notre détermination de cette espèce. Tout simplement, cet examen microscopique a permis de visualiser les caractéristiques morphologiques les plus importantes (la texture de la suture latérale dans la face dorsale et les paires de soies post-hypostome et à la base des deux palpes), qui distinguent *A. persicus* aux autres espèces qui le ressemblent, en particulier *A. reflexus* et *A. hermanni*. De plus, le nettoyage de nos échantillons (précédemment conservés dans l'éthanol) par la méthode décrite par Chitimia-Dobler et Dunlop (2020), a amélioré la qualité de nos photos pour observer les caractéristiques de distinction. L'utilisation d'une loupe binoculaire avec un faible grossissement rend la discrimination difficile en raison que les deux soies situées à la base de chaque palpe (une longue soie unique) sont difficiles à observer car elles sont transparentes et aussi les deux soies post-hypostome sont similaires à celles-ci (Walker *et al.*, 2003). Les données sur l'occurrence d'*A. reflexus* en Algérie sont controversées. Certains auteurs ont documenté que cette espèce existe en Algérie (Walker *et al.*, 2003 ; Estrada-Peña *et al.* 2004), tandis que, d'autres auteurs ont documenté qu'elle existe en Tunisie, Libye et en Egypte seulement (Hoogstraal et Kohls, 1960 ; Vermeil *et al.*, 1996 ; Pfäffle et Petney, 2017). Pour *A. hermanni*, sa distribution semble être limitée à l'Egypte et l'Ethiopie (Walker *et al.*, 2003). Certains

auteurs n'ont pas considéré la présence de cette espèce dans le l'Afrique du nord (Estrada-Peña *et al.* 2017). *Argas walkerae* ressemble aussi *A. persicus*, mais il est généralement large par rapport ce dernier (pour le stade adulte) et elle colonise spécifiquement l'Afrique du sud (Walker *et al.*, 2003). Vue cette distribution géographique, lors des futures études en Algérie visant l'identification morphologique des argasidés chez les oiseaux domestiques, la discrimination entre *A.persicus* et particulièrement *A. reflexus* doit être prend en considération. La détermination des différents stades parasitaires (adulte, nymphe et larve) a été réalisée conformément sur la base des critères cités par Walker *et al.* (2003), dont principalement la présence ou l'absence du pore génital pour différencier entre les adultes et les nymphes et le nombre de paires de pattes pour différencier entre les larves et les deux autres stades. Egalement, chez les adultes, la discrimination entre les mâles et les femelles a été basée essentiellement sur la largeur et la forme de l'orifice génital.

Même résultats ont été obtenus par plusieurs études où *A. persicus* représentait la seule espèce identifiée morphologiquement parmi les argasidés infestant des fermes des poules domestiques (Khan *et al.*, 2001 ; Ahaotu *et al.*, 2019 ; Nwadike *et al.*, 2019 ; Zahid *et al.*, 2021). Cette constatation est observée dans la plupart des études en raison de l'association étroite et l'adaptation de cette espèce de tique molle avec les fermes des volailles.

La description morphologique de l'espèce *A. persicus* et sa comparaison avec quelques autres espèces, présentées dans la présente étude pourraient être utiles comme une référence pour d'autres futures études réalisées dans les pays de l'Afrique du nord, particulièrement l'Algérie.

#### **4.2. Résultats de l'infestation de la première période (année 2020)**

Le taux d'infestation global des fermes enregistré dans notre étude était faible rapport le taux documenté par Ouchene *et al.* (2020) dans la région de Ksar El Boukhari (Médeä). Ces auteurs ont enregistré une prévalence de 47 % parmi 83 fermes traditionnelles examinées. Dans la région d'Annaba et Guelma, Nahal *et al.* (2021) ont signalé une prévalence individuelle de 9,5 % où 16 individus parmi 169 poulets domestiques examinés dans des fermes traditionnelles, ont été infestés par *A. persicus*. Quelques d'autres études menées en Algérie dans différentes régions bioclimatiques, incluant Mostaganem et Annaba (zones côtières), Sétif, M'sila et Guelma (régions intérieures) et Tamanrasset (Sahara) n'ont pas rapporté les données de prévalence au niveau des fermes ou des sites examinés (Lafri *et*



*al.*,2017 ; Boucheikhchoukh *et al.*, 2018 ; Lafri *et al.*, 2018). Durant notre étude, le taux d'infestation des fermes selon les différentes communes était variable de 0 à 50 %. Une prévalence élevée (38,66%) parmi les fermes examinées a été observée en Pakistan (Zahid *et al.*, 2021). Des taux d'infestation variables, soit au niveau individuel, soit au niveau des élevages, ont été signalés dans différentes études dans le monde entier. Divers facteurs tels que la conception de l'étude, la taille de l'échantillonnage, la durée et la période d'échantillonnage (saisons), le système d'élevage des poulets ainsi que l'application des acaricides, pourraient influencer les variations de la prévalence. La variation du taux d'infestation des fermes selon les communes étudiées peut être lié aussi aux différents facteurs tel que nombre des fermes examinées dans chaque commune, le nombre des poules et d'autres oiseaux domestiques élevés dans les fermes de chaque commune, la saison durant laquelle la commune a été visitée, le type d'habitats des volailles, et même l'utilisation ou non des acaricides par les propriétaires des fermes. Durant notre échantillonnage, la plupart des fermes infestées ont montré la présence des tiques seulement au niveau des différents gîtes par rapport le nombre des fermes infestées où les tiques ont été collectées seulement sur le corps des poules. Cette différence peut être liée surtout à l'absence des poules durant notre visite et à la difficulté d'attraper de celles-ci. Le nombre le plus élevée des tiques a été collecté au niveau des gîtes par rapport la collecte sur le corps des poules. Les mêmes résultats ont été obtenus dans différentes études de certains pays comme l'Algérie, l'Ethiopie et le Pakistan (Ouchene *et al.*, 2020 ; Cutler *et al.*, 2012 ; Zahid *et al.*, 2021). En plus de l'absence ou la difficulté de manipulation des poules, il est évident que le nombre important des tiques s'observe dans l'environnement en raison de la courte durée des stades parasitaires de ces tiques (leur vie sur l'hôte est courte).

#### **4.3. Résultats du suivi de l'infestation de la deuxième période (année 2021)**

Durant la deuxième période de l'étude (Janvier au Décembre 2021), 6994 tiques ont été collectées à partir des six fermes suivies. Morphologiquement, toutes ces tiques ont été identifiées aussi comme *A. persicus*. Le nombre de tiques le plus élevé a été observé et collecté durant les mois de Mai et Octobre. Par contre, durant les mois de Mars et Décembre, le nombre observé et collecté était le plus faible. Les données concernant l'évolution de la population de cette espèce selon les saisons restent controversées. En Pakistan, Zahid *et al.* (2021) ont signalé en partie les mêmes résultats où l'infestation a été faible en Janvier, Février et Décembre, mais élevée en Juillet. En Arabie Saoudite, Alzahrani et Edrees (2019) ont

observé une infestation plus élevée en Juillet, puis en Octobre et ensuite en Avril, tandis que une infestation moins repérée a été enregistrée en Janvier. De plus, en Pakistan, Shahnaz et al.(2016),ont rapporté une infestation plus élevée durant l'été (Mai, Juin, Juillet), tandis que cette infestation a été faible durant l'hiver (Décembre, Janvier, Février). Par contre dans le même pays, Quamar et al.(2009) ont observé une infestation élevée en printemps et faible en été. Gueye *et al.* (2004)ont indiqué que la saison pluvieuse est la plus favorisée par l'abondance d'*A.persicus*. Lack *et al.*(2008)ont signalé que l'hiver est la plus favorable saison pour cette espèce de tique.

L'infestation des fermes des oiseaux domestiques par *A. persicus* s'observe durant toute l'année. Le développement de la population de cette espèce semble être maximal durant la saison d'été et le début de l'automne, tandis qu'il semble être minimal durant la saison hivernale. Cependant, des constatations différentes peuvent être observées. La distribution différente de la population enregistrée dans les différentes études selon les différents mois de l'année est en relation avec divers facteurs, incluant principalement la variation du climat d'une région à une autre. Egalement, la population d'*A. persicus* est influencée par le cycle évolutif où la survie et le développement des différents stades parasites sont liés aux caractéristiques de l'environnement biotique (l'hôte) et abiotique (habitat de l'hôte, température, humidité et autres conditions au sein des fermes) (Boulanger et McCoy, 2017).

