

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي



Université de Blida 1



Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

Département de Biologie des Populations et des Organismes



Mémoire

De fin d'Etude en vue de l'Obtention du Diplôme de Master en Biologie

Option : Entomologie médicale

Thème

Contribution à l'étude des ectoparasites des Chiroptères
dans le secteur d'El Hamdania (Parc National de Chréa)

Soutenue publiquement le : 20/09/2017

Présenté par :

Mlle YEDOU Wafa
Mlle LAMMARI Asma

Devant le jury composé de :

Président :	Dr. ZIAM H.	MCB / ISV	Univ. Blida 1
Promoteur :	Dr BENDJOUDI D.	MCA / BPO	Univ. Blida 1
Co-promotrice :	Mme BENELDJOUZI A.	DOCTORANTE	IPA/Alger
Examineur :	Dr. SAIDANI K.	MCB / ISV	Univ. Blida 1

.....2016 /2017.....

Remerciements

Au terme de ce mémoire, je tiens à remercier toutes les personnes qui ont contribué, de près ou de loin, à son élaboration.

Tout d'abord je remercie Dieu tout puissant pour m'avoir donné la force, le courage et la persévérance pour mener à bien ce mémoire.

*Je remercie énormément mon promoteur **Dr Djamel Bendjoudi**, Maître de Conférences A, au département de Biologie des Populations et des Organismes, pour avoir accepté de diriger ce mémoire, pour sa disponibilité, sa bienveillance et son soutien. Je lui dois beaucoup pour ses critiques constructives et surtout ses encouragements, son aide, sa confiance en moi ainsi que sa gentillesse et ses qualités humaines.*

*J'adresse mes remerciements à ma co-promotrice **Mme Beneldjouzi Assia** de l'Institut Pasteur d'Algérie, pour m'avoir m'orienté et appris beaucoup de choses concernant le travail au laboratoire.*

*Je tiens à remercier **Dr Ziam H.** et **Dr Saidani H.**, Maîtres de Conférences B, à l'Institut des sciences vétérinaires, membre du jury de ce mémoire.*

*Je tiens tout particulièrement à remercier **Dr Mohamed Lamine Bendjeddou** Maître de conférences B de l'Université Badji Mokhtar de Annaba, pour le temps consacré à la détermination des insectes parasites des Chiroptera, et la documentation fournis. Je lui suis très reconnaissante de m'avoir soutenu et aider durant cette période de travail, de sa disponibilité, sa patience, ces précieux conseils et ses qualités humaines. Ainsi que **Dr Bakhouche Badis** d'avoir assuré le transport de nos échantillons à Annaba.*

*Je remercie **Dr Harvat Z.**, le Directeur de l'Institut Pasteur d'Alger et **Mr le Directeur du Parc National de Chréa**, pour m'avoir bien accueilli au sein de leurs établissements.*

*Je remercie également le **Chef Secteur d'El Hamdania** ainsi que **tout le personnel** de m'avoir aidé au travail sur terrain.*

*Je remercie vivement l'**équipe du Bibliothèque mondiale de chauves-souris** pour la documentation qu'ils m'ont procurée.*

Je remercie chaleureusement mes parents et ma grande famille pour leur soutien et encouragement tout au long de mon parcours d'abord scolaire et universitaire. Sans oublier mes amis et tous ceux qui sont proches de moi.

Yedou Wafa

Remerciements

Mon remerciement à Dieu tout puissant pour la volonté, la santé et la patience qu'il m'a donné durant toutes ces années d'étude conclues avec ce mémoire, résultat d'un travail de recherche de près de sept mois. Je tiens à adresser tous mes remerciements aux personnes avec lesquelles j'ai pu échanger et qui m'ont aidé pour la concrétisation de ce mémoire que ce soit de près ou de loin.

Mes plus grands remerciements s'adressent à notre promoteur **Mr Djamel Bendjoudi**, Maître de Conférences A au département de biologie des populations et des Organismes de l'université de Blida 1 pour son aide précieuse et ses conseils judicieux et de son encadrement pour la réalisation de ce mémoire.

Je remercie aussi notre co-promotrice **Mme Beneldjouzi Assia** pour son aide et ses conseils.

Je remercie très sincèrement, **Dr. Ziam H**, Maître de conférences B de L'institut supérieur de vétérinaire pour m'avoir fait l'honneur d'accepter la présidence de ce jury, et aussi **Dr. Saidani K**, Maître de Conférence B de L'institut supérieur de vétérinaire d'avoir accepté d'examiner ce présent travail.

Je tiens à remercier **Mr le Directeur du parc de national de Chréa et le Chef secteur et l'équipe d'El hamdania** d'avoir accepté de nous accueillir au sein de leur établissement et d'avoir mis à notre disposition tous les moyens nécessaires pour la réalisation de ce travail.

Enfin, j'adresse mes plus sincères remerciements à ma très chère famille : Mes parents, mon petit frère et sans oublier ma très chère amie et mon binôme **Yedou Wafa** et ses parents, qui m'ont accompagné, aidé, soutenu et encouragé tout au long de la réalisation de ce mémoire.

Lammari Asma

Résumé

Le présent travail a pour objectif de connaître la faune ectoparasite des Chiroptera et déterminer les pathogènes bactériens qu'ils pouvaient les héberger dans le Parc National de Chréa. Trois espèces de Chauves-souris ont été capturées dans le secteur d'El Hamdania entre Avril et Juillet 2017. Il s'agit des espèces *Rhinolophus ferrumequinum* et *R. blasii* de la famille des Rhinolophidae et *Miniopterus schreibersii* de la famille des Miniopteridae.

L'étude a permis de mettre en évidence l'existence de dix espèces d'ectoparasites appartenant à deux classes, quatre ordres et cinq familles. Les pourcentages des collectes varient de 81,25% pour les mouches, 6.25% pour les puces, 4.17% pour les tiques et 8,33% pour les acariens non tiques. De nouvelles associations entre hôtes-parasites sont enregistrées pour la première fois en Algérie : *Nycteribia pedicularia*, *N. latreillii*, *Araeopsylla gestroi* et *Spinturnix myoti*   partir de *R. ferrumequinum* et *Ixodes vespertilionis*   partir de *R. ferrumequinum*, *R. blasii* et *M. schreibersii*. En utilisant la PCR en temps réel, *Bartonella* sp. a été détectée chez deux mouches *Nycteribiidae* sp. et chez une puce *Araeopsylla* sp. prélevées de *R. ferrumequinum*.

Dans cette étude nous avons développé les connaissances sur les ectoparasites de chauves-souris et leurs associations avec les hôtes en Algérie.

Mots clés: Chiroptera, ectoparasites, El Hamdania, rt-PCR, *Bartonella* sp.

Summary

The present work aimed to know the ectoparasite fauna of the Chiroptera and determining the bacterial pathogens that they could host them in the National Park of Chrea. Three species of bats were captured in the area of El Hamdania between April and July 2017. They are the species *Rhinolophus ferrumequinum* and *R. Blasii* of the family Rhinolophidae and *Miniopterus screibersii* of the family Miniopteridae.

The study revealed the existence of ten species of ectoparasites belonging to two classes, four orders and five families. Collecting percentages ranged from 81,25% for the flies, 6,25% for the fleas, 4,17% for ticks and 8,33% for the non-tick mites. New associations between host-parasites are recorded for the first time in Algeria: *Nycteribia pedicularia*, *N. latreillii*, *Araeopsylla gestroi* and *Spinturnix myoti* from *R. ferrumequinum* and *Ixodes vespertilionis* from *R. ferrumequinum*, *R. Blasii* and *M Schreibersii*. Using real-time PCR, *Bartonella* sp. was detected in two flies *Nycteribiidae* sp. and in one flea *Araeopsylla* sp. collected from *R. ferrumequinum*.

In this study we have developed the knowledge on the ectoparasites of bats and their associations with hosts in Algeria.

Keywords: Chiroptera, ectoparasites, El Hamdania, rt-PCR, *Bartonella* sp.

ملخص

الهدف من الدراسة الحالية هو معرفة مختلف الطفيليات السطحية الموجودة عند الخفافيش و تحديد مسببات الأمراض البكتيرية التي يمكن أن يستضيفوها في الحظيرة الوطنية للشريعة. تم إحصاء ثلاث أنواع من الخفافيش في منطقة الحمداية بين أبريل و يوليو 2017 و هي الأنواع *Rhinolophus ferrumequinum* و *R. Blasii* من العائلة *Rhinolophidae* و *Miniopterus screibersii* من العائلة *Miniopteridae*.

كشفت هذه الدراسة عن وجود عشرة أنواع من الطفيليات السطحية تنتمي إلى صنفين، أربعة فئات وخمس عائلات. تراوحت النسب المئوية من 81,25% بالنسبة للذباب ، 6,25% بالنسبة للبراغيث، 4,17% بالنسبة للقراد و 8,33% بالنسبة للعث. تم تسجيل ارتباطات جديدة بين الطفيليات و الخفافيش المضيفة لأول مرة في الجزائر: *Nycteribia pedicularia* ، *N. latreillii* ، *Araeopsylla gestroi* و *Spinturnix myoti* من *R. ferrumequinum* و *Ixodes vespertilionis* من *R. Blasii* ، *R. ferrumequinum* و *M. schreibersii* . باستخدام rt-PCR ، تم الكشف عن *Bartonella sp.* في اثنين من الذباب *Nycteribiidae sp.* وفي برغوث واحد *Araeopsylla sp.* تم أخذهم من *R. ferrumequinum*.

في هذه الدراسة قمنا بتطوير المعرفة حول الطفيليات السطحية عند الخفافيش وروابطها مع الخفافيش المضيفة في الجزائر.

كلمات البحث: الخفافيش، الطفيليات السطحية، الحمداية، rt-PCR ، *Bartonella sp.*

Liste des tableaux

Tableau 1 : Diversité et distribution mondiale des chiroptères.....	4
Tableau 2 : Répartition des espèces de chauves-souris sur la base des cinq quartiers géographiques algériens.....	6
Tableau 3 : Les ectoparasites de chauves-souris d'Algérie.....	16
Tableau 4 : Températures et précipitations de la région de Médéa 2016-2017.....	26
Tableau 5 : Volumes des produits nécessaires pour 22 échantillons d'ADN.....	41
Tableau 6 : Réactifs du mix.....	43
Tableau 7 : Gènes et amorces utilisées en PCR standard.....	44
Tableau 8 : Programmation du Thermocycler.....	45
Tableau 9 : Abondance relatives des différentes espèces de chiroptères capturées dans les tunnels d'El Hamdania entre le 02 avril et 09 juillet 2017.....	49
Tableau 10 : Les mensurations prises pour l'identification des chauves-souris.....	Annexe II
Tableau 11 : Résultats de collecte des ectoparasites sur les chauves-souris (02/04/2017).....	Annexe IV
Tableau 12 : Résultats de collecte des ectoparasites sur les chauves-souris (10 /05/2017).....	Annexe IV
Tableau 13 : Résultats de collecte des ectoparasites sur les chauves-souris (09/07/2017).....	Annexe IV
Tableau 14 : Liste systématique des différentes espèces d'ectoparasites retrouvées sur les chiroptera	50
Tableau 15 : Taux d'infestation de chauves-souris par les ectoparasites au sein des familles.....	53
Tableau 16 : Répartition des ectoparasites sur les hôtes.....	54
Tableau 17 : Liste des échantillons destinés à l'extraction d'ADN.....	Annexe V

Liste des figures

Figure 1 : Adaptation au vol du membre antérieur gauche (Roussette).....	3
Figure 2 : Distribution mondiale des chiroptères (en rouge) basée sur Hill et Smith (1984)...	4
Figure 3 : L'arbre évolutif des chauves-souris basé sur Teeling <i>et al.</i> (2005).....	8
Figure 4 : Insectes et acariens ectoparasites des chiroptères.....	11
Figure 5 : Morphologie générale schématique d'un acarien d'après CDC 1966.....	14
Figure 6 : Répartition géographique du groupe de la fièvre boutonneuse et du groupe typhus Rickettsiae (isolé chez les vecteurs et / ou chez l'homme) en Afrique du Nord.....	18
Figure 7 : Distribution mondiale des espèces de Bartonella.....	20
Figure 8 : Un aperçu des pathogènes trouvés chez les chauves-souris et les humains avec leurs familles, leurs genres, et leurs vecteurs.....	22
Figure 9: Localisation géographique du Parc National de Chréa.....	24
Figure 10 : Vue de la station Gorges de la Chiffa.....	25
Figure 11 : L'entrée du tunnel de la station d'étude.....	25
Figure 12 : Capture des chauves-souris par l'utilisation du filet à main.....	29
Figure 13 : Collecte des ectoparasites sur l'animal hôte.....	30
Figure 14: Les mensurations prises pour l'identification des chauves-souris.....	31
Figure 15 : Eclaircissement et montage de lame de référence pour les puces.....	33
Figure 16 : Identification du genre pour les tiques.....	35
Figure 17 : Protocole expérimental d'extraction d'ADN.....	38
Figure 18: Protocole expérimental d'électrophorèse sur gel d'agarose 1,5 %.....	40
Figure 19 : Protocole expérimentale de la PCR en temps réel.....	42
Figure 20 : Protocole expérimentale d'une PCR standard.....	46
Figure 21 : Le grand rhinolophe (<i>Rhinolophus ferrumequinum</i>).....	Annexe III
Figure 22 : Rhinolophe de Blasius (<i>Rhinolophus Blasii</i>).....	Annexe III
Figure 23 : Minioptère de Schreibers (<i>Miniopterus schreibersii</i>).....	Annexe III