Tous les stades ont été collectés avec une prédominance du stade nymphal et adulte. Cette observation peut être liée à la taille de ces derniers, donc sont faciles à repérer par rapport au stade larvaire. Zahid *et al.* (2021) ont observé aussi une abondance du stade adulte, suivi par le stade nymphal puis le stade larvaire. Des résultats similaires ont été observés en Algérie par Boucheikhchoukh *et al.* (2018) et en Australie par Petney *et al.* (2004).

L'infestation par le stade adulte a montré une répartition non significative concernant le sexe des tiques identifiées où le nombre des femelles était légèrement élevé par rapport au nombre des mâles. Mêmes observations ont été enregistrées par différentes études (Boucheikhchoukh *et al.*, 2018 ; Ouchene *et al.*, 2020 ; Zahid *et al.*, 2021). Cette observation peut être liée aux caractéristiques de reproduction des tiques.

La collecte des tiques a été réalisée au niveau de plusieurs types de gîtes. Les mêmes gîtes ont été examinés au sein des fermes suivies durant toute la période d'étude. Le nombre le plus élevé des tiques a été observé et collecté au niveau des différents gîtes en comparaison avec le nombre des tiques observé et collecté directement sur le corps des oiseaux. Il est connu qu'*A.persicus* a une activité endophile et caractérisé par sa rapidité de prendre son

repas sanguin où il se nourrit pendant une courte période, généralement la nuit lorsque les oiseaux se perchent. Ceci peut expliquer l'observation faible des tiques chez les poules tout au long de la journée. Egalement, le nombre faible des poules manipulées et examinés (difficulté d'attraper celles-ci) et même leur absence au sein des fermes (étaient hors les poulaillers) durant notre visite des fermes, peuvent être impliqués dans cette différence. Notre étude a montré une différence significative en ce qui concerne le degré d'infestation dans les différents gîtes examinés comme le bois, matières dures et les fissures. Plusieurs études ont rapporté l'utilisation de ces gîtes par *A. persicus* comme refuges pour se cacher durant tous les mois de l'année (Shahnaz *et al.*, 2016 ; Zahid *et al.*, 2021 ; Sheng *et al.*, 2019). Il reste difficile de déterminer quel type exact de gîtes au sein des poulaillers, cette espèce de tique préfère.

#### 4.4. Analyses moléculaires

Comme il a été indiqué ci-dessus, la discrimination morphologique entre *A. persicus* et les autres espèces d'*Argas* reste un peu difficile, en particulier pour *A. reflexus* qui a été signalé dans certains pays d'Afrique du Nord. La caractérisation moléculaire est un outil fiable permettant une identification et une différenciation optimales entre *A. persicus* et les autres espèces.

Les données moléculaires sur *A. persicus* sont relativement rares dans le monde. La caractérisation génétique de cette espèce a été rapportée dans certains pays d'Afrique dont l'Egypte, le Kenya et l'Afrique du Sud (Dabert *et al.*, 1999 ; Mans *et al.*, 2019), d'Europe dont la Roumanie et l'Italie (Chitimia *et al.*, 2010 ; Pantaleoni *et al.*, 2010), d'Asie dont la Chine, l'Iran, le Kazakhstan et le Pakistan (Feng *et al.*, 2019 ; Sheng *et al.*, 2019 ; Yavari *et al.*, 2019 ; Chen *et al.*, 2020 ; Sang *et al.*, 2021 ; Zahid *et al.*, 2021), de l'Amérique incluant les USA et le Chili (Black *et al.*, 1997 ; Norris *et al.*, 1999 ; Muñoz-Leal *et al.*, 2018), et de l'Australie (Petney *et al.*, 2004). Notre étude fournit les premières données moléculaires en Algérie concernant la caractérisation génétique et l'analyse phylogénétique des échantillons de tiques molles identifiés morphologiquement comme *A. persicus*. De plus, notre étude rapporte une comparaison moléculaire importante avec des échantillons d'*A. persicus* originaires de la Chine (région de Gansu) et les relations phylogénétiques de cette espèce de différentes régions du monde. Boucheikhchoukh *et al.* (2018), ont signalé que quelques échantillons d'*A. persicus* originaires du Centre-Est de l'Algérie ont été identifiés par l'analyse MS MALDITOF associée à une comparaison des séquences du gène de l'ARNr S12 par NCBI BLAST, mais aucune donnée n'est disponible sur les séquences analysées par cette étude. Une autre étude a identifié des échantillons d'*A. persicus* de l'Ouest de l'Algérie par séquençage et analyse de

gène de l'ARNr S16, mais aucune donnée de séquences n'est accessible aussi au publique (Lafri *et al.*, 2017). Ces deux études précédentes n'ont pas fourni les séquences obtenues après leurs analyses, soit au niveau des différentes bases de données génétiques, soit dans les publications elles même. Egalement, aucune trace des analyses phylogénétiques n'a été rapportée.

Parmi les échantillons analysés dans notre étude (échantillons de l'Algérie et d'autre de la Chine), les analyses phylogénétiques de l'ensemble des séquences ont montré la présence de deux clades (groupes) distincts. Le premier groupe correspond à l'espèce *A. persicus* en terme 'sensu stricto' (s.s.) et le deuxième groupe correspond à l'espèce *A. persicus* en terme 'sensu lato' (s.l.). Le groupe *A. persicus* s.s. a été représenté par nos échantillons de l'Algérie, deux échantillons de la Chine (région de Gansu) analysés dans notre étude et ceux des différentes études du monde, précédemment citées comme références. Le deuxième groupe *A. persicus* s.l., génétiquement différent du premier groupe (distance génétique montrée dans les résultats de 4,6-6,5%), a été représenté par le reste des échantillons chinois analysés dans notre étude et d'autres échantillons de référence (toutes ces séquences de référence provenant de certaines régions de l'Est de la Chine).

Sur la base des données de séquences du gène de l'ARNr S16 principalement (figure 50), la plupart des échantillons algériens ont montré une association phylogénétique étroite entre eux, probablement liée à la même zone d'échantillonnage des tiques (région de Sétif) où plusieurs générations apparentées ont évolué à travers plusieurs cycles de vie à partir des mêmes hôtes et mêmes conditions environnementales. Certaines études ont démontré cette conservation génétique pour des populations d'*A. persicus* provenant soit de la même région (similaire à ce qui a été observé dans notre étude) (par exemple en Chine ; Feng *et al.*, 2019), soit de régions éloignées (par exemple en Iran ; Yavari *et al.*, 2019). Cependant, dans d'autres études, des populations d'*A. persicus* originaires de deux régions éloignées (par exemple, la région semi-humide de Tongliao et la région semi-aride d'Alxa en Chine ; Feng *et al.*, 2019) ou de pays différents (par exemple, l'Australie et l'Egypte ; Petney *et al.*, 2004) présentaient une faible variation génétique (variation intraspécifique). Notre analyse phylogénétique comparative a montré qu'*A. persicus* originaire du Centre de la Chine (région de Gansu ; 11 échantillons analysés dans notre étude) et de certaines régions de l'Est de ce pays (voir figure 50 ; la région de Tongliao, Alxa ou Alashan et Xingtai) représente une lignée divergente d'*A. persicus* originaire de l'Algérie (notre étude) et de différents pays du monde, incluant aussi la Chine (région de Wusu Xinjiang localisée dans l'Ouest). Cette lignée divergente, qu'on a

nommée *A. persicus* s.l. 'east China' ou 'Chinese *A. persicus* lineage', peut représenter une espèce distincte s'il y aura d'autres données dont des données morphologiques, biologiques et moléculaires détaillées qui supportent notre constatation. Notre résultat a été supporté par l'étude de Feng *et al.* (2019) en Chine qui a démontré la présence des polymorphismes distincts dans les séquences du gène de l'ARNr S16 et une grande distance phylogénétique entre *A. persicus* s.s. provenant de Wusu Xinjiang (Ouest de la Chine) et *A. persicus* s.l. "east China" de Tongliao et Alxa (Est de la Chine). A la lumière de cette comparaison, notre étude confirme la présence d'*A. persicus* s.s. aussi bien en Algérie qu'en Chine (région de Gansu). De plus, les deux *A. persicus* s.s. et *A. persicus* s.l. "east China" sont présents dans la Chine, soit dans la même région (comme Gansu) que notre étude a montré et/ou dans des régions éloignées les unes des autres. Ainsi, il semble être que ces deux lignées présentent un chevauchement géographique dans le Centre de la Chine, approximativement entre Wusu Xinjiang et Gansu, en raison de la présence d'*A. persicus* s.s. dans ces deux dernières régions, mais l'absence d'*A. persicus* s.s. vers les parties orientales restantes (Tongliao, Alxa ou Alashan et Xingtai). Récemment, une étude moléculaire menée en Espagne dans les régions de Ségovie et Guadalajara, localisées à l'intérieur de la péninsule ibérique, a montré la présence d'un génotype d'*Argas* spp. ressemblant *A. persicus* s.l. "east China" (Palomar *et al.*, 2021). En tant que telle, l'étendue géographique de cette "Chinese *A. persicus* lineage", est probablement plus large que son occurrence particulière en Chine vers l'Est. Finalement, notre étude a fourni des données moléculaires précieuses sur *A. persicus* aussi bien en Algérie qu'en Chine.

# Conclusion

## Conclusion

Vue l'importance des argasidés chez les volailles, soit par leur action pathogène directe, soit par leur rôle comme vecteurs et réservoirs de différents agents infectieux d'intérêt vétérinaire, la connaissance de leur biologie et leur écologie est nécessaire pour une lutte efficace au sein des poulaillers. Dans ce contexte et dans la lumière de l'absence de cette connaissance en Algérie, la présente étude a été réalisée dans l'Est du pays pour fournir certaines données épidémiologiques importantes concernant ces acariens hématophages. Les résultats obtenus au cours de cette étude ont aboutis à des observations intéressantes en ce qui concerne la description et l'identification morphologique des argasidés, la dynamique d'infestation par ces tiques et la caractérisation moléculaire des espèces identifiées.

Notre étude rapporte une description détaillée et une identification morphologique des tiques molles (argasidés) infestant des fermes traditionnelles de poules domestiques (*Gallus gallus domesticus*), situées dans la région de Sétif. Cette identification a montré la présence d'une seule espèce infestante, représentée par *A. persicus* (the fowl tick). Ces résultats ont été constatés dans la plupart des études du monde en raison de l'association étroite et l'adaptation de cette espèce avec les fermes des volailles.

Le taux d'infestation des fermes enregistré durant notre enquête était variable d'une localité à une autre et reste faible par rapport ce qui été rapporté en Algérie par quelques études. Des taux d'infestation variables ont été signalés par diverses études dans le monde entier. Divers facteurs, associés principalement à l'étude elle-même et aux systèmes d'élevage des oiseaux domestiques, peuvent être impliqués dans cette variation des taux de prévalence. Notre étude a révélé que l'infestation se déroule principalement dans les différents gîtes au sein des fermes en comparaison avec celle constatée directement sur les poules. En plus de certaines contraintes, qui ont pu conduire à cette constatation, *A. persicus* reste une tique négligée au sein des élevages des volailles en raison de son habitude alimentaire de courte durée, en se nourrissant sur les hôtes pendant la nuit. Notre enquête a contribué également à la caractérisation des différents gîtes de développement des stades parasites et à la détermination de l'évolution saisonnière de la population de cette tique dans la région étudiée.

L'analyse moléculaire menée durant notre étude a fourni des constatations importantes et précieuses sur la tique des volailles. Par conséquent, cette étude est considérée comme la première caractérisation génétique et l'analyse phylogénétique d'une population d'*A. persicus* de l'Afrique du nord dont l'Algérie. Cette caractérisation moléculaire a confirmé d'une part la large distribution d'*A. persicus* s.s. en colonisant différentes régions climatiques du monde.

D'une autre part, notre investigation moléculaire, même limitée à une région spécifique, a démontré l'absence d'autres espèces, particulièrement *A. reflexus*, qui ressemblent morphologiquement *A. persicus* s.s.

A la lumière des résultats obtenus dans cette étude, d'autres études exhaustives seront importantes pour une meilleure et complète compréhension de l'infestation par cette tique chez les volailles. Cette compréhension réside essentiellement dans :

- La connaissance de l'importance économique et clinique de l'infestation par *A. persicus* et l'estimation de son impact sur la production avicole à grande échelle aussi bien dans les fermes traditionnelles que dans les élevages industriels.
- La connaissance de la distribution de cette espèce dans les différents étages bioclimatiques de l'Algérie.
- La détermination des différents facteurs écologiques influençant son cycle de développement.
- L'évaluation de son rôle comme vecteur et réservoir d'agents pathogènes d'importance vétérinaire et médicale.

Une bonne compréhension de la biologie et de l'écologie de cette tique serait à son tour utile pour développer des moyens de lutte efficaces et des programmes de contrôle à long terme.



# **Références bibliographiques**

## Références Bibliographiques

- Abbassy, M. M; Osman, M; &Marzouk, A. S. (1993).West Nile virus (Flaviviridae:Flavivirus) in experimentally infected *Argas* ticks (Acari:Argasidae). *Am J Trop Med Hyg*, 48, 726–737.
- Abdussalam, M; & Sarwar, M. M. (2009). Trees as habitats of the fowl tick, *Argas persicus* (Oken,1818). *Bull Entomol Res*, 44: 419–420. <https://doi.org/10.1017/S0007485300025529>.
- Addad D., Kribaa M., Ababsa N., Tamrabet L., Hafidi L., El Fels L &Benmahammed A. (2017). Impact of earthworm activity on the chemical fertility of irrigated soil with urban effluents. *J Fundam Appl Sci*, 9(3): 1320–1341.
- Ahaotu, E., A. Akinfemi, A., & Okorie, K. C. (2019). Economic Importance and Widespread of Ectoparasites Infestation in Indigenous Chickens (*Gallus gallus domesticus*). A Study from Selected Local Government Councils and States in Nigeria. *Sustainability, Agri, Food and Environmental Research*, 7(2): 17–31. <https://doi.org/10.7770/safer-v0n0-art1661>
- Alzahrani, A. M., & Edrees, N. O. (2019). Seasonal Distribution of *Argas persicus* in Local Poultry Farms ( Baladi Chicken ) in Jeddah Governorate , Saudi Arabia. *Global Veterinaria*, 21(5): 268–277. <https://doi.org/10.5829/idosi.gv.2019.268.277>
- Amélie, C. P. (2011). Le Syndrome de mortalité des oiseaux lié aux tiques. École nationale vétérinaire d'Alfort.
- Apanaskevich, D. A., Horak, I. G., Matthee, C. A., & Matthee, S. (2011). A new species of *Ixodes* (Acari: Ixodidae) from South African mammals. *J Parasitol*. 3: 389–398.
- Aubry, P., & Gaüzère, B. (2016). *Maladies transmises à l ' homme par les tiques. Médecine tropicale*, 1–10.
- Barker, S. C., & Walker, A. R. (2014). Ticks of Australia. The species that infest domestic animals and humans. *Zootaxa*, 3816(1): 1–144. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.3816.1.1>

- Barkat H. (2014). Analyse des groupements Herpétologiques dans les Hautes Plaines Sétifiennes (cas de la région de Beni Aziz). Mémoire de magister en biologie animale. UFAS1.
- Beati, L., & Keirans, J. E. (2001). Analysis of the systematic relationships among ticks of the genera *Rhipicephalus* and *Boophilus* (Acari: Ixodidae) based on mitochondrial 12S ribosomal DNA gene sequences and morphological characters. *J Parasitol.* 87: 32–48.
- Beati, L., & Klompen, H. (2019). Phylogeography of ticks (Acari: Ixodida). *Annu Rev Entomol.* 64: 379–397.
- Ben-Nun, L. (2022). The relationship Of Birds To Human Health “I know all the birds of the mountains” (Psalm 50:11). Publication house. Israel. 106.
- Benredjem, W. (2015). Identification des vecteurs de borrelia sur des réservoirs Animaux sauvages, domestiques et libres et cartograpgie des zones endémiques dans l’est algérien. Univ Badji Mokhtar- Annaba.
- Black, W. C. I. V., & Piesman, J. (1994). Phylogeny of hard- and soft-tick taxa (Acari: Ixodida) based on mitochondrial 16S rDNA sequences. *Proc Natl Acad Sci*, 91: 10034–10038.
- Black, W. C. I. V., Klompen, J. S. H., & Keirans, J. E. (1997). Phylogenetic relationships among tick subfamilies (Ixodida: Ixodidae: Argasidae) based on the 18S nuclear rDNA gene. *Mol Phylogenet Evol*, 7 : 129–144.
- Bonnet, S; Huber, k; Joncour, G; René-Martellet, M; Stachurski, F; & Zenner, L. (2015). Biologie des tiques In *tiques et maladies à tiques Biologie, écologie évolutive, épidémiologie*. IRD, 346.
- Boucheikhchoukh, M., Laroche, M., Aouadi, A., Dib, L., Benakhla, A., Raoult, D., & Parola, P. (2018). MALDI-TOF MS identification of ticks of domestic and wild animals in Algeria and molecular detection of associated microorganisms. *Comp Immunol Microbiol Infect Dis.* 57 : 39–49. <https://doi.org/10.1016/j.cimid.2018.05.002>