Figure 24 : Effectif des ectoparasites collectés en fonction des trois sorties	49
Figure 25 : Streblidae : <i>Brachytarsina flavipennis</i> sous loupe binoculaire (Gx 40)	51
Figure 26 : <i>Araeopsylla gestroi</i> , ♀, collectée sur <i>Rhinolophus ferrumequinum</i>	51
Figure 27 : <i>Ixodes vespertilionis</i> sous loupe binoculaire (Gx 40)	52
Figure 28 : Spinturnicidae sous loupe binoculaire (Gx 40).....	52
Figure 29 : Taux d'infestation de chauves-souris par les ectoparasites au sein des familles.....	53
Figure 30: Visualisation du gel de qualification au transilluminateur	55
Figure 31: Tracé de <i>Bartonella</i> sp par PCR en temps réel.....	56
Figure 32 : Tracé de <i>Rickettsia</i> sp par PCR en temps réel.....	56
Figure 33 : Détection de <i>Coxiella burnetii</i> par PCR sur gel d'agarose 1,5%.....	57

Liste des abréviations

ADN: Acide Désoxyribose Nucléique.

AE : Tampon d'Elution (Elution Buffer).

AL: Tampon de Lyse (Lysis Buffer).

ATL: Tampon de Lyse Tissulaire (Tissue Lysis Buffer).

Av-B: Avant-bras.

AW1: Tampon de Lavage 1(Wash Buffer 1).

AW2: Tampon de Lavage 1(Wash Buffer 2).

BET: Bromure d'Ethidium.

Ct : Threshold cycle (Cycle seuil).

D3: Troisième doigt.

D5: Cinquième doigt.

dNTPs: Désoxy ribo-Nucléotide Triphosphate.

EDTA: Ethylène- Diamine- Trétra acétate.

EM : Erythème Migrant

Env: Envergure.

***fts Z* :** Cell Division Protein.

***glt A* :** Citrate Synthase.

ITS: Espace Intergénique (Intergenic Spacer Region).

M.A: Millions d'année.

MAB: Man and biosphere.

MC: Masse corporelle.

Mg CL2: Dichlorure de Magnésium.

Omp A : Outer membrane protein A.

Or: Longueur de l'oreille.

P: Poids.

PCR : Polymerase chain reaction.

PM : Poids Moléculaire.

PNC: Parc National de Chréa.

Q: Longueur de la queue.

rt PCR: Real Time Polymerase chain reaction.

TBE: Tris Borate EDTA.

TC: Longueur tête + corps.

UE : Union Européenne.

UNESCO: United Nations Educational, Scientific and Cultural Organization.

Glossaire

- ◆ **Arthropodes** : Du grec (arthron= « articulation » et podos= « pieds », « appendices ») signifie 'pattes articulées' (**Euzéby, 2008**).
- ◆ **Ectoparasite** : Un parasite qui vit à la surface corporelle de son hôte : peau ou muqueuses superficielles (**Euzéby, 2008**).
- ◆ **Endoparasite** : Un parasite localisé au sein des organes ou des tissus (**Euzéby, 2008**).
- ◆ **Hématophage** : Synonyme « sanguinivore » se dit d'un animal qui se nourrit de sang (**Dictionnaire Larousse**).
- ◆ **Hibernation** : Les chauves-souris hibernent en entrant dans une torpeur profonde au cours de laquelle leurs taux métaboliques et respiratoires diminuent et leur température corporelle est inférieure à la normale (**Fenton et Simmons, 2014**).
- ◆ **Hôte** : En parasitologie, terme qui s'appliquant à l'individu qui héberge le parasite et non au parasite hébergé (**Euzéby, 2008**).
- ◆ **L'écholocation** : L'écholocation est un système de son de haute fréquence associé aux chauves-souris et d'autres animaux, permettant de s'orienter en utilisant des échos de sons qu'ils émettent puis les analyser de retour pour localiser des objets sur leur chemin, trouver leurs proies et recueillir des informations sur leur environnement (**Grinnell, 1995 ; Fenton et Simmons, 2014 ; Wilson, 2015**).
- ◆ **Pupipara** : Un groupe de mouches qui pondent directement des larves entièrement développées qui vont devenir immédiatement des pupes après la ponte (**Hutson, 1972 ; Duvallet et Baldacchino, 2017**).
- ◆ **Réservoir** : Un hôte ou groupe d'hôtes hébergeant un organisme pathogène (**Dhooria, 2008**).
- ◆ **Spécificité d'hôte** : Le degré de spécificité de nourriture d'un animal sur les hôtes (**Dhooria, 2008**).
- ◆ **Vecteurs** : les organismes vivants capables de transporter et de transmettre un agent pathogène (virus, bactéries, champignons, nématodes) diffusent ainsi la maladie (**Dhooria, 2008**).
- ◆ **Zoonose** : Maladie infectieuse atteignant les animaux, et qui peut être transmise à l'homme (peste, rage, etc.) (**Dictionnaire Larousse**).

Table des matières

Introduction	1
Chapitre I : Synthèse bibliographique	
1.1. Généralités sur les chauves-souris	3
1.1.1. Caractéristiques distinctes et morphologie.....	3
1.1.2. Répartition géographique.....	4
1.1.2.1. Répartition mondiale.....	4
1.1.2.2. Les chiroptères en Algérie.....	5
1.1.3. Aperçu sur l'origine et l'évolution des chauves-souris.....	6
1.1.4. Systématique.....	7
1.1.5. Biologie et cycle de vie.....	9
1.2. Ectoparasites de chauves-souris et rôle pathogène	11
1.2.1. Principaux arthropodes ectoparasites des chauves-souris.....	11
1.2.1.1. Classe des Insectes.....	11
1.2.1.1.1. Diptera.....	12
a. Nycteribiidae.....	12
b. Streblidae.....	12
1.2.1.1.2. Siphonaptera (Ischnopsyllidae.....	13
1.2.1.1.3. Hemiptera.....	13
1.2.1.1.4. Dermaptera.....	14
1.2.1.2. Classe des Arachnides.....	14
1.2.1.2.1. Acari.....	14
1.2.1.2.2. Acari : Ixodida.....	15
1.2.2. Les ectoparasites des chauves-souris en Algérie.....	15
1.2.3. Rôle pathogène des chauves-souris.....	17
1.2.3.1. Maladies à transmission directe.....	17

1.2.3.2. Maladies à transmission vectorielle ou indirecte.....	17
1.2.3.2.1. Rickettsiose.....	17
1.2.3.2.1.1. Caractéristiques de la bactérie.....	18
1.2.3.2.1.2. Transmission.....	18
1.2.3.2.1.3.-Distribution géographique.....	18
1.2.3.2.2. Bartonellose.....	19
1.2.3.2.2.1. Caractéristiques de la bactérie.....	19
1.2.3.2.2.2. Transmission.....	19
1.2.3.2.2.3. Distribution géographique.....	19
1.2.3.2.3. Coxiellose ou Fièvre Q.....	20
1.2.3.2.3.1. Caractéristiques de la bactérie.....	20
1.2.3.2.3.2. Transmission.....	20
1.2.3.2.3.3. Distribution géographique.....	21
1.2.3.2.4. Borréliose ou maladie de Lyme.....	21
1.2.3.2.4.1. Caractéristiques de la bactérie.....	21
1.2.3.2.4.2. Transmission.....	21
1.2.3.2.4.3. Distribution géographique.....	21
1.2.3.2.5.- Maladies virales et parasitaires.....	21
1.2.3.3. Maladies transmises par les urines et les fèces.....	23
1.2.3.3.1. Histoplasmose.....	23
1.2.3.3.2. Leptospirose.....	23
1.2.3.3.3.-Salmonellose.....	23

Chapitre II : Matériel et méthodes

2.1. Objectif de l'étude.....	24
2.2. Zone d'étude.....	24
2.2.1. Localisation géographique et administrative.....	24
2.2.2. Historique et création.....	26

2.2.3. Données climatiques.....	26
2.2.4. Composition floristique et faunistique.....	27
2.2.4.1. La flore.....	27
2.2.4.2. La faune.....	28
2.3. Matériel et méthodes.....	28
2.3.1. Matériel.....	28
2.3.2. Méthodes.....	29
2.3.2.1. Capture des chauves-souris.....	29
2.3.2.2. Collecte des ectoparasites.....	29
2.3.2.3. Identification des spécimens.....	30
2.3.2.3.1. Identification des chauves-souris.....	30
2.3.2.3.2. Identification des ectoparasites.....	31
a. Identification des siphonaptères et réalisation de lames de références.....	32
b. Les acariens.....	34
c. Les tiques.....	34
d. Les diptères.....	36
2.3.2.4. Détection moléculaire des agents pathogènes.....	36
2.3.2.4.1. Extraction d'ADN.....	36
2.3.2.4.2. Gel de qualification.....	39
2.3.2.4.3. Polymerase Chain Reaction.....	41
a. PCR en temps réel.....	41
b. PCR standard.....	43

Chapitre III : Résultats et discussion

3.1. Résultats.....	48
3.1.1. Résultats de la capture des chauves-souris dans les tunnels d'El Hamdania.....	48
3.1.2. Résultats de la collecte des ectoparasites sur les Chiroptera.....	49
3.1.2.1. Liste systématique des différentes espèces d'ectoparasites trouvées sur les Chiroptera capturés.....	49

3.1.2.1.1. Les Nycteribiidae.....	50
3.1.2.1.2. Les Streblidae.....	50
3.1.2.1.3. Les ischnopsyllidae.....	50
3.1.2.1.4. Les Ixodidae.....	51
3.1.2.1.5. Les Spinturnicidae.....	52
3.1.2.2.- Infestation de chauves-souris par les ectoparasites.....	52
3.1.3. Résultats de la biologie moléculaire en vue de la recherche de germes pathogènes.....	54
3.1.3.1. Résultats du gel de qualification.....	55
3.1.3.2. Détection de <i>Bartonella sp.</i>	55
3.1.3.3. Détection de <i>Rickettsia sp.</i>	56
3.1.3.3. Détection de <i>Coxiella sp.</i>	57
3.2. Discussion.....	57
3.2.1.- La capture des chauves-souris.....	57
3.2.2.- Collecte des ectoparasites.....	58
3.2.3.- Détection moléculaire d'agents pathogènes.....	60
Conclusion et perspectives.....	62
Références bibliographique.....	63

Introduction



Introduction

Les chiroptères communément appelés chauves-souris, avec plus de 1330 espèces distribuées à l'échelle mondiale représentent environ un quart de tous les espèces de la classe de mammifères du monde (Beatty *et al.*, 2008 ; Altringham, 2011 ; Fenton et Simmons, 2014) et forment le deuxième plus important ordre de cette classe après les rongeurs (Hill et Smith, 1984 ; Simmons, 2005 ; Teeling *et al.*, 2005). L'Algérie abrite 25 espèces de chauves-souris appartenant à sept familles qui sont toutes insectivores (Ahmim, 2017). Ce sont en effet les seuls mammifères ayant la capacité de pratiqué un véritable vol battu à l'aide de leurs membres antérieurs agrandis et leur nom lui-même souligne cette particularité, du grec (« cheiro » =main et « pteron » =aile) signifie "qui vole avec les mains" (Gervais, 1854 ; Cheeran, 2008). Ces volets jouent un rôle vital dans les écosystèmes naturels dans la suppression des arthropodes, la dispersion des graines et la pollinisation. Les économies modernes bénéficient également de ces prédateurs voraces de cultures et de ravageurs forestiers (Boyles *et al.*, 2011). Cependant, ils sont reconnus comme un réservoir naturel d'une grande variété de maladies zoonotiques virales, bactériennes, parasitaires et fongiques (Allocati *et al.*, 2016) et qui peuvent se propager de longues distances grâce aux habitudes migratoires de certaines espèces (Messenger *et al.*, 2013). La transmission des agents pathogènes des chauves-souris aux humains ou à d'autres animaux se produit soit par contact direct avec les animaux infectés, leur sang et leurs tissus soit par des arthropodes vecteurs (Melaun *et al.*, 2014). Leur richesse en faune ectoparasite est remarquable, notant les siphonaptères, les diptères, les hémiptères, les dermaptères et les acariens y compris les tiques et les mites. Les ectoparasites des animaux sauvages sont des vecteurs de pathogènes responsables d'importantes zoonoses (Colebrook et Wall, 2004) telles que les borrélioses, les rickettsioses, les bartonelloses, la peste et les leishmanioses (Wall et Shearer, 2001 ; Socolovschi *et al.*, 2012). Des agents infectieux bactériens ont été détectés chez les ectoparasites des chauves-souris d'Algérie tels que *Bartonella tamiae*, *Coxiella burnetti* et *Rickettsiae* (Leulmi *et al.*, 2016).

Les ectoparasites des chauves-souris de notre pays sont peu connus, une liste des insectes parasites de chauves-souris algériennes a été établie par Anciaux de Faveaux (1976) basée sur les enregistrements antérieurs de Falcoz (1923), Séguy (1933) et Aellen (1955) pour les diptères Nycteribiidae et Streblidae. Puis en 1993, Amr et Qumsiyeh ont signalé cinq espèces de Nycteribiidae et Streblidae. D'autres enregistrements de Spinturnicidae tels que Deunff (1977) et Uchikawa *et al.* (1994), et de Cimicidae (Usinger, 1966). Récemment, Bendjeddou *et al.*, (2013) ont signalé huit espèces d'ectoparasites de chauves-souris collectés

Introduction

au Nord-est de l'Algérie, **Bendjeddou *et al.* (2016)** ont étudié la saisonnalité de l'infestation de *Myotis punicus* avec *Ixodes vespertilionis* et **Bendjeddou *et al.* (2017)** ont enregistré une liste de 22 espèces d'ectoparasites de chauves-souris algériennes appartenant aux Nycteribiidae, Streblidae, Ischnopsyllidae, Cimicidae, Spinturnicidae, Ixodidae et Argasidae.

Le but de cette étude est d'une part de connaître la faune ectoparasites des chauves-souris de la région d'El Hamdania (Parc National de Chréa) et d'autre part de détecter les agents pathogènes transmis par ces arthropodes vecteurs afin d'évaluer le risque de transmission de ces agents infectieux de chauves-souris aux humains.

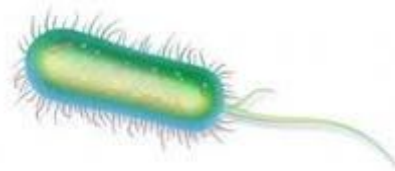
Dans ce présent manuscrit, nous présentons dans le premier chapitre une synthèse bibliographique sur les chiroptères, leurs principaux arthropodes ectoparasites et leur rôle pathogène. Le deuxième chapitre est consacré à l'étude expérimentale portant sur les méthodes de capture des différentes espèces de chauves-souris, et leur identification, et les ectoparasites collectés, ainsi que la recherche d'agents pathogènes par des techniques de la biologie moléculaire. Dans le troisième chapitre les résultats et discussions seront développés. Enfin le travail sera clôturé par une conclusion et des perspectives.

Chapitre I



Synthèse bibliographique

*(Les chauves-souris, leurs ectoparasites et
rôle pathogène)*



1.1.- Généralités sur les chauves-souris

1.1.1.- Caractéristiques distinctes et morphologie

Les chauves-souris constituent l'ordre des chiroptères, formant le deuxième plus grand ordre de mammifères après les rongeurs (Hill et Smith, 1984 ; Simmons, 2005; Teeling *et al.*, 2005 ; Altringham, 2011 ; Rodhain, 2015a). Le corps de ces animaux est recouvert par un pelage (sauf les ailes), ainsi sont pourvus de mamelles destinées à allaiter les jeunes. Les nouveaux nés sont portés par les femelles et doivent être soignés (Graham et Reid, 1994 ; Aulagner *et al.*, 2008).

Les chauves-souris sont les seuls mammifères pratiquant un véritable vol battu à l'aide de leurs membres antérieurs agrandis (Lecointre et Le Guyader, 2001a ; Long, 2008 ; Racey, 2015). Elles se caractérisent particulièrement par une expansion nue de la peau qui unit les extrémités antérieure et postérieure pour faciliter l'acte de vol (Fig. 1) (Duméril, 1806 ; Fleaming, 2009).

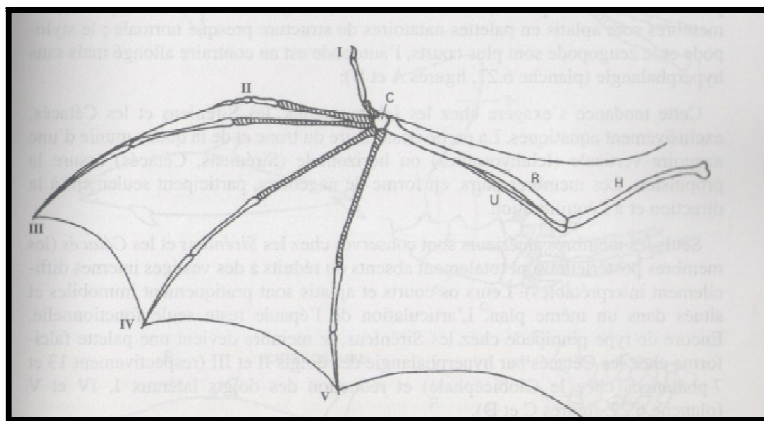


Figure 1 – Adaptation au vol du membre antérieur gauche (Roussette) (Beaumont et Cassier, 2000).

I, II, III, IV, V : les doigts du 1^{er} au 5^{ème} ; C: Carpe ; H: Humérus ; R: Radius ; U: Ulna

Les chiroptères ont une main à 5 doigts avec un pouce normal et libre pourvu d'une forte griffe qui aide l'animal à s'accrocher au support et la membrane alaire (ou patagium) est soutenue par les 4 autres doigts très allongés (Brehm, 1869 ; Beaumont et Cassier, 2000), le sternum forme une crête le long de sa ligne médiane. En Amérique du Sud, les Vampires portent un cæcum dans leur estomac où s'accumule le sang sucé (Grassé, 1996).

Plusieurs espèces se retrouvent en Afrique, dont la plus grande est la roussette (Leroux et Reynaud, 1839) avec 224 espèces appartiennent à 49 genres et 9 familles (Kingdon *et al.*, 2013). Ils sont en majorité sociaux, crépusculaire ou nocturne. Très diversifiés en milieu forestier tropical, ils y jouent un rôle important dans la dissémination des graines dans le cas d'espèces frugivores (Meunier *et al.*, 1991).

Il est intéressant de noter que les chauves-souris passent le jour au repos, dans des abris en suspendant la tête en bas. Les abris de ces mammifères volants peuvent être soit des arbres, des grottes, des anfractuosités rocheuses ou des constructions humaines (**Lecoindre et Le Guyader, 2001a**).

1.1.2.- Répartition géographique

1.1.2.1.- Répartition mondiale

Les chauves-souris se trouvent dans le monde entier (**Fig. 2**), sauf dans les océans, les plus hautes montagnes et les zones polaires (**Nowak et Paradiso, 1983 ; Graham et Reid, 1994 ; Beatty *et al.*, 2008**). La Colombie possède la plus grande faune de chauves-souris de n'importe quel pays dans le monde. Ce pays fournit une vaste gamme de conditions climatiques et environnementales pour ces animaux (**Fenton et Simmons, 2014**). Les Vespertilionidae sont les plus diversifiés (presque globalement) (**Nowak, 1994 ; Fenton et Simmons, 2014**). La distribution des familles est présentée dans le **Tableau 1**.

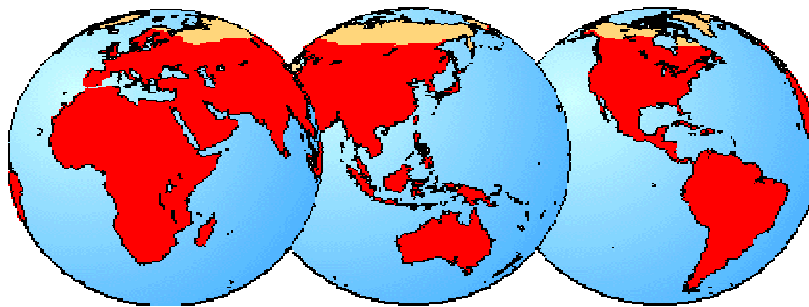


Figure 2 – Distribution mondiale des chiroptères (en rouge) basée sur Hill et Smith (1984) (**Simmons et Conway, 1997**).

Tableau 1 - Diversité et distribution mondiale des chiroptères.

(« Laryngale » signifie que les sons utilisés pour l'écholocation sont produits dans le larynx).

Familles	Nombre d'espèces	Echolocation	Régime	Distribution
Pteropodidae	198	Absent ou clics de langue	Fruits, nectar, pollen	Afrique, Asie, Australie, Îles du Pacifique
Rhinopomatidae	6	Laryngale	Insectes	Afrique, Asie du Sud
Crasoncyteridae	1	Laryngale	Insectes	Asie du sud-est
Rhinolophidae	97	Laryngale	Insectes	Eurasie, Afrique, Asie du Sud-est, Australie
Hipposideridae	9	Laryngale	Insectes	Afrique, Asie du Sud-est, Australie
Megadermatidae	5	Laryngale	Insectes, petits animaux	Afrique, Asie du Sud-est, Australie
Nycteridae	16	Laryngale	Insectes, petits animaux	Afrique, Asie du Sud-est

Emballonuridae	54	Laryngale	Insectes	Pantropicale: Afrique, Asie du Sud-est, Australie, Amérique tropicale
Phyllostomidae	204	Laryngale	Fruits, nectar, pollen, petits animaux, sang	Amérique tropicale, Îles des Caraïbes
Mormoopidae	10	Laryngale	Insectes	Amérique tropicale, Îles des Caraïbes
Noctilionidae	2	Laryngale	Insectes, poissons	Amérique tropicale, Îles des Caraïbes
Furipteridae	2	Laryngale	Insectes	Amérique tropicale
Thyropteridae	5	Laryngale	Insectes	Amérique tropicale
Myzopodidae	2	Laryngale	Insectes	Madagascar
Mystacinidae	2	Laryngale	Insectes, fruits, nectar	Nouvelle-Zélande
Natalidae	12	Laryngale	Insectes	Amérique tropicale
Molossidae	113	Laryngale	Insectes	Eurasie, Afrique, Asie, Australie, Amérique
Miniopteridae	29	Laryngale	Insectes	Eurasie, Afrique, Asie, Australie
Cistugidae	2	Laryngale	Insectes	Afrique du sud
Vespertilionidae	455	Laryngale	Insectes, poissons	Le monde entier sauf l'Arctique et l'Antarctique

(Fenton et Simmons, 2014).

1.1.2.2.- Les Chiroptères en Algérie

La première étude sur les chauves-souris algériennes a été établie par **Anciaux de Faveaux (1976)**. Il a enregistré une liste de 23 espèces appartenant à cinq familles. Cette liste a été complétée par **Hanak et Gaisler (1983)**, **Gaisler (1983, 1984)**, **Gaisler et Kowalski (1986)** et **Kowalski et Rzebick Kowalska (1991)**. Ces derniers ont signalé 26 espèces de microchiroptères appartenant à cinq familles. Par la suite, les études de génétique moléculaire ont révélé l'existence de 25 espèces appartenant à sept familles (**Tab. 2**) (**Ahmim, 2017**).

Les espèces de chiroptères signalées en Algérie font partie de la région paléarctique (**Aulagner et al., 2008 ; Ahmim, 2017**). Leur répartition est présentée en fonction des cinq grands quartiers géographiques qui composent l'Algérie (**Tab. 2**) (**Ahmim, 2017**).

Il faut noter que *Tadarida teniotis* a été retrouvé aussi au Sahara dans la région de Tamanrasset (**Bendjeddou et al., 2014**).

Tableau 2 - Répartition des espèces de chauves-souris sur la base des cinq quartiers géographiques algériens.