- Boulanger,N; &Stachurski, F. (2015). Contrôle des populations de tiques et prévention: Aspet vétérinaires et humains In *tiques et maladies à tiques Biologie, écologie évolutive, épidémiologie*. IRD, 346.
- Boulanger,N; &McCoy, K . (2017). Les tiques In *Entomologie médicale et vétérinaire* ; chap 25. DOI:10.4000/Books.Irdeditions.21923.
- Burger, T. D., Shao, R., Labruna, M. B., & Barker, S. C. (2014). Molecular phylogeny of soft ticks (Ixodida: Argasidae) inferred from mitochondrial genome and nuclear rRNA sequences. *Ticks Tick-Borne Dis*, 5: 195–207.
- Buriro, S. N. (1983). Relative abundance of different species of bacteria isolated from *Argas persicus*. *Paki- stan Vet J*, 3 : 126–128.
- Camicas, J. L., & Morel, P. C. (1977). Position systématique et classification des tiques (Acarida: Ixodida). *Acarologia*, 18: 410–420.
- Camicas, J. L., Hervy, J. P., Adam, F., & Morel, P. C. (1998).The ticks of the world. Nomenclature, described stages, hosts, distribution (Acarida: Ixodida). Orstom, Paris.
- Chen, Y. Y., Gao, Y., Sun, M. Q., Wu, T. T., & Chang, Q. C. (2020). Complete mitochondrial genome of *Argas persicus* (Ixodida: Argasidae) isolate China. *Mitochondrial DNA Part B*, 5: 1251–1252.
- Chitimia-Dobler. L., Dunlop, J. A. (2020). Cleaning historical tick specimens using an ultrasonic cleaner. *J Nat SciColl*, 7: 92–97.
- Chitimia-Dobler.L., Lin, R. Q., Cosoroaba, I., Wu, X. Y., Song, H. Q., Yuan, Z. G., & Zhu, X. Q. (2010). Genetic characterization of ticks from southwestern Romania by sequences of mitochondrial cox1 and nad5 genes. *Exp Appl Acarol*, 52: 305–311.
- Clifford, C. M., Kohls, G. M., & Sonenshine, D. E. (1964). The systematics of the subfamily Ornithodorinae (Acarina: Argasidae). The genera and subgenera. *Ann Entomol Soc Am*, 57: 429–437.
- Cutler, S., Abdissa, A., Adamu, H., Tolosa, T., & Gashaw, A. (2012). *Borrelia* in Ethiopian ticks. *Ticks and Tick-Borne Diseases*, 3(1): 14–17. <https://doi.org/10.1016/j.ttbdis.2011.08.004>

- Dabert, M., Dabert, J., & Siuda, K. (1999). Species validity of the soft tick *Argas polonicus* (Acari: Argasidae) based on 16S rDNA sequence analysis In: Ecology and Evolution of the Acari Series Entomologica, 55 Springer: Dordrecht. [https://doi.org/10.1007/978-94-017-1343-6\\_58](https://doi.org/10.1007/978-94-017-1343-6_58)
- Djenba, S. (2006). Influence des paramètres géologique, géomorphologique et hydrogéologique sur le comportement mécanique des sols de la wilaya de Sétif (Algérie). Thèse de doctorats des sciences. Université Mohamed Kheider Biskra.
- Estrada-Peña, A. (2015). Ticks as vectors: Taxonomy, biology and ecology. *OIE Revue Scientifique et Technique*, 34(1): 53–65. <https://doi.org/10.20506/rst.34.1.2345>
- Estrada-Peña, A., Bouattour, A., Camicas, J. L., & Walker, A. R. (2004). *Ticks of Domestic Animals in Mediterranean Region : A guide to identification of species*.
- Estrada-Peña, A., Mangold, A. J., Nava, S., Venzal, J. M., Labruna, M., & Guglielmone, A. A. (2010). A review of the systematics of the tick family argasidae (ixodida). *Acarologia*, 50(3): 317–333. <https://doi.org/10.1051/acarologia/20101975>
- Estrada-Peña, A., Kleinerman, G., & Baneth, G. (2017a). Genus *Argas* Latreille, 1795 In: *Ticks of Europe and North Africa: a guide to species identification*. Springer, Cham, 13–14.
- Estrada-Peña; A., Kleinerman, G., & Baneth, G. (2017b). Genus *Ornithodoros* Koch, 1844 In: *Ticks of Europe and North Africa: a guide to species identification*. Springer, Cham, 41–43.
- Feng, J., Wu, M., Wulan, H. T., Zhang, J., Renbatu, N., & Riletu, G. (2019). Identification of two genotypes of *Argas persicus* and associated *Rickettsia*- specific genes from different regions of Inner Mongolia. *J Parasitol*, 105: 92–101.
- Filippova, N. A. (1966). Argasid ticks (Argasidae). Zoologicheskogo Institut Akademii Nauk SSSR, Moscow-Leningrad (in Russian).
- Foil, LD., Coleman, P., Eisler, M., Fragoso-Sanchez, H., Garcia-Vazquez, Z., Guerrero, FD., Jonsson, NN., Langstaff, IG., Li, AY., Machila, N., Miller, RJ., Morton, J., Pruett, JH ;

- &Torr, S. (2004). Factors that influence the prevalence of acaricide resistance and tick-borne diseases. *Veterinary Parasitology*, Vol. 125,1-2:163-18.
- Folmer, O., Black, M., Hoeh, W., Lutz, R., & Vrijenhoek, R. (1994). DNA primers for amplification of mitochondrial cytochrome c oxidase subunit I from diverse metazoan invertebrates. *Mol Mar Biol Biotechnol*, 3: 294–299.
- Gabaj, M. M., Awan, M. A. Q., & Beesley, W. N. (1992). A survey of ticks on farm animals in Libya. *Ann Trop Med Parasitol* 86: 543–548.
- Guèye, A., Sylla, M., Diouf, A., Touré, I., & Camicas, J. (2004). Distribution et variations d'abondance saisonnières d' *Argas persicus* au Sénégal. *Méd. Vét. Pays Trop*, 57(1–2), 65–70.
- Guglielmone, A. A., Robbins, R. G., Apanaskevich, D. A., Petney, T. N., Estrada- Peña, A., Horak, I. G., Shao, R., & Barker, S. C. (2010). The Argasidae, Ixodidae and Nuttalliellidae (Acari: Ixodida) of the world: a list of valid species names. *Zootaxa*, 2528 : 1–28.
- Guzmán-Cornejo, C., Herrera-Mares, A., Robbins, R. G., & Rebollo-Hernández, A. (2019). The soft ticks (Parasitiformes: Ixodida: Argasidae) of Mexico: Species, hosts, and geographical distribution. *Zootaxa*, 4623(3) : 485–525. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.4623.3.3>
- Halos, L., Jamal, T; Vial, L., Maillard, R., Suau, A., Le Menach, A., Boulouis, H. J., & Vayssier-Taussat, M. (2004). Determination of an efficient and reliable method for DNA extraction from ticks. *Vet Res*, 35: 709–713.
- Hinkle, N. C., & Corrigan, R. M. (2020). External parasites and poultry pests In *Diseases of poultry*, 1135-1156.
- Hoogstraal, H. (1985). Argasid and nuttalliellid ticks as parasites and vectors. *Adv Parasitol*, 24: 135–238.
- Hoogstraal, H., & Kohls, G.M. (1960). Observations on the subgenus *Argas* (Ixodoidea, Argasidae, *Argas*) 1. Study of *A. reflexus reflexus* (Fabricius, 1794), the European bird argasid. *Ann Entomol Soc Am*, 53: 611–618.