Famille	Nombre d'espèces	Espèces	Quartiers					
			Zone littorale	Chaîne de l'Atlas tellien	Hauts plateaux et steppe	Atlas saharien	Sahara et montagnes sahariennes	
Rhinopomatidae	1	<i>Rhinopoma cystops</i>				x	X	
Emballonuridae	1	<i>Taphozous nudiventris</i>					X	
Rhinolophidae	6	<i>Rhinolophus blasii</i>	x			x		
		<i>Rhinolophus clivosus</i>						
		<i>Rhinolophus euryale</i>	x	x			x	
		<i>Rhinolophus ferrumequinum</i>	x	x	x	x	x	
		<i>Rhinolophus hipposideros</i>	x	x	x	x		
		<i>Rhinolophus mehelyi</i>	x	x	x	x		
Hipposideridae	1	<i>Asellia tridens</i>				x	X	
Vespertilionidae	13	<i>Eptesicus isabellinus</i>		x	x	x	x	
		<i>Myotis punicus</i>	x	x			x	
		<i>Myotis capaccinii</i>	x	x				
		<i>Myotis emarginatus</i>	x	x				
		<i>Myotis nattereri</i>	x	x	x	x		
		<i>Nyctalus leisleri</i>	x					
		<i>Nyctalus noctula</i>	x					
		<i>Otonycteris hemprichii</i>	x				x	
		<i>Pipistrellus kuhlii</i>						x
		<i>Pipistrellus pipistrellus</i>		x	x	x	x	x
		<i>Pipistrellus rueppelli</i>	x	x	x	x		x
		<i>Hypsugo savii</i>	x					
		<i>Plecotus teneriffae gaisleri</i>		x	x			x
Miniopteridae	1	<i>Miniopterus schreibersii</i>	x	x	X	x		
Molossidae	2	<i>Tadarida aegyptiaca</i>					X	
		<i>Tadarida teniotis</i>	x			x		

(Ahmim, 2017).

1.1.3.- Aperçu sur l'origine et l'évolution des chauves-souris

Les origines phylogénétiques et géographiques des chauves-souris restent inconnues. Les premiers enregistrements datent du début de l'Eocène d'Europe, d'Amérique du Nord, d'Amérique du Sud, d'Inde et d'Australie, environ 51 M.A. (Gunnell et Simmons, 2005). Il est probable, que certains fossiles fragmentés datent du Paléocène (Fenton et Simmons, 2014). La première chauve-souris fossile *Icaronycteris index* a été découverte à la formation de la Green River du Wyoming aux États-Unis il y a 50 M.A. (Jepsen, 1970). Les meilleurs spécimens européens ont été trouvés dans les célèbres fosses pétrolifères de Messel, près de Darmstadt en Allemagne: *Archaeonycteris*, *Palaeochiropteryx* et *Hassianycteris* (Simmons et Geisler, 1998 ; Smith et Storch, 1981).

Simmons et al. (2008) ont décrit *Onychonycteris finneyi* comme l'une des plus anciennes chauves-souris fossiles et les mieux conservées. Elle se distingue de toutes les chauves-souris







fossiles et vivantes par la présence des griffes minuscules sur les cinq doigts. Ces griffes ont été perdues lors de l'évolution des chauves-souris alors que leurs mains devenaient plus spécialisées pour le vol.

Le bilan fossile du Paléogène afro-arabe des Chiroptères est très pauvre. En Afrique du Nord et en Arabie, ce record est limité à quelques localités principalement en Tunisie, en Égypte et Sultanat d'Oman. (**Gunnell et al., 2008 ; Simons, 2008 ; Ravel et al., 2011**). **Ravel et al. (2011)**, ont découvert des dents isolées de Chiroptères datent du début de l'Eocène correspondent à la plus primitive chauve-souris africaine dans la formation d'El Kohol (région de Brezina, au sud-est des montagnes de l'Atlas, Algérie). Une récente découverte aussi des restes dentaires attribuables au philisidae par **Ravel et al., (2014)** datent du début de l'Eocène moyen de Chambi, de la Tunisie et de la région de Gour Lazib, en Algérie.

Les premières chauves-souris ont subi une transition extraordinaire de membre à l'aile pendant leur histoire évolutive et ont colonisé avec succès l'habitat aérien. Malheureusement, l'enregistrement fossile manque de fossiles de transition documentant cet événement (**Cooper et Sears, 2013**). Jusqu'en 1970, on croyait que toutes les chauves-souris étaient d'origine monophylétiques et que leur ancêtre était le premier mammifère volant. Ensuite, il a été suggéré que le vol autopropulsé a évolué deux fois ; dans un mégabat ancestral lié aux primates, et dans un microbat ancestral lié à un petit insectivore terrestre (**Jones et Genoways, 1970 ; Smith et Madkour, 1980 ; Pettigrew, 1986, 1991**). **Simmons et Geisler (1998)** et **Simmons et al., (2008)**, suggèrent que le vol a évolué avant l'écholocation, et que les premières chauves-souris utilisaient la vision pour l'orientation dans leur environnement arboricole et aérien.

1.1.4.- Systématique

Selon **Rothschild (1961), Blackwelder (1963) et Lecomte et le Guyader (2001b)**, la classification des chiroptères est donnée comme suite :

-  Règne: Animalia.
-  Embranchement: Chordata.
-  Sous-embranchement: Vertebrata.
-  Classe : Mammalia.
-  Infra-classe : Eutheria (Placentalia).
-  Ordre : Chiroptera (Blumenbach, 1779).

Anciennement, l'ordre Chiroptera a été divisé en deux sous-ordres : Le sous-ordre Megachiroptera, avec une seule famille, Pteropodidae appelés les chauves-souris de l'ancien

monde ou les renards volants et le sous-ordre Microchiroptera qui comprend toutes les autres familles appelés les chauves-souris du nouveau monde (Nowak et Paradiso, 1983 ; Kunz et Pierson, 1994) avec deux infra-ordres appartient à l'ordre des Microchiroptera : Yinochiroptera et Yangochiroptera et sept superfamilles (Simmons, 2005).

Ensuite, les études évolutives de l'ADN ont montré que certains microchiroptères (Yinochiroptera) sont en réalité étroitement liés aux chauves-souris du vieux monde (Simmons, 2005 ; MacDonald et Cook, 2009 ; Fenton et Simmons, 2014 ; Kingdon, 2015). Les chauves-souris sont classées dans deux sous-ordres : Yinpterochiroptera et Yangochiroptera dérivé de "yin" et "yang" dans la philosophie chinoise (Simmons, 2005 ; Fenton et Simmons, 2014). Selon Simmons (2005), l'ordre des Yinpterochiroptera a été créé par Springer *et al.* (2001) et inclut les familles des Pteropodidae, Rhinolophidae, Hipposideridae, Megadermatidae, Rhinopomatidae et Craseonycteridae. Les autres familles sont incluses dans le sous ordre Yangochiroptera (Fig. 3).

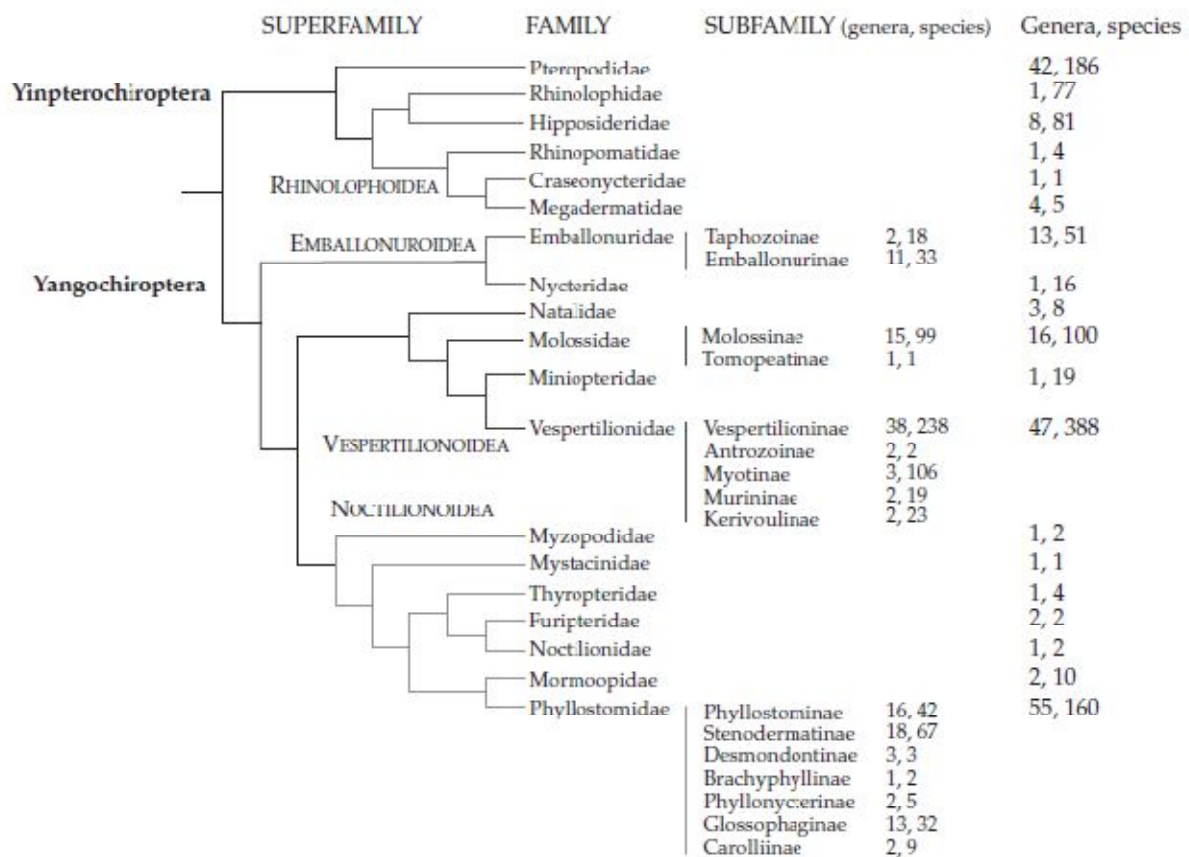


Figure 3 – L'arbre évolutif des chauves-souris basé sur Teeling *et al.* (2005) (Altringham, 2011).

1.1.5.- Biologie et cycle de vie

Outre leur faculté de voler, les chauves-souris présentent diverses particularités à savoir la régulation thermique particulière, une longévité remarquable (30 ans) et l'écholocation (Aellen, 1995).

L'hiver froid force les chauves-souris à migrer ou hiberner à cause de manque de nourriture (Graham et Reid, 1994 ; Monadjem *et al.*, 2010 ; Kranuel et McCracken, 2013). Les espèces des zones tempérées passent plus de la moitié de leur vie en hibernation (Davis, 1970 ; Lyman, 1970 ; Findley, 1993). La température corporelle, aussi bien que la respiration, le métabolisme et la circulation sanguine d'une chauve-souris en hibernation, est réduite à de simples niveaux de survie. Les gîtes d'hibernation, appelés « hibernacula », ont généralement des conditions très humides, cela permet d'éviter une perte excessive d'eau corporelle. Les chauves-souris peuvent se réveiller spontanément si la température devient trop chaude ou trop froide ou si elles perdent trop d'eau. L'hibernacula doit également protéger contre les prédateurs. La plupart des chauves-souris migrent moins de 200 m de longueur, mais certaines espèces, comme le Noctule européen, parcourent plus de 2 400 milles (y compris le retour). Les voies migratoires des chauves-souris sont moins bien délimitées que celles des oiseaux, mais elles sont similaires dans la direction nord-sud (Graham et Reid, 1994).

La majorité des chiroptères s'orientent dans l'obscurité et repèrent leurs proies par l'écholocation (Fenton, 1995 ; Grinnell, 1995 ; Cheeran, 2008 ; Fenton, 1982, 2013 ; Alexander, 2015 ; Jacobs et Bastian, 2016), comme le cas de *Myotis lucifugus*. Cette espèce peut capturer jusqu'à 600 insectes à taille de moustique dans une heure. Les sons produites dans le larynx, sont ultrasoniques et sont émis par la bouche chez certaines chauves-souris et par le nez chez d'autres (Wilson, 2015). Il faut rappeler que les Pteropodidae ne pratiquent pas l'écholocation. Ces derniers sont pourvus d'une excellente vision nocturne grâce à leurs grands yeux, exception est notée chez le genre *Rousettus*. Ce groupe de Chiroptera a développé indépendamment une forme primitive d'écholocation en utilisant des clics de langue comme le cas de certaines espèces d'oiseaux (Grinnell, 1995).

La reproduction, l'occurrence et l'abondance des chauves-souris sont liées aux disponibilités alimentaires (Findley, 1993). Ces petits mammifères volants présentent une diversité remarquable d'alimentation (Tab. 1). Ils sont qualifiés d'entomophages, de carnivores, de piscivores, de frugivores, de nectarivores, de pollénivores et d'hématophages (Meunier *et al.*, 1991 ; Roth, 2002 ; Thomas et Speakman, 2006 ; Vaughan *et al.*, 2015). Comme la plupart

des autres mammifères, le lait est une nourriture de jeune chauve-souris depuis la naissance jusqu'à l'âge adulte. Le lait de chauve varie considérablement d'une espèce à l'autre, reflétant en partie les différences dans le régime alimentaire pour adultes. Le lait des chauves-souris insectivores a tendance à être plus élevé dans les graisses et les protéines que celui des chauves-souris frugivores, ce qui est plus comme le lait d'autres petits mammifères. La teneur en glucides du lait a tendance à être la même chez les espèces de chauves-souris. Les triglycérides (acides gras) sont des composants importants du lait de chauve-souris et leur composition reflète habituellement un mélange de ceux ingérés par la mère et d'autres acides gras synthétisés par la mère. Comme d'autres mammifères, les chauves-souris allaitantes mobilisent du calcium de leurs os longs, ce qui provoque une diminution des os. Dans les chauves-souris, cela se produit également chez les mâles et les femelles en hibernation, ce qui suggère que le calcium est important dans le développement et l'entretien des dents et des os chez les chauves-souris comme chez les autres mammifères (**Fenton et Simmons, 2014**).

Les chauves-souris sont des mammifères placentaires qui se reproduisent dans leurs abris. Après l'accouplement et la fertilisation, l'œuf est implanté dans la paroi de l'utérus et le fœtus complète son développement sur une période de gestation caractéristique de l'espèce. Toute la nourriture provient du placenta, qui répond également aux autres exigences physiologiques de l'embryon: livraison d'oxygène, enlèvement des déchets et défense immunologique (**Altringham, 2011**). Dans les zones tempérées, elles se reproduisent une seule fois par an, pendant la saison estivale. Elles donnent naissance à un seul petit et rarement des jumeaux chez quelques espèces. Les chauves-souris tropicales sont exposées à des périodes plus longues. La plupart donnent naissance deux fois par ans et généralement, un seul petit à la fois. Certaines espèces, telles que le Vampire commun (*Desmodus rotundus*), consomment des aliments disponibles tout au long de l'année et peuvent donner naissance à toute saison (**Graham et Reid, 1994**).

1.2.- Ectoparasites des chauves-souris et rôle pathogène

1.2.1.- Principaux arthropodes ectoparasites des chauves-souris

Les chauves-souris hébergent une grande variété d'ectoparasites et fournissent une ressource alimentaire importante pour de nombreux arthropodes hématophages. Ceux-ci incluent les Siphonaptères, les Diptères, les Hémiptères, les Dermaptères et les Acari (tiques et mites) (Fig. 4) (Hutson, 1972 ; Anciaux de Faveaux, 1984 ; Dietz *et al.*, 2009 ; Fenton et Simmons, 2014). Les ectoparasites des chiroptères possèdent une spécificité d'hôte (Beaucournu, 1983 ; ter Hofstede *et al.*, 2004 ; Whitaker *et al.*, 2009). Ils passent toute leur vie soit sur le corps, soit dans les abris de leurs hôtes. Ils ont subi certaines adaptations lors de leur évolution pour pouvoir survivre avec ce type de mammifères actifs (Marshall, 1982).

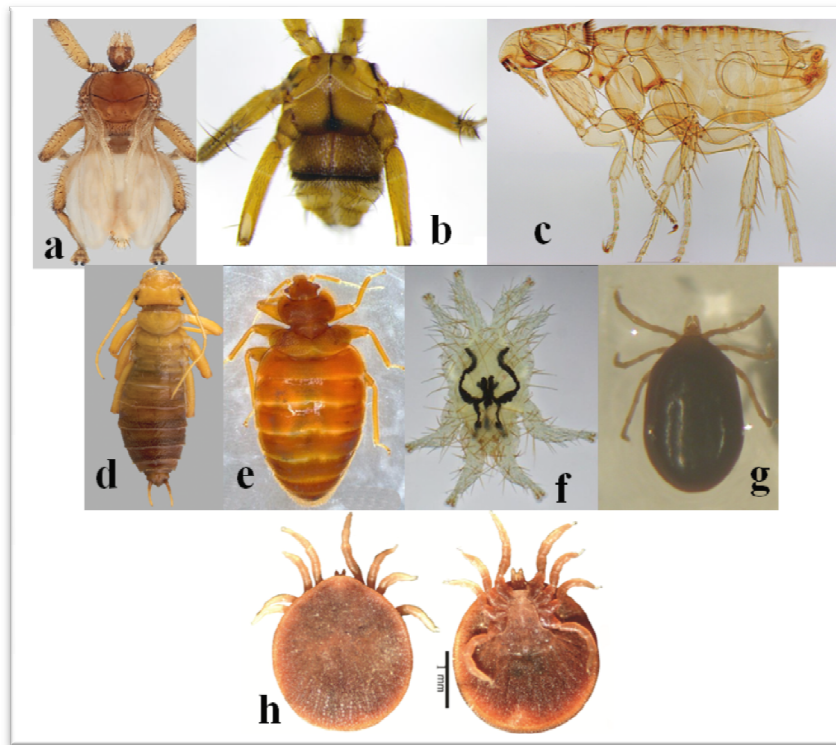


Figure 4– Insectes et acariens ectoparasites des chiroptères.

(a): Streblidae : *Megastrebla gigantea*, vue dorsale (Dick et Dittmar, 2014). (b): Nycteribiidae : *Basilisa carteri*, vue dorsale (Frank *et al.*, 2014). (c): Ischnopsyllidae : *Lagaropsylla signata*, male ; (d): Arixeniidae : *Arixenia eau*, femelle, vue dorsale (Hastriter *et al.*, 2017). (e): Cimicidae : *Cimex dissimilis*, femelle adulte, vue dorsale ; (f): Spinturnicidae : *Spinturnix myoti*, vue dorsale (Frank *et al.*, 2015). (g): Ixodidae : *Ixodes vespertilionis*, larve, vue dorsale (Harnok *et al.*, 2014). (h): Argasidae : *Argas vespertilionis*, nymphe, vue dorsale et ventrale (Chegeni et Tavakoli, 2013).

1.2.1.1.- Classe des Insectes

Marshall (1982) a signalé que 687 espèces d'insectes parasitent les chauves-souris, appartiennent à quatre ordres et sept familles dont six de ces dernières sont trouvées exclusivement sur ces animaux.

1.2.1.1.1.- Diptera

L'ordre Diptera (en grec di= « deux » ; pteron « aile ») (Capinera, 2010) inclut deux familles de mouches appelées « bat-flies » en anglais, Nycteribiidae et Streblidae (Allen, 1967 ; Frank *et al.*, 2014) qui sont des ectoparasites hématophages hautement spécialisés et ne sont associés qu'aux chauves-souris (Dick et Patterson, 2006 ; Dick, 2007 ; Dick *et al.*, 2007). Ces deux familles font partie de la superfamille Hippoboscoidea, un groupe de mouches appelé pupipare (Bequaert, 1940 ; Romoser, 2004b ; Dietz *et al.*, 2009 ; Duvallet et Baldacchino, 2017). Griffiths, (1972) et McAlpine, (1989) ont discuté des relations dans le Pupipara, dont le premier a fait l'argument persuasif que les nycteribiidés et les streblidés ne sont que des hippoboscidés hautement modifiés.

a. Famille des Nycteribiidae : Sont des insectes aptères ressemblent aux araignées qui se déplacent très rapidement dans les fourrures des chiroptères (Hutson, 1972, 1984 ; Hutson et racey, 2004 ; Dick et Patterson, 2006 ; Dietz *et al.*, 2009). Petites mouches de 1,5–5,5 mm (Gracioli, 2010), dont environ 275 espèces décrites dans 12 genres sont tous ectoparasites hématophages des chauves-souris. Cette famille d'insectes est divisée en trois sous familles, Archynycteribiinae (1 genre, 3 espèces) et Cyclopodiinae (4 genres, 62 espèces) qui sont distribuées exclusivement dans le vieux monde et associées aux Pteropodidae et la sous famille Nycteribiinae (7 genres, 191 espèces) qui est cosmopolite et associée aux Emballonuridae, Phyllostomidae, Thyropteridae et principalement aux Vespertilionidae et Rhinolophidae. Basilia est le plus riche genre de Nycteribiidae avec 103 espèces décrites (Whitaker *et al.*, 2009).

b.- Famille des Streblidae : Les streblidés sont plus petits que les nycteribiidés avec une longueur du corps généralement de 1,5–2,5 mm, à l'exception de certaines espèces allongés de 0,73 mm (e.g., *Mastoptera minuta*, la plus petite mouche des chauves-souris) à 5,50 mm (e.g., *Joblingia schmidtii*). Toutes ces mouches sauf le genre *Paradyschiria* possèdent des ailes avec des formes variées (Dick et Patterson, 2006 ; Dick et Miller, 2010). Ce groupe de mouches comprend 227 espèces décrites à l'échelle mondiale appartiennent à 32 genres et 5 sous-familles, les Nycteriboscinae (5 genres, 50 espèces) et les Ascodipterinae (2 genres, 17 espèces) distribuées dans l'Hémisphère Occidental. Les autres sous-familles, Nycterophiliinae (2 genres, 6 espèces), les Streblinae (4 genres, 35 espèces) et les Trichobiinae (19 genres, 114 espèces) sont présentes dans l'Hémisphère Oriental. Les deux hémisphères ne partagent aucune espèce (Dick, 2005 ; Whitaker *et al.*, 2009). Presque tous les streblidés sont des

ectoparasites, mais les femelles du genre *Ascodipteron* perdent leurs ailes et pattes après accouplement et pénètrent dans la peau des chauves-souris et deviennent effectivement des endoparasites secondaires (Dick, 2015). Ces mouches parasitent les Emballonuridae, Furipteridae, Megadermatidae, Molossidae, Mormoopidae, Natalidae, Noctilionidae, Nycteridae, Phyllostomidae, Rhinolophidae, Rhinopomatidae, Vespilionidae (Marshall, 1982) et elles sont rarement trouvées chez les Pteropodidae (Maa, 1971).

1.2.1.1.2.- Siphonaptera (Ischnopsyllidae)

Les Siphonaptères (Siphonaptera) ou puces (en grec siphon= « tube » ; a= « sans » ; pteron= « aile ») (Capinera, 2010) ou anciennement appelés Aphaniptères sont capables de transmettre divers organismes pathogènes aux humains (Hastriter et Whiting, 2009). 5% des siphonaptères sont ectoparasites des chiroptères et appartiennent à la famille des Ischnopsyllidae (Allen, 1960 ; Grimaldi et Engel, 2005) qui se divise en environ 20 genres et 236 espèces distribuées à l'échelle mondiale (Whitaker *et al.*, 2009). Selon Beaucournu et Fain (1983), trois espèces sont connues pour l'Algérie à savoir, *Ischnopsyllus octactenus*, *Nycteridopsylla longiceps*, *Rhinolophopsylla unipectinata arabs*. Les puces des chauves-souris sont rares chez leurs hôtes et extrêmement difficile à trouver et à collecter (Russel, 1913). Elles parasitent les Emballonuridae, Megadermatidae, Molossidae, Noctilionidae, Phyllostomidae, Pteropodidae, Rhinolophidae, Rhinopomatidae et Vespertilionidae (Marshall, 1982 ; Whitaker *et al.*, 2009).

1.2.1.1.3.- Hemiptera

Les Hémiptères (Hemiptera) ou punaises (en grec hemi= « demi » ; pteron= « aile ») (Capinera, 2010). Cet ordre comprend deux familles qui parasitent les chauves-souris, les Cimicidae et les Polycetenidae (Marshall, 1982 ; Capinera, 2010). 68% (13 genres, 61 espèces) des Cimicidae ou punaises de lit sont des ectoparasites hématophages des chauves-souris (Marshall, 1982) y compris les deux espèces *Cimex lectularis* et *C. hemipterus* inféodées à l'homme. Cette famille parasite les mammifères et les oiseaux (Lehane, 1991 ; Burgess et Cowan, 1993 ; Delaunay et Bérenger, 2017). Les punaises de lit sont des parasites temporaires rarement trouvées sur leurs hôtes (Hutson, 1972). Un adulte peut survivre jusqu'à un an ou plus sans repas sanguin (Weirauch et Gerry, 2009). Leur répartition est cosmopolite. Elles parasitent les Emballonuridae, Molossidae, Noctilionidae, Pteropodidae, Rhinolophidae et Vespertilionidae (Marshall, 1982). Les Polycetenidae ou punaises des chauves-souris sont des insectes rarement collectés qui sont des ectoparasites

permanents des chiroptères dans les régions tropicales et subtropicales du monde. Le nom de la famille se réfère aux nombreuses cténidies sur leur corps (**Whitaker et al., 2009**). Cette famille se divise en 5 genres et 32 espèces et parasite les Emballonuridae, Phyllostomidae, Pteropodidae, Rhinolophidae, Thyropteridae et Vespertilionidae (**Marshall, 1982**).