- Hosseini-Chegeni, A., Tavakoli, M., Telmadarraiy, Z., & Faghihi, F. (2020). Molecular detection of spotted fever group *Rickettsia* (Rickettsiales: Rickettsiaceae) in ticks of Iran. *Arch Razi Inst*, 75: 317–325.
- Kaboudi, K., Romdhane, R. B., Salem, A. B., & Bouzouaia, M. (2019). Occurrence of ectoparasites in backyard domestic chickens (*Gallus gallus domesticus*) in the northeast of Tunisia. *J Anim Health Prod*, 7: 92–98.
- Katoh, K., Misawa, K., Kuma, K., & Miyata, T. (2002). MAFFT: a novel method for rapid multiple sequence alignment based on fast Fourier transform. *Nucleic Acids Res*, 30, 3059–3066.
- Khan, M. N., Khan, L. A., Mahmood, S., & Qudoos, A. (2001). *Argas Persicus* Infestation: Prevalence and Economic Significance in Poultry. *Pak. J. Agri. Sei*, 38: 3–4.
- Klompen; J. S. H., & Oliver, J. H. (1993). Systematic relationships in the soft ticks (Acari: Ixodida: Argasidae). *Syst Entomol*, 18: 313–331.
- Kumar, S., Stecher, G., & Tamura, K. (2016). MEGA7: Molecular evolutionary genetics analysis version 7.0 for bigger datasets. *Mol Biol Evol*, 33: 1870–1874.
- Labuda, M., & Nuttall, P.A. (2004). Tick-borne viruses. *Parasitology*, 129: 221–245.
- Lafri, I., Benredjem, W., Neffah-Baaziz, F., Lalout, R., Abdelouahed, K., Gassen, B., Bakhouch, S., Chergui, M., Karakallah, M., Adjmi-Hamoudi, H., & Bitam, I. (2018). Inventory and update on argasid ticks and associated pathogens in Algeria. *New Microbes and New Infections*, 23: 110–114. <https://doi.org/10.1016/j.nmni.2018.02.009>
- Lafri, I., El Hamzaoui, B., Bitam, I., Leulmi, H., Lalout, R., Mediannikov, O., Chergui, M., Karakallah, M., Raoult, D., & Parola, P. (2017). Detection of relapsing fever *Borrelia spp.*, *Bartonella spp.* and Anaplasmataceae bacteria in argasid ticks in Algeria. *PLoS Neglected Tropical Diseases*, 11(11): 1–13. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0006064>
- Lak, S. S., Vatandoost, H., Telmadarraiy, Z., EntezarMahdi, R., Kia, E. B. (2008). Seasonal activity of ticks and their importance in tick-borne infectious diseases in West Azerbaijan, Iran. *Iranian Journal of Arthropod-Borne Diseases*, 2(2): 28-34.

- Loftis, AD., Reeves, W. K., Szumlas, D. E., Abbassy, M. M., Helmy, I. M., Moriarity, J. R., & Dasch, G. A. (2006). Rickettsial agents in Egyptian ticks collected from domestic animals. *Exp Appl Acarol*, 40: 67–81.
- Mallesh, P., Kumar, M., Murthy, G., & Lakshman, M. (2017). Ultrastructural Studies on *Argas Persicus*. *International Journal of Livestock Research*, 7(9): 159–166. <https://doi.org/10.5455/ijlr.20170705044637>
- Mallesh, P., Kumar, M. U., Murthy, G. S. S., & Lakshman, M. (2018). Occurrence of *Argas persicus* infestation in poultry farms in and around Hyderabad, Telangana. *The Pharma Innovation Journal*, 7(4): 118–120.
- Mans, B. J., Featherston, J., Kvas, M., Pillay, K. A., de Klerk, D. G., Pienaar, R., de Castro, M. H., Schwan, T. G., Lopez, J. E., Teel, P., Pérez de León, A. A., Sonenshine, D. E., & Egekwu, N. I., Bakkes, D. K., Heyne, H., Kanduma, E. G., Nyangiwe, N., Bouattour, A., & Latif, A. A. (2019). Argasid and ixodid systematics: implications for soft tick evolution and systematics, with a new argasid species list. *Ticks Tick-Borne Dis*, 10: 219–240.
- Mans, B. J., Kelava, S., Pienaar, R., Featherston, J., de Castro, M. H., Quetglas, J., Reeves, W. K., Durden, L. A., Miller, M. M., Lavery, T. M., Shao, R., Takano, A., Kawabata, H., Moustafa, M. A. M., Nakao, R., Matsuno, K., Greay, T. L., Evasco, K. L., Barker, D., & Barker, S. C. (2021). Nuclear (18S–28S rRNA) and mitochondrial genome markers of *Carios (Carios) vespertilionis* (Argasidae) support *Carios* Latreille, 1796 as a lineage embedded in the Ornithodorinae: re-classification of the *Carios* sensu Klompen and Oliver (1993) clade into its respective subgenera. *Ticks Tick-Borne Dis*, 12 : 101688.
- Manzano-Román, R., Díaz-Martín, V., de la Fuente, J., & Pérez-Sánchez, R. (2012). Soft ticks as pathogen vectors: distribution. *INTECH Open Access Publisher, Surveillance and Control*.
- McCoy, K., & Boulanger, N. (2015). *Tiques et maladies à tiques Biologie, écologie évolutive, épidémiologie*. IRD, 346. [https://doi.org/10.1016/S0399-077X\(05\)80558-X](https://doi.org/10.1016/S0399-077X(05)80558-X)
- Montasser, A. A. (2005). Gram-negative bacteria from the camel tick *Hyalomma dromedarii* (Ixodidae) and the chicken tick *Argas persicus* (Argasidae) and their antibiotic sensitivities. *J Egypt Soc Parasitol*, 35: 95–106.



- Mullen, G. R., & Durden, L. A. (2019). *MEDICAL AND VETERINARY ENTOMOLOGY* (3rd edit). Charlotte Cockle. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-814043-7.00001-7>
- Mullens, B.A. and A.C. Murillo. 2017. Parasites in laying hen housing systems. In *Egg Innovations and Strategies for Improvements*. ed. Academic Press, Cambridge, MA. 597–606.
- Mulugeta, A., Chanie, M., & Bogale, B. (2013). Major Constraints of Village Poultry Production in Demba Gofa District of Southern Region , Ethiopia. *British Journal of Poultry Sciences*, 2(1): 1–6. <https://doi.org/10.5829/idosi.bjps.2013.2.1.7465>
- Muñoz-Leal, S., Venzal, J. M., Nava, S., Reyes, M., Martins, T. F., Leite, R. C., Vilela, V. L. R., Benatti, H. R., Ríos-Rosas, D., Barros-Battesti, D. M., González-Acuña, D., & Labruna, M. B. (2018). The geographic distribution of *Argas (Persicargas) miniatus* and *Argas (Persicargas) persicus* (Acari: Argasidae) in America, with morphological and molecular diagnoses from Brazil, Chile and Cuba. *Ticks Tick- Borne Dis*. 9: 44–56.
- Mwamuye, M. M., Kariuki, E., Omondi, D., Kabii, J., Odongo, D., Masiga, D., & Villinger, J. (2017). Novel Rickettsia and emergent tick-borne pathogens: A molecular survey of ticks and tick-borne pathogens in Shimba Hills National Reserve, Kenya. *Ticks and Tick-Borne Diseases*, 8(2): 208–218. <https://doi.org/10.1016/j.ttbdis.2016.09.002>
- Nahal, A., Righi, S., Boucheikhchoukh, M., & Benakhla, A. (2021). Prevalence of ectoparasites in free-range backyard chicken flocks in northeast Algeria. *Veterinarska Stanica*, 52: 693–702.
- Nava, S., Guglielmone, A. A., & Mangold, A. J. (2009). An overview of systematics and evolution of ticks. *Front Biosci*, 14: 2857–2877.
- Nicholson, W. L., Sonenshine, D. E., Noden, B. H., & Brown, R. N. (2018). Ticks (ixodida). In *Medical and Veterinary Entomology*. Elsevier Inc. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-814043-7.00027-3>
- Norris, D. E., Klompen, J. S. H., & Black, W. C. I. V. (1999). Comparison of the mitochondrial 12S and 16S ribosomal DNA genes in resolving phylogenetic relationships among hard ticks (Acari: Ixodidae). *Ann Entomol Soc Am*, 92: 117–129.