1.2.1.1.4.- Dermaptera (Arixeniidae)

Les Dermaptères (Dermaptera) appelés les forficules ou les perce-oreilles (en grec derma= « peau » ; pteron= « aile ») (**Triplehorn et Johnson, 2005 ; Capinera, 2010**) sont reconnus par la présence d'une paire de pinces à leur extrémité abdominales chez la plupart d'eux (**Gillott, 2005 ; Rankin et Palmer, 2009**). Les parasites de chauves-souris sont présentés par la famille des Arixeniidae qui comprend 2 genres et 5 espèces, *Arixenia* (2 espèces) et *Xeniaria* (3 espèces). Cette famille est fréquente dans les régions orientales du monde et associée au Molossidae (**Nakata et Maa, 1974 ; Marshall, 1982 ; Whitaker et al., 2009**). Ces insectes se nourrissent sur les débris de la peau ou les excréments de leurs hôtes (**Whitaker et al., 2009**).

1.2.1.2.- Classe des Arachnides

1.2.1.2.1.- Acari

Les Acari (du grec akares= « petit ») ou acariens regroupent les tiques et les mites inclus dans la classe Arachnida (**Romoser, 2004a**). Ce sont des arthropodes de petite taille (0.1 à 10 mm) à l'exception des tiques (**Fig. 5**) (**Rodhain et Perez, 1985 ; Roy et Izri, 2017**).

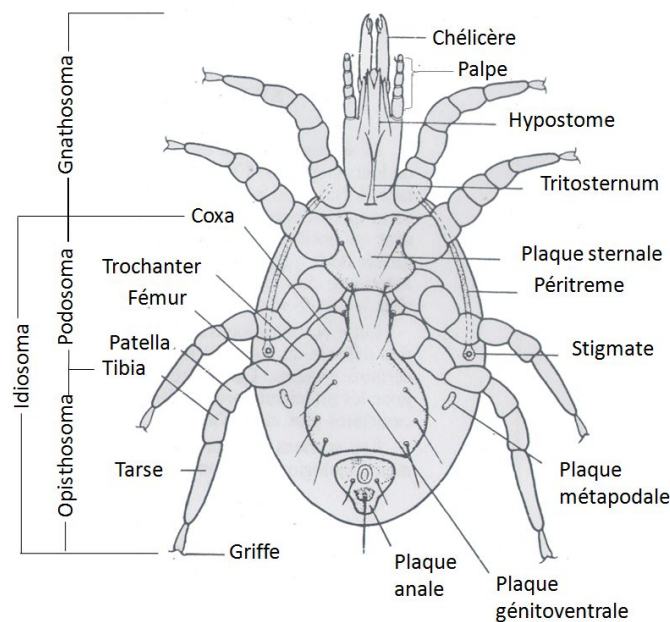


Figure 5– Morphologie générale schématique d'un acarien d'après CDC 1966 (**Rodhain et Perez, 1985**).

Plus de 48000 espèces sont décrites mais on estime que ce nombre représente seulement entre 5% et 10% de la diversité réelle (OConnor, 2009). Anciaux de Faveaux (1971a, 1971b) a cité 119 genres d'acariens qui parasitent les chiroptères qui appartiennent à 4 ordres et 24 familles, Metastigmata (Ixodida) : Ixodidae et Argasidae ; Mesostigmata (Gamasida) : Laelapidae, Spelaeorhynchidae, Spinturnicidae et Macronyssidae ; Prostigmata (Trombidiformes): Cheyletidae, Demodicidae, Myobiidae, Ereynetidae, Leeuwenhoekiiidae, Trombiculidae et Psorergatidae ; Astigmata (Sacroptiformes) : Acaridae, Glycyphagidae, Labidocarpidae, Pyroglyphidae, Sacroptidae, Anoetidae, Rosensteiniidae, Gastronyssidae, Teinocoptidae, Bakerocoptidae et Chirorhynchobiidae.

1.2.1.2.2.- Acari : Ixodida

Les tiques constituent l'ordre Ixodida ou appelé aussi Metastigmata (Romoser, 2004a). Ce sont des arthropodes hématophages obligatoires qui parasitent la quasi-totalité des vertébrés terrestres (Haert et Shaers, 1997) et le groupe le plus important d'ectoparasites de mammifères sauvages (Allan, 2001) y compris les chauves-souris qui sont parasitées par les deux familles Ixodidae et Argasidae dont *Ixodes vespertilionis*, *I. simlex* et *Argas vespertilionis* sont associées aux chiroptères (Anciaux de Faveaux, 1971a, 1971c). Les tiques sont des acariens de grande taille, jusqu'à 3 cm de long dont environ 900 espèces existent dans le monde entier (Boulanger et McCoy, 2017). Elles peuvent transmettre une grande variété d'agents infectieux que tout autre groupe d'arthropodes, parasites, bactéries, virus et même des pathogènes fongiques (Sonenshine, 2009).

1.2.2.- Les ectoparasites des chiroptères en Algérie

Bendjeddou *et al.* (2017) ont établi une liste de 22 espèces ectoparasites de chiroptères qui appartiennent à 5 ordres et 7 familles collectées sur 19 espèces de chauves-souris qui ont été capturées dans différentes régions de l'Algérie (Tab. 3). Il s'agit de la première étude effectuée sur un nombre d'espèces assez important de chiroptères.

Tableau 3 – Les ectoparasites de chauves-souris d'Algérie.

Ordre	Famille	Espèces ectoparasites	Hôtes chauves-souris	<i>Eptesicus isabellinus</i>	<i>Hypsugo savii</i>	<i>Myotis capaccinii</i>	<i>Myotis emarginatus</i>	<i>Myotis punicus</i>	<i>Pipistrellus kuhlii</i>	<i>Pipistrellus pipistrellus</i>	<i>Plecotus teneriffae gaisleri</i>	<i>Rhinolophus blasii</i>	<i>Rhinolophus clivosus</i>	<i>Rhinolophus euryale</i>	<i>Rhinolophus ferrumequinum</i>	<i>Rhinolophus hipposideros</i>	<i>Rhinolophus mehelyi</i>	<i>Tadarida aegyptiaca</i>	<i>Tadarida teniotis</i>	<i>Asellia tridens</i>	<i>Rhinopoma cystops</i>	<i>Miniopterus schreibersii</i>	
Diptera	Nycteribiidae	<i>Nycteribia schmidlii</i>											•		•						•	•	
		<i>Nycteribia latreillii</i>			•	•	•				•	•						•					
		<i>Nycteribia pedicularia</i>																					•
	Streblidae	<i>Penicillidia dufourii</i>					•						•	•								•	•
		<i>Phthiridium biarticulatum</i>			•			•				•	•	•		•							•
		<i>Brachytarsina flavipennis</i>				•		•				•	•	•		•			•				•
Siphonaptera	Ischnopsyllidae	<i>Raymondia huberi</i>										•						•				•	
		<i>Rhinolophopsylla unipectinata arabs</i>												•	•								•
		<i>Nycteridopsylla longiceps</i>		•						•													
		<i>Araeopsylla gestroi</i>																	•				
		<i>Ischnopsyllus octactenus</i>			•					•													
Heteroptera	Cimicidae	<i>Ischnopsyllus intermedius</i>		•																			
		<i>Cimex pipistrelli</i>		•	•				•	•													
		<i>Cimex lectularius</i>									•												
Mesostigmata	Spinturnicidae	<i>Cacodmus vicinus</i>		•					•	•													
		<i>Spinturnix Myoti</i>				•	•	•			•							•					
Ixodida	Argasidae	<i>Eyndhovenia euryalis</i>									•						•						
		<i>Argas transgariiepinus</i>		•	•																		
	Ixodidae	<i>Argas vespertilionis</i>									•							•				•	
		<i>Ixodes vespertilionis</i>				•	•	•															
		<i>Ixodes ricinus</i>															•		•				
		<i>Hyalomma dromedarii</i>						•															

Bendjeddou et al. (2017).

1.2.3.- Rôle pathogène des chauves-souris

Les chauves-souris sont de plus en plus reconnues comme réservoirs pour les agents pathogènes qui affectent les humains et le bétail (**Messenger et al., 2003**). Des études moléculaires ont démontré que les chauves-souris sont des hôtes réservoirs naturels pour plusieurs virus zoonotiques à haut profil récemment émergés, y compris les Coronavirus à syndrome respiratoire sévère aigu (**Ge et al., 2013**), les Filovirus de fièvre hémorragique Ebola et Marburg (**Leroy et al., 2005 ; Towner et al., 2009**), la rage et les Lyssavirus liés à la rage et beaucoup de Paramyxovirus, y compris Rubulaviruses et les virus Nipah et Hendra (**Halpin et al., 2000 ; Drexler et al., 2012**), de plus des virus, certains parasites sont connus, trouvés chez les chauves-souris et les humains, transmettent par des insectes hématophages en provoquant des maladies graves telle que la maladie de Chagas (**Mehlhorn, 2001**) et le Paludisme (**Zeledón et Rabinovich, 1981**), Ainsi que les bactéries notamment *Bartonella*, *Leptospira*, *Pasteurella* (**Allocati et al., 2016**), *Rickettsiae* et *Coxiella* (**Leulmi et al. 2016**).

1.2.3.1.- Maladies à transmission directe

La transmission des agents pathogènes des chauves-souris aux humains ou à d'autres animaux se produit par contact direct avec les animaux infectés, leur sang et leurs tissus (**Melaun et al., 2014**) en provoquant des maladies graves telles que la rage et les lyssavirus liés à la rage (**Beranova et Zandulkova, 2016**), fièvre hémorragique Ebola et Marburg, virus Nipah et Hendra (**Rodhain, 2015b**) ainsi que la pasteurellose (**Gautier-Lerestif et al., 2003**).

1.2.3.2.- Maladies à transmission vectorielle ou indirecte

Les différentes maladies causées par les agents pathogènes « virus, bactéries, parasites » transmettent par les vecteurs, ainsi que les maladies vectorielles d'origine bactériennes sont abordées dans cette partie.

1.2.3.2.1.- Rickettsiose

Rickettsiose est causée par des bactéries intracellulaires obligatoires appartenant au genre *Rickettsia*. Cette zoonose est parmi les plus anciennes maladies (**Parola et al., 2013**) transmises par la morsure ou l'inoculation de fluides infectieux ou d'excréments des ectoparasites tels que les puces, les poux, les acariens et les tiques (**Thomas, 2016**), en

provoquant l'apparition brutale de fièvre, de céphalées et d'une éruption cutanée, survenant deux à quatorze jours après une piqûre par un arthropode infecté (Boillat et Greub, 2007).

1.2.3.2.1.1.- Caractéristiques de la bactérie

Le genre *Rickettsia* est composé d'un ensemble de petites bactéries à Gram négatif, infectant seulement les cellules eucaryotes non cultivables sur les milieux inertes (Boulangier et McCoy, 2017). Ce pathogène se répartie en deux groupes :

*. **Le groupe de la fièvre boutonneuse** : Comporte des agents de fièvre éruptive transmise par les tiques à travers le monde et notamment en zone tropical.

*. **Le groupe typhus** : Comporte *R. prowazekii*, agent de typhus épidémique transmis par les poux de l'homme, et *R. typhi* agent de typhus murin transmis par les puces de rat (Pichard, 2002).

1.2.3.2.1.2.- Transmission

La transmission des rickettsies est assurée par un vecteur « puces, poux, acariens et tiques » elles peuvent être déféquées par ceux-ci au moment de la prise d'un repas sanguin ; l'irritation qui suit ce repas sanguin entraîne des lésions de grattage et la pénétration sanguine des rickettsies (Joly, 2003).

1.2.3.2.1.3.- Distribution géographique

En Afrique du Nord, 8 espèces de *Rickettsia* ont été détectés à partir des tiques ou des cas humains, y compris *R. conorii* sous-espèce *conorii*, *R. conorii* sous-espèce israélienne, *R. aeschlimannii*, *R. sibirica mongolitimonae*, *R. massiliae*, *R. slovaca*, *R. raoultii* et *R. monacensis* (Fig. 6).

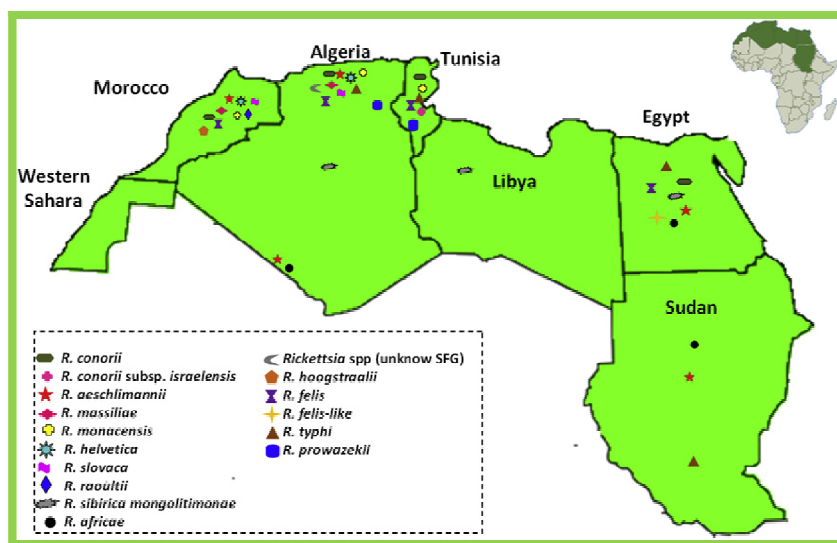


Figure 6- Répartition géographique du groupe de la fièvre boutonneuse et du groupe typhus Rickettsiae (isolé chez les vecteurs et / ou chez l'homme) en Afrique du Nord (Kernif et al., 2012).

1.2.3.2.2.- Bartonellose

La bartonellose ou maladie de carrion est une affection due à une bactérie *Bartonella bacilliformis*. Elle s'exprime sous deux formes cliniques déférentes ; La forme aiguë est appelée fièvre d'Oroya. Il s'agit d'une anémie hémolytique, fébrile, grave voire mortelle en absence de traitement (dans 88% des cas). La forme chronique est appelée verruga péruvienne. Il s'agit d'une éruption cutanée verruqueuse, bénigne (**Depaquet et Léger, 2017**).

1.2.3.2.2.1.- Caractéristiques de la bactérie

Il s'agit d'un petit coccobacille à Gram négatif, de 1 à 2 μm de long et de 0,2 à 0,5 μm de diamètre, mobile par une touffe de flagelles polaires, polymorphe et intracellulaire qui se colore en rouge-violacé sur des frottis sanguins colorés par la méthode de Giemsa. Sa culture s'obtient de façon habituelle à partir du sang de patients atteints de fièvre d'Oroya et, plus rarement, à partir des lésions cutanées vasculaires des patients atteints de verruga peruana (**Schultz, 1968 ; Cuadra, 1981 ; Poma et Daniel, 1988**).

1.2.3.2.2.2.- Transmission

Au sein d'un réservoir, la transmission des Bartonelles est assurée par différents mécanismes. Les arthropodes hématophages constituent les vecteurs majeurs des Bartonelles chez les réservoirs. Ils contribuent à exporter les bactéries du flux sanguin, assurer leur multiplication et à inoculer les bactéries au cours de la morsure d'un hôte. La relative spécificité des ectoparasites pour leur hôte vertébré, participe sans doute à la spécificité des *Bartonella* pour leur hôte mammifère.

1.2.3.2.2.3.- Distribution géographique

Bartonella a été rencontrée sur tous les continents sauf l'Antarctique (**Fig. 7**) (**Handeland et al., 2012**).

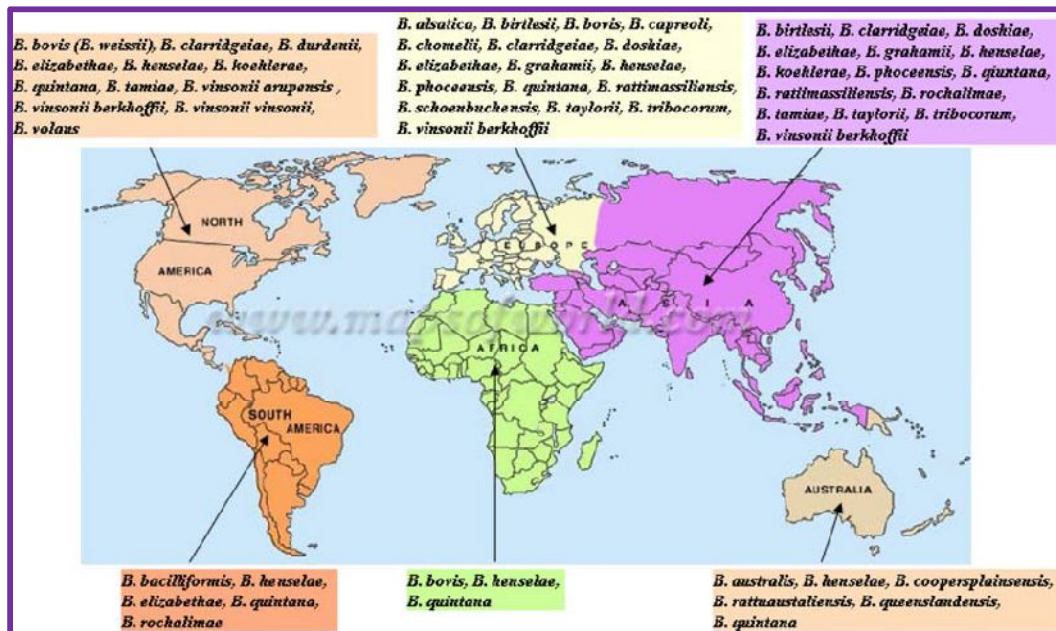


Figure 7- Distribution mondiale des espèces de *Bartonella* d'après Saisongkorh *et al.* (2009).

1.2.3.2.3.- Coxiellose ou Fièvre Q

La Coxiellose est une maladie infectieuse causée par la bactérie *Coxiella burnetii* qui provoque des inflammations aux poumons et au cœur. Cette infection peut se transmettre à l'homme. Elle déclenche alors des symptômes proches à la grippe, mais on peut la traiter par antibiotique. La maladie peut être mortelle mais ce risque se limite aux personnes déjà fragilisées par d'autres infections (Kowalski, 2010).

1.2.3.2.3.1.- Caractéristiques de la bactérie

Coxiella burnetii est une petite bactérie intracellulaire (0,2 à 2 μm), pléomorphe, dont la paroi est semblable à celle des bactéries Gram négatives (Fournier *et al.*, 1998). Elle se multiplie exclusivement à l'intérieur d'une cellule. Les principales cellules cibles sont les macrophages (lymphes et ganglions lymphatiques, rate, foie, poumons...), les monocytes circulant du sang (Baca et Paretsky, 1983) et les trophoblastes (Ben Amara *et al.*, 2010).

1.2.3.2.3.2.- Transmission

L'infection dans la nature est maintenue et transmise par les tiques comme principal vecteur et réservoir. La transmission aux animaux et aux humains est facilitée par la capacité de *C. burnetii* de survivre pendant de longues périodes dans un état de spores sur des objets contaminés par les selles de tiques infectés, dans l'eau et dans le sol (McCaul et Williams, 1981).

1.2.3.2.3.3.- Distribution géographique

La coxiellose est une maladie zoonotique trouvée dans le monde entier, à l'exception de la Nouvelle-Zélande (**Hilbink *et al.*, 1993; Kaplan et Bertagna, 1955**).

1.2.3.2.4.- Borréliose ou maladie de Lyme

C'est une infection transmise par les tiques provoquée par la bactérie *Borrelia* avec non seulement des manifestations cutanées mais aussi des manifestations systémiques, connue comme aussi maladie de lyme (**Kempf, 2010**).

1.2.3.2.4.1.- Caractéristiques de la bactérie

Les bactéries du genre *Borrelia* sont caractérisées par leur morphologie hélicoïdale, possédant des spires moins nombreuses et d'amplitude plus grande (**Barbour, 1999 ; Chatel *et al.*, 1999**).

1.2.3.2.4.2.- Transmission

B. burgdorferi pénètre dans la peau à l'occasion d'une morsure d'une tique. Une papule apparaît au niveau du point de morsure. Ensuite, dans une période variée de quelques jours à sept semaines, se produit une lésion cutanée appelée l'érythème migrant (EM) au niveau du point de morsure. Par la suite, l'agent bactérien pénétré alors dans le réseau vascularisé et est disséminé par voie hématogène, ce qui provoque des lésions cutanées secondaires type EM en différents sites (**Denis, 2002**).

1.2.3.2.4.3.- Distribution géographique

Cette maladie est cosmopolite répandue dans la plupart des pays d'Europe dont la France, où elle sévit entre le mois de mai et d'octobre. Elle concerne également les adultes de tout âge et les enfants (**Delarras, 2014**).

1.2.3.2.5.- Maladies virales et parasitaires

Les chauves-souris sont reconnues comme un réservoir naturel d'une grande variété de virus zoonotiques, qui peuvent infecter les humains et d'autres animaux domestiques ou sauvages (**Li *et al.*, 2010**). Plus de 200 virus de différents groupes ont été isolés ou détectés chez les chauves-souris (**Allocati *et al.*, 2016**).

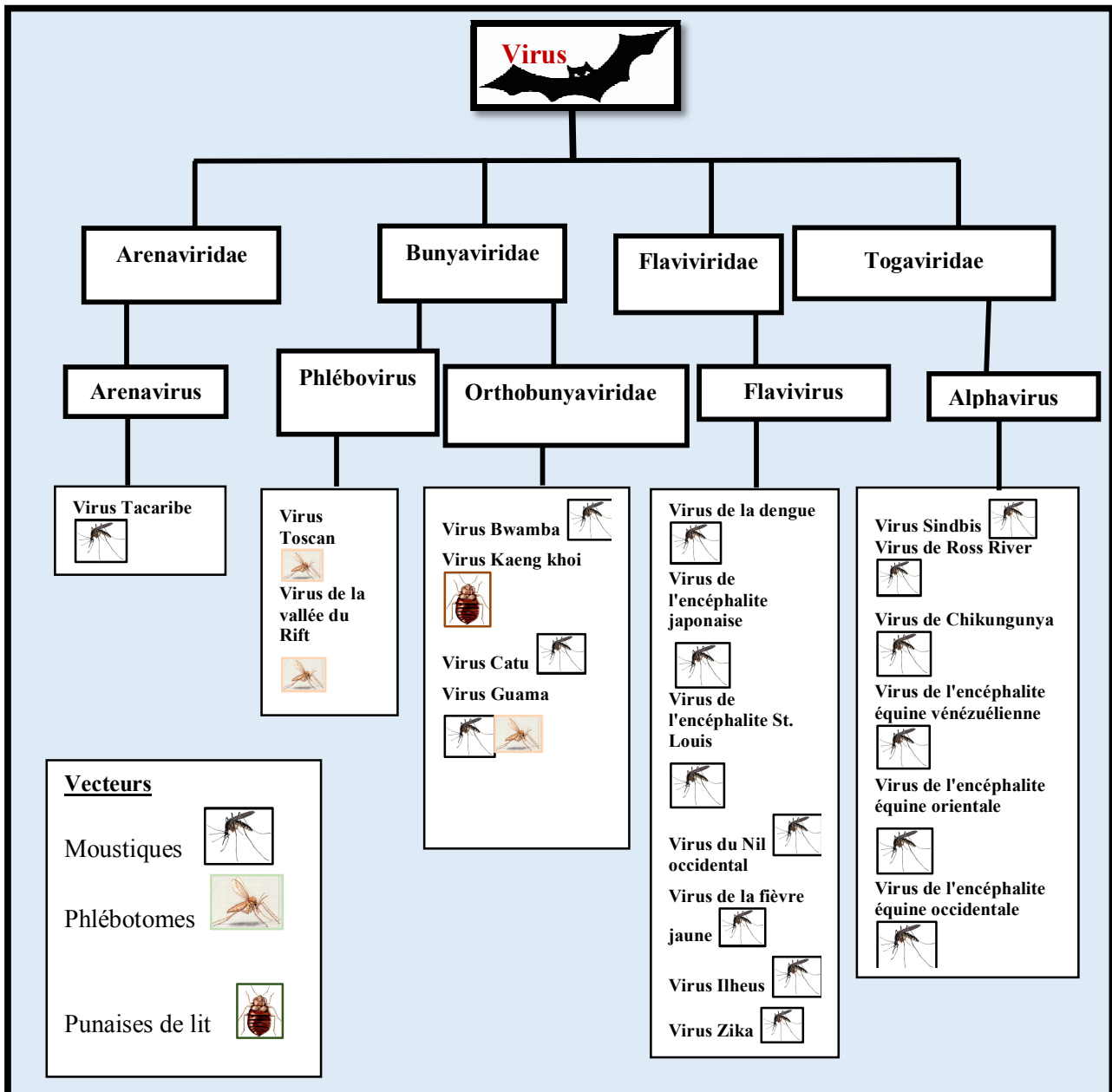


Figure 8 -Un aperçu des pathogènes trouvés chez les chauves-souris et les humains avec leurs familles, leurs genres et leurs vecteurs (Melaum *et al.*, 2014).