- Nosek, J; Hoogstraal, h., Labuda, M; &CyprIch, D. (1980). Bionomics and health importance of fowl tick *Argas (Persicargas) persicus* (Oken, 1818) (Ixodoidea: Argasidae). *Zeitschriftfür Parasitenkunde*, 63 (3): 209-212. <https://dx.doi.org/10.1007/BF00931982>
- Nuttall, P. A., Jones, L. D., Labuda, M., & Kaufman, W. R. (1994). Adaptations of arboviruses to ticks. *J Med Entomol*, 31: 1–9.
- Nwadike, C. C., Ilozumba, P. C. O., & Gaius, C. J. (2019). Study on the Prevalence of Ectoparasitic Arthropods on Free Range *Gallus domesticus* in Two Communities in Awka. *Asian Journal of Research in Zoology*, 2(4): 1–7. <https://doi.org/10.9734/ajriz/2019/v2i430077>
- Ouchene, N., Nebbak, A., Ouchene-Khelifi, N. A., Dahmani, A., Zeroual, F., Khelef, D., Bitam, I., Benakhla, A., & Parola, P. (2020). Molecular detection of avian spirochete *Borrelia anserina* in *Argas persicus* ticks in Algeria. *Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases*, 68: 1–4. <https://doi.org/10.1016/j.cimid.2019.101408>
- Pader, V., Nikitorowicz Buniak, J., Abdissa, A., Adamu, H., Tolosa, T., Gashaw, A., Cutler, R. R., & Cutler, S. J. (2012). *Candidatus* Rickettsia hoogstraalii in Ethiopian *Argas persicus* ticks. *Ticks Tick Borne Dis*, 3: 338–345.
- Palomar, A. M., Veiga, J., Portillo, A., Santibáñez, S., Václav, R., Santibáñez, P., Oteo, J. A., & Valera, F. (2021). Novel genotypes of *Nidicolous Argas* ticks and their associated microorganisms from Spain. *Front Vet Sci*, 8, 637837.
- Pantaleoni, R. A., Baratti, M., Barraco, L., Contini, C., Cossu, C. S., Filippelli, M. T., Loru, L., & Romano, M. (2010). *Argas (Persicargas) persicus* (Oken, 1818) (Ixodida: Argasidae) in Sicily with considerations about its Italian and West-Mediterranean distribution. *Parasite*, 17: 349–355.
- Petney, T. N., Andrews, R. H., McDiarmid, L. A., & Dixon, B. R. (2004). *Argas persicus* sensu stricto does occur in Australia. *Parasitology Research*, 93(4): 296–299. <https://doi.org/10.1007/s00436-004-1141-5>
- Pfäffle, M. P., & Petney, T. N. (2017). *Argas persicus* (Oken, 1818) (Figs. 2 and 3). In *Ticks of Europe and North Africa: a guide to species identification*, 15–19.

[https://doi.org/10.1007/978-3-319-63760-0\\_4](https://doi.org/10.1007/978-3-319-63760-0_4)

- Plantard, O., Pavel, L., & Vial, L. (2015). Evolution Systématique et Evolution des Tiques in *Tiques et Maladies à Tiques Biologie écologie évolutive, épidémiologie*. Chapitre 1. Vol. 24.
- Pospelova-Shtrom, M. V. (1969). On the system of classification of ticks of the family Argasidae Can., 1890. *Acarologia*, 11: 1–22.
- Qamar, M. F., Sulehria, A. Q. K., & Zahra, N. (2009) Prevalence of *Argas persicus* in rural poultry at Lodhran, Pakistan. *Biologia*, 55 : 87–92.
- Reháček, J., Urvölgyi, J., & Kováčová, E. (1977). Massive occurrence of rickettsiae of the spotted fever group in fowl tampa, *Argas persicus*, in the Armenian S.S.R. *Acta Virol*, 21: 431–438.
- Sang, C., Yang, M., Xu, B., Liu, G., Yang, Y., Kairullayev, K., Bauyrzhan, O., Hazihan, W., Hornok, S., & Wang, Y. (2021). Tick distribution and detection of *Babesia* and *Theileria* species in Eastern and Southern Kazakhstan. *Ticks Tick-Borne Dis*, 12, 101817.
- Shahnaz, Z., Chaudry, F. R., Shamim, A., & Arif, M. (2016). Soft tick (*Argas persicus*) Infestation at government layer farms of Pothwar region of Punjab, Pakistan. *Entomology and zoology studies*. 4(4): 664–667.
- Sheng, J., Jiang, M., Yang, M., Bo, X., Zhao, S., Zhang, Y., Wureli, H., Wang, B., Tu, C., & Wang, Y. (2019). Tick distribution in border regions of Northwestern China. *Ticks and Tick-Borne Diseases*, 10(3): 665–669. <https://doi.org/10.1016/j.ttbdis.2019.02.011>
- Stefanov, V., Matev, I., & Balimezov, I. (1975). Role of ticks of the species *Argas persicus* (Oken, 1818), in the epizootology of pullorum disease in birds. *Vet Med Nauki*, 12: 45–50.
- Taylor, M. A., Coop, R. L., & Wall, R. L. (2007). *Veterinary Parasitology* (3rd). Blackwell Publishing Ltd. [www.BlackwellVet.com](http://www.BlackwellVet.com)
- Taylor, M. A., Coop, R. L., & Wall, R. L. (2016). *Veterinary Parasitology* (4th Edit). WILEY Blackwell. [www.wiley.com/go/eula](http://www.wiley.com/go/eula)

- Trifinopoulos, J., Nguyen, L. T., von Haeseler, A., & Minh, B. Q. (2016). W-IQTREE: A fast online phylogenetic tool for maximum likelihood analysis. *Nucleic Acids Res*, 44: 232–235.
- Vermeil, C., Marjolet, M., & Chastel, C. (1996). *Argas* and arbovirus update. *Bull Soc Pathol Exot*, 89: 363–365.
- Vial, L. (2009). Biological and ecological characteristics of soft ticks (Ixodida: Argasidae) and their impact for predicting tick and associated disease distribution. *Parasite*, 16(3): 191–202. <https://doi.org/10.1051/parasite/2009163191>
- Walker, A. R., Bouattour, A., Camicas, J., Estrada-peña, A., Horak, I., Latif, A., Pegram, R. G., & Preston, P. M. (2003). *Ticks of domestic animals in Africa: a guide to identification of species*. In *The University of Edinburgh*. [http://www.researchgate.net/publication/259641898\\_Ticks\\_of\\_domestic\\_animals\\_in\\_Africa\\_a\\_guide\\_to\\_identification\\_of\\_species/file/5046352d0429878d7f.pdf](http://www.researchgate.net/publication/259641898_Ticks_of_domestic_animals_in_Africa_a_guide_to_identification_of_species/file/5046352d0429878d7f.pdf).
- Yavari, S., Nabian, S., Ebrahimzade Abkooh, E., Shayan, P., & Shokrani, H. (2019). Genetic characterization of *Argas persicus* from Iran by sequencing of mitochondrial cytochrome oxidase I (cox1) and 16S rRNA genes. *Iran J Vet Med*, 13: 45–57.
- Zahid, H., Muñoz-Leal, S., Khan, M. Q., Alouffi, A. S., Labruna, M. B., & Ali, A. (2021). Life Cycle and Genetic Identification of *Argas persicus* Infesting Domestic Fowl in Khyber Pakhtunkhwa, Pakistan. *Frontiers in Veterinary Science*, 8: 1–10. <https://doi.org/10.3389/fvets.2021.664731>
- Zerroug K. (2012). Elaboration d'un système d'information géographique (flore) dans la Wilaya de Sétif. Mémoire de Magister. UFAS1.

# Annexes



**Annexe 2 :** Tableau comporte les données pour les échantillons de tiques envoyés à l'Allemagne pour l'analyse moléculaire

Farms	Number of sent ticks per farm	Different stages (Male, Female, nymph, larva)
Farm 1	4	1 M, 1 F, 1 N, 1L
Farm 2	4	1 M, 1 F, 1 N, 1L
Farm 3	4	1 M, 1 F, 1 N, 1L
Farm 4	4	1 M, 1 F, 1 N, 1L
Farm 5	4	1 M, 1 F, 1 N, 1L
Farm 6	4	1 M, 1 F, 1 N, 1L
Farm 7	4	1 M, 1 F, 1 N, 1L
Farm 8	4	1 M, 1 F, 1 N, 1L
Farm 9	4	1 M, 1 F, 1 N, 1L
Farm 10	4	1 M, 1 F, 1 N, 1L
Farm 11	4	1 M, 1 F, 1 N, 1L
Farm 12	4	1 M, 1 F, 1 N, 1L
Farm 13	4	1 M, 1 F, 1 N, 1L
Farm 14	4	1 M, 1 F, 1 N, 1L
Farm 15	4	1 M, 1 F, 1 N, 1L
Farm 16	4	1 M, 1 F, 1 N, 1L
Farm 17	4	1 M, 1 F, 1 N, 1L
Farm 18	4	1 F, 3 N
Farm 19	4	4 L
Farm 20	4	4 L
Farm 21	4	2 M, 1 F, 1 N
Farm 22	4	1 M, 3N
Farm 23	4	1 M, 1 F, 1 N, 1L
Farm 24	4	4 L
Farm 25	4	1 M, 1 F, 2 N
Farm 26	4	1 F, 3 N
Farm 27	4	1 M, 3N
Farm 28	3	3 N
Farm 29	2	1 M, 1 N
Farm 30	2	1 F, 1N

**Annexe 3 :** Tableau comporte les résultats de l'analyse statistique par le test khi-deux concernant le stade parasitaire des tiques collectées le plus dominant durant la deuxième période de l'étude de suivi.

	Stade		
	Effectif observé	N théorique	Résidus
A	2807	2317,7	489,3
N	3158	2317,7	840,3
L	988	2317,7	-1329,7
Total	6953		

**Tests statistiques**

	stase
Khi-carré	1170,842 <sup>a</sup>
ddl	2
Sig. asymptotique	,000

a. 0 cellules (,0%) ont des fréquences théoriques inférieures à 5. La fréquence théorique minimum d'une cellule est 2317,7.



**Annexe 4:** Tableau comporte les résultats de l'analyse statistique par le test khi-deux concernant le nombre des tiques collectées selon les différents gîtes examinés durant la deuxième période de l'étude de suivi.

**Effectif**

	Effectif observé	N théorique	Résidus
5,00	5	777,1	-772,1
12,00	12	777,1	-765,1
24,00	24	777,1	-753,1
25,00	25	777,1	-752,1
424,00	424	777,1	-353,1
518,00	518	777,1	-259,1
1269,00	1269	777,1	491,9
1897,00	1897	777,1	1119,9
2820,00	2820	777,1	2042,9
Total	6994		

**Tests statistiques**

Effectif	
Khi-carré	10520,664 <sup>a</sup>
ddl	8
Sig. asymptotique	,000

a. 0 cellules (,0%) ont des fréquences théoriques inférieures à 5.

La fréquence théorique minimum d'une cellule est 777,1.

# Résumés

## مكانة القراديات Argasidae بين الطفيليات الخارجية في فصيلة الدجاج *Gallus gallus domesticus* في منطقة السهوب

### ملخص

*Argas persicus* نوع من القراد اللين، يعتبر عائلته الأساسي الدجاج البلدي *Gallus gallus domesticus* و البعض من انواع الطيور الأخرى، ينتشر *Argas persicus* تقريبا في جميع انحاء العالم وعلى مستوى مختلف المناخات. حيث يعتبر القراد من اهم النواقل للأمراض سواء للإنسان او الحيوان والمتسبب الأكبر في الخسائر على مستوى الدواجن. في الجزائر، القليل من الدراسات أجريت حول هذا الصنف من الطفيل وكذلك على مستوى العالم بالنسبة للتحاليل الجزيئية المنجزة عليه.

دراستنا الحالية تشمل عدة نواحي منها دراسة أيكولوجية هذا الصنف من القراد اللين بالإضافة الى الدراسة المورفولوجية والجزيئية له في الجزائر. خلال الفترة الممتدة من جانفي 2020 الى ديسمبر 2020 عدة زيارات لمزارع الدواجن في 18 دائرة من ولاية سطيف التي تقع في الجهة الشرقية الشمالية للجزائر اقيمت لأخذ عينات من القراد اللين المتواجد. تم تجميع قرابة 5999 قراد في 30 مزرعة من بين 186 حيث كانت نسبة إصابة المزارع والدواجن تقدر ب 16% وتختلف هذه النسبة من 0% الى 50% حسب الدائرة. 1518 عينة من بين 5999 خضعت الى التحديد المورفولوجي ما بين ان الصنف الطفيلي الوحيد المتواجد هو *Argas persicus* حيث يشكل البالغ أكبر عينة تليه العذراء ثم اليرقات. تم جمع القراد اللين على مستوى مختلف الأماكن والمخابئ التي تعتبر بؤرة له في (19 مزرعة)، على مستوى جسم الدجاج في (3 مزارع)، وعلى مستوى الاثنيين في (8 مزارع). خلال الفترة الممتدة من جانفي 2021 الى ديسمبر 2021 سجلت ديناميكية *Argas persicus* على مستوى 6 مزارع، 5 من بينهم ضمن المزارع المصابين في الفترة الأولى (جانفي 2020- ديسمبر 2020) والمزرعة السادسة تخضع للرقابة للمرة الأولى، حيث تم تجميع ما يقارب 6994 طفيل من صنف *A. persicus* كذلك. كل مزرعة من المزارع الستة كانت تخضع للرقابة طيلة العام مرة واحدة كل أسبوع، حيث سجلنا ان شهر ماي وأكتوبر هم الأكثر إصابة بالطفيل وشهر مارس وديسمبر الاقل إصابة مقارنة بالأشهر الباقية. ولاحظنا ان مرحلة العذراء هي المرحلة الاكثر تجميعا طيلة العام تليها مرحلة البالغ ثم اليرقات. بالنسبة لاماكن تجمع الطفيل كانت اعلى نسبة مسجلة على مستوى الحطب، مختلف الأماكن الصلبة كالحجارة و غيرها ... بين شقوق الجدران وقل نسبة على مستوى الأرض. مادة البلاستيك و جسم الدجاج.

التحليل الجزيئي ل 30 عينة (عينة من كل مزرعة مصابة) من بين 1518 لعدة جينات COX1, 12S, 16S أكد النتائج السابقة. بالإضافة الى 14 عينة مأخوذة من منطقة قانسو (الصين) صنفت ك *Argas persicus* كذلك أضيفت الى هذه الدراسة بهدف مقارنة الأصناف المتواجدة بكل منطقة. التحليل الجيني ل الصنف المتواجد في كلا المنطقتين ساعد في تقسيمه الى مجموعات كانت مغايرة عن الأصناف الأخرى من نوع *Argas* : *A. walkerae*, *A. miniatus*,

*A. brumpti*, *A. africanus*, *A. sp. Springbok*, *A. lagenoplastis*.

سمحت هذه المقارنة الى اثبات وجود الصنف *A. persicus s.s* في الجزائر وكذلك في الصين كما يوجد خط اخر من نفس الصنف سمي *A. persicus s.l* في الصين. نتائج قيمة حول قراد الدواجن *A. persicus* توصلنا لها خلال هذا البحث.

**الكلمات المفتاحية:** القراد اللين *Argas persicus*، الطيور *Gallus gallus domesticus*، المورفولوجيا، التحليل الجزيئي، ديناميكية تطور القراد، نسبة الإصابة، منطقة سطيف.

## **Place des tiques Argasidae parmi les ectoparasites chez l'espèce *Gallus gallus domesticus* dans la steppe**

### **Résumé**

*Argas persicus*, tique molle connue sous le nom 'fowl tick' ou 'tique de volaille', représente l'espèce la plus répandue et fréquemment associée aux élevages des oiseaux domestiques, spécifiquement la poule domestique (*Gallus gallus domesticus*). *Argas persicus* a une large distribution géographique et colonise différentes régions climatiques du monde. Des pertes économiques considérables peuvent être associées à l'infestation par cet ectoparasite. En Algérie, peu d'études ont été menées sur cette espèce de tique molle. De même, les données moléculaires sont limitées dans le monde entier. À la lumière de cette problématique, la présente étude vise à fournir certaines données de différents aspects, incluant l'épidémiologie, l'écologie et la caractérisation moléculaire, sur *A. persicus* chez les volailles en Algérie. Notre étude a été réalisée dans la région de Sétif durant deux périodes incluant l'année 2020 et 2021. Durant la première période (Janvier-Décembre 2020), 186 fermes traditionnelles des oiseaux domestiques, principalement des poules domestiques, qui sont localisées dans 18 communes ont été visitées et examinées pour la présence des tiques molles argasidés. Durant cette période, notre étude s'est concentrée sur l'identification morphologique et l'estimation du taux d'infestation par les argasidés dans les fermes examinées. Un taux d'infestation global de 16 % a été enregistré (30 fermes infestées parmi 186 fermes examinées). Le taux d'infestation était variable de 0 % à 50 % selon les communes. Un total de 5999 tiques a été collecté à partir de ces 30 fermes infestées. Parmi ce nombre, 1518 tiques ont été examinées morphologiquement et identifiées comme une seule espèce *A. persicus*. Le stade adulte a regroupé le plus grand nombre de tiques collectées, suivi par le stade nymphal et larvaire. Au sein des fermes infestées, *A. persicus* a été collecté et observé principalement au niveau des différents gîtes (19 fermes) en comparaison avec l'observation des tiques sur le corps des oiseaux (3 fermes). Au sein du reste (8 fermes), *A. persicus* a été collecté et observé en même temps sur le corps des poules et au niveau des différents gîtes. Durant la deuxième période (Janvier-Décembre 2021), 6 fermes, incluant 5 fermes déjà infestées durant la première période d'étude et une autre ferme visitée pour la première fois, ont été choisies pour étudier l'évolution de la population d'*A. persicus* en fonction du temps. Ces fermes ont été visitées et examinées chaque semaine durant toute l'année 2021. Toutes les tiques collectées (nombre total = 6994) ont été identifiées aussi

comme *A. persicus*. Les deux mois Mai et Octobre ont montré une grande infestation des fermes en comparaison avec les mois de Mars et Décembre où le nombre observé et collecté des tiques était le plus faible. Le stade nymphal était le plus observé et collecté quasiment toute l'année, suivi par le stade adulte et le stade larvaire. La collecte des tiques a été réalisée au niveau de plusieurs types de gîtes. Les mêmes gîtes ont été examinés durant toute la période d'étude au sein des fermes suivies. Parmi le nombre total des tiques collectées, le nombre le plus élevé des tiques (quel que soit le stade parasitaire) a été observé et collecté au niveau du bois, matière dure (pierre, teneur, ...etc) et les fissures des murs par rapport aux autres types de gîtes où une infestation faible a été enregistrée au niveau de la matière en plastique, du sol et aussi sur le corps des poules.

L'analyse moléculaire, basée sur la PCR et le séquençage de trois marqueurs génétiques (S16 et S12 de l'ARNr, *cox1*) a été réalisée sur 30 tiques (une tique par chaque ferme infestée), sélectionnées au hasard parmi toutes les tiques identifiées morphologiquement comme *A. persicus*. De plus, 14 échantillons d'*Argas* provenant de la région de Gansu (Chine) et identifiés morphologiquement comme *A. persicus* ont été inclus dans notre étude pour une comparaison génétique. L'analyse phylogénétique comparative a confirmé les résultats morphologiques et tous les spécimens de notre étude appartenaient au groupe *A. persicus*, qui a formé un clade distinct des autres espèces connues au sein du genre *Argas*, incluant *A. miniatus*, *A. walkerae*, *A. lagenoplastis*, *A. sp. Springbok*, *A. africolumbae* et *A. brumpti*. A la lumière de cette comparaison, notre étude a montré la présence d'*A. persicus* s.s. aussi bien en Algérie qu'en Chine (région de Gansu). Egalement, notre étude a révélé la présence d'une lignée divergente qu'on a nommée *A. persicus* s.l. "east China" ou 'Chinese *A. persicus* lineage' parmi les échantillons chinois analysés. Des données moléculaires précieuses sur la tique des volailles *A. persicus* ont été obtenues dans la présente étude.

**Mots clés :** Identification morphologique, taux d'infestation, dynamique de la population, analyse moléculaire, *Argas persicus*, poule domestique (*Gallus gallus domesticus*), région de Sétif.

## **Place of ticks Argasidae among ectoparasites in the species *Gallus gallus domesticus* in the steppe**

### **Abstract**

*Argas persicus*, a soft tick known as the 'fowl tick', is the most widespread tick species and frequently associated with domestic bird farms, specifically in domestic hen (*Gallus gallus domesticus*). *Argas persicus* has a wide geographical distribution and colonizes different climatic regions of the world. The infestation by this tick species can cause considerable economic losses in poultry. In Algeria, few studies have been conducted on *A. persicus*. Likewise, molecular data is limited worldwide. In the light of this issue, the present study aims to provide some data of different aspects, including epidemiology, ecology and molecular characterization, on *A. persicus* in poultry in Algeria. Our study was carried out in the Setif region during two periods, including the year 2020 and 2021. During the first period (January-December 2020), 186 traditional farms of domestic birds, mainly domestic hens, which are located in 18 municipalities, were visited and examined for the presence of argasid soft ticks. During this period, our study was focused on the morphological identification and estimation of the infestation rate by argasids in the examined farms. An overall infection rate of 16% was recorded (30 infected farms among 186 farms examined). The infection rate varied from 0% to 50% depending on the locality. A total of 5999 ticks were collected from these 30 infected farms. Of which, 1518 ticks were examined morphologically and identified as *A. persicus*. The adult stage represented the greatest number of collected ticks, followed by the nymph and larval stage. Within the infected farms, *A. persicus* was collected and observed mainly in the various lodgings (19 farms) in comparison with the observation of ticks on the body of birds (3 farms). Within the rest (8 farms), *A. persicus* was collected and observed at the same time on the body of hens and in the various lodgings. During the second period (January-December 2021), 6 farms, including 5 farms already infected during the first study period (year 2020) and another farm visited for the first time, were chosen to study the evolution of the population of *A. persicus*. These farms were visited and examined weekly throughout the year 2021. All collected ticks (total number = 6994) were also identified as *A. persicus*. May and October showed a high infection of farms in comparison with March and December when number of observed and collected ticks was lower. The pupal stage was the

most observed and collected almost all year round, followed by the adult and the larval stage. Tick collection was carried out at several types of lodgings. The same lodgings were examined throughout the study period within the monitored farms. Among the total number of collected ticks, the highest number of ticks (regardless of stage) was observed and collected on wood, hard material (stone, territe, etc.) and cracks of walls as compared to other types of lodgings where a weak infection was recorded in the plastic material, the ground and also on the body of the hens.

Molecular analysis, based on PCR and sequencing of three genetic markers (16S rRNA, 12S rRNA, and *cox1*) was performed on 30 ticks (one tick per each infected farm), randomly selected from all morphologically identified *A. persicus*. Additionally, 14 *Argas* samples from Gansu region (China) and morphologically identified as *A. persicus* were included in our study for genetic comparison. Comparative phylogenetic analysis confirmed the morphological results and all specimens from our study belonged to the *A. persicus* group, which formed a distinct clade from the other known species within the genus *Argas*, including *A. miniatus*, *A. walkerae*, *A. lagenoplastis*, *A. sp.* Springbok, *A. africolumbae* and *A. brumpti*. In the light of this comparison, our study showed the presence of *A. persicus* s.s. both in Algeria and China (Gansu region). In addition, our study revealed the presence of a divergent lineage named *A. persicus* s.l. “east China” or ‘Chinese *A. persicus* lineage’ among the analyzed Chinese samples. Valuable molecular data on fowl tick were obtained in the present study.

**Keywords:** Morphological identification, infection rate, dynamic of population, molecular analysis, *Argas persicus*, domestic hen (*Gallus gallus domesticus*), Setif region.