En plus des virus, certains parasites sont connus, trouvés chez les chauves-souris et les humains, et peuvent être transmis par des insectes hématophages.

- **La maladie de Chagas** est une infection par le flagellé *Trypanosoma cruzi* (Zeledón et Rabinovich, 1981). La maladie se produit en Amérique centrale et de l'Amérique du Sud transmise par le contenu intestinale des Triatominae, pendant le repas du sang, les fèces infectées sont libérées et après la morsure rayée par la victime dans la plaie de démangeaison (Mehlhorn, 2001).

• **Le paludisme** est une maladie infectieuse causée par un parasite du genre *Plasmodium* transmise par les moustiques du genre *Anophèles*. Cette maladie provoque de la fièvre, des maux de tête et des décès dans des cas graves (**Mehlhorn, 2001**). Dans le monde, 3,3 milliards de personnes vivent dans des zones à risque (Afrique, région de l'Asie du Sud-Est et Méditerranée orientale) de la transmission du paludisme et chaque année au moins un million de personnes meurent après l'infection (**Snow et al., 2005**).

1.2.3.3.- Maladies transmises par les urines et les fèces

Les chauves-souris sont répandues dans les zones urbaines et ils sont en contact étroit avec les animaux domestiques et les humains en contaminant les maisons avec du guano et de l'urine (**Hayman et al., 2013**).

1.2.3.3.1.- Histoplasmose

L'histoplasmose est une maladie fongique des poumons qui peut causer des symptômes semblables à ceux de la grippe chez l'homme. Les personnes sont infectées lorsqu'elles sont exposées aux spores fongiques trouvées dans les excréments des chauves-souris, habituellement en visitant des grottes (**Fenton et Simmons, 2014**).

1.2.3.3.2.- Leptospirose

La leptospirose est une maladie de santé publique et d'importance vétérinaire qui se rencontre partout dans le monde. La leptospirose peut être une maladie légère ou une maladie grave entraînant une jaunisse et une insuffisance rénale (**Birtles, 2012**).

1.2.3.3.3.- Salmonellose

La salmonellose est une zoonose importante dans l'UE; les infections chez l'homme sont principalement causées par des aliments contaminés par *Salmonella* spp. Cette zoonose chez les animaux sauvages peut constituer une menace pour la santé des humains et des animaux domestiques (**Gaffuri et Holmes, 2012**).

Chapitre II

Matériels

Et

Méthodes



2.1.- Objectif de l'étude

Ce travail consiste à une contribution à l'étude des ectoparasites des chiroptères dans le secteur d'El Hamdania (Parc National de Chréa). La partie expérimentale a été menée sur 04 mois, entre Avril et Juillet 2017 à raison d'une sortie par mois. Cette étude a pour but d'effectuer un inventaire sur les arthropodes ectoparasites des chauves-souris, ainsi de rechercher d'éventuels agents pathogènes transmis par ces arthropodes vecteurs.

2.2.- Zone d'étude

2.2.1.- Localisation géographique et administrative

Le Parc National de Chréa est situé à 50 km au sud-ouest d'Alger (**Fig. 9**). Il s'étend en écharpe sur 26 587 ha le long des parties centrales de la chaîne de l'Atlas Tellien, comprises entre les latitudes ($36^{\circ}19'/36^{\circ}30'$ N, et les longitudes $2^{\circ}38'/3^{\circ}02'$ E) (**Bnef, 1984**). La plaine de la Mitidja constitue sa limite Nord et l'Oued Mellah sa limite Sud (**Anonyme, 2000**). Le Parc chevauche les wilayas de Blida, de Médéa et d'Ain Defla, avec respectivement 67,1%, 32,6% et 0,30% de la superficie totale de son territoire (**PNA, 2006**). C'est une région montagneuse de plissement alpin, dont l'aspect structural est très accidenté. Sa ligne de crêtes oscille entre 1400 et 1600 m d'altitude, sur une longueur approximative de 8 km, et culmine à 1629 m au massif de Chréa et à 1603 m à celui de Mouzaia, séparés par les gorges profondes de l'Oued Chiffa, dont le lit se situe entre 450 et 181 m d'altitude (**Meddour, 2002**).

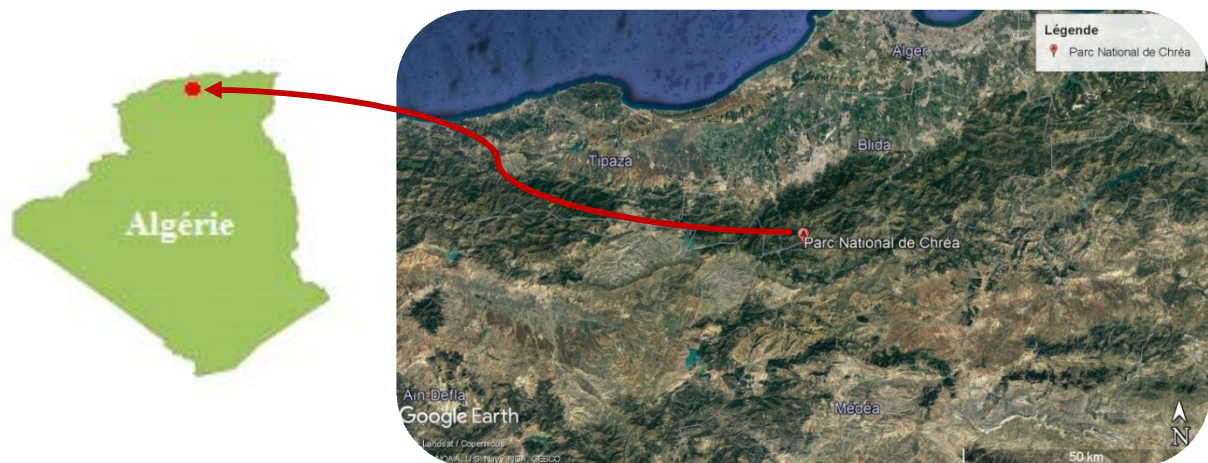


Figure 9– Localisation géographique du Parc National de Chréa (**Google Earth**).

Notre station d'étude choisie est les Gorges de la Chiffa, située dans la zone occidentale du Parc national de Chréa, au secteur d'El Hamdania, suivant parallèlement le cours de l'Oued Chiffa (**Fig. 10**). Elle est traversée du Nord au Sud par la route nationale n°1 reliant en un trafic très dense, la frange centro-tellienne du pays à sa partie méridionale. Les Gorges de la

Chiffa est un endroit touristique fréquenté par une population citadine recherchant sur les lieux les plaisirs de l'eau et surtout la découverte du singe magot et l'observation de ses mœurs (PNA, 2006).



Figure 10– Vue de la station Gorges de la Chiffa (**Originale**).

Dans le présent travail, les chauves-souris ont été capturées dans les tunnels de chemin de fer de la station d'étude (**Fig. 11**). La ligne ferrée relie la ville de Blida à celle de Djelfa. Elle a été construite par les français au début de la période coloniale. Cette ligne a été ouverte en 1891 et actuellement désaffectée depuis 1990 (**Anonyme, 2000**).



Figure 11 – L'entrée du tunnel de la station d'étude (**Originale**).

2.2.2.- Historique et création

Le Parc a été créé par arrêté gouvernemental du 03 septembre 1925. Il couvrit alors une superficie de 1351 ha renfermant les forêts sectionnales de Sidi-El-Kebir et celle de Ghellaie appartenant toutes les deux à la commune de Blida, et aussi la forêt sectionnale de Terga appartenant à la commune de Berrouaghia. Puis, En 1983, par application du décret exclusif n° 83-461 du 23.07.1983 portant statut-type des Parcs Nationaux en Algérie. Il a été de nouveau créé dans une surface étendue de 26587 ha (**PNA, 2006**). Le Parc National de Chréa, établissement public à caractère administratif, son rôle est la protection et la promotion des ressources naturelles (**Anonyme, 2000**). Il a été classé dans le réseau des réserves de Biosphère par le programme MAB de l'UNESCO en 2002 (**PNA, 2006**).

2.2.3.- Données climatiques

Le PNC est situé au carrefour de deux ambiances climatiques, l'une caractérisée par les influences xériques provenant du continent et l'autre par les influences maritimes venant du nord du pays, le parc national de Chréa est compris entre les isothermes 8° et 11° C. de températures moyennes annuelles. Les sommets étant plus froids et les piémonts plus chauds. Les températures les plus basses sont enregistrées à Chréa avec 3°C, alors que les températures maximales varient entre 26,3° et 33,6° C. Du point de vue des précipitations, il est compris entre les isohyètes 700-1400 mm/an. Celles-ci sont plus importantes dans les stations situées sur le versant nord-ouest. Trois étages bioclimatiques y sont relevés : thermo-méditerranéen à bioclimats humides doux (200 et 600 m) méso-méditerranéen à bioclimats humides tempérés et humides frais couvrant toutes les zones entre 600 et 1000 m d'altitude et un étage supra-méditerranéen à bioclimats per-humides frais couvrant les zones supérieures à 1000 m d'altitude (**PNA, 2006**).

La climatologie de notre région d'étude correspond à celle de la région de Médéa, car elle réunit des conditions climatiques assez proches de celles de notre site d'étude (**Tab. 4**).

Tableau 4– Températures et précipitations de la région de Médéa 2016-2017.

Mois	VIII	IX	X	XI	XII	I	II	III	IV	V	VI	VII
Température maximale (°C)	37.0	34.0	29.3	23.5	14.3	10.8	18.5	23.0	24.8	33.5	36.8	40.1
Température minimale (°C)	13.5	10.8	8.3	2.5	2.3	-3.1	-0.7	0.6	4.3	8.6	11.8	12.7
Température moyenne (°C)	25.7	21.7	19.0	10.8	8.3	4.3	9.1	11.8	13.8	20.6	25.1	28.2
Précipitation (mm)	/	9.0	7.0	60.0	173.0	450.0	19.0	27.0	9.0	2.0	15.0	1.0

(Anonyme, 2017).

2.2.4.- Composition floristique et faunistique

Une distribution végétative très diversifiée répartie dans l'espace du Parc selon une zonation altitudinale. Aussi, cette végétation est à la base de la répartition d'une diversité animale (**Anonyme, 2000**). Le patrimoine naturel du PNC se compose de 1210 espèces vivantes dont 816 végétales et 394 animales réparties à travers des habitats écologiques (**PNA, 2006**).

2.2.4.1.- La flore

Au parc national de Chréa sont recensés divers écosystèmes naturels montagneux ; maquis, matorrals, pelouses, lacustre, forêts, et différentes ripisylves. À leur niveau s'exerce une multitude de processus écologiques. Ces habitats naturels jouent un rôle prépondérant dans la vie de nombreuses espèces biologiques par le nourrissage, le refuge et la reproduction (**Anonyme, 2010**). L'analyse floristique du tapis végétal, ayant permis de mettre en évidence les différents groupes végétaux en fonction des situations écologiques particulières et anthropiques, révèle une flore très diversifiée à travers ses étages bioclimatiques allant de l'humide au nord vers le semi-aride au sud (**Anonyme, 2005**).

Les derniers inventaires ont permis de recenser environ 1153 taxons de rang d'espèces et sous-espèces. Ce qui représente 34,52% de la richesse floristique nationale. Ils se répartissent dans les différentes formations végétales qui sont les habitats vitaux nécessaires à leur substance (**Anonyme, 2010**). Les formations forestières du parc national de Chréa sont à base cèdre de l'Atlas (1200 ha). L'habitat à cèdre abrite 237 espèces végétales dont 46 sont spécifiques et 08 protégées. L'habitat à Chêne vert est riche de 397 espèces végétales dont 103 spécifiques et 05 protégées. Il regroupe près de 50 % de la flore recensée au Parc. L'habitat du chêne-liège, quant à lui, présente 183 espèces végétales dont 12 sont spécifiques. Il représente 23 % de la flore du parc national. La pinède abrite 135 espèces végétales dont 25 sont spécifiques et 02 protégées. Les ripisylves contiennent 133 espèces végétales dont 08 sont spécifiques et 02 protégées. Notons par ailleurs que 25 espèces d'orchidées sont inventoriées parmi lesquelles 04 sont protégées, et la flore mycologique est composée de 26 espèces dont 16 sont comestibles (**PNA, 2006**). La flore du PNC est également caractérisée par sa valeur patrimoniale représentée, entre autres, par son taux d'endémisme. À cet effet, une cinquantaine d'espèces, d'après **Quézel et Santa (1963)** est concernée, celle-ci peut être endémique à la méditerranée, au nord-africain, au Maghreb, à l'Algérie ou encore à l'Atlas Blidéen (**Anonyme, 2010**).

2.2.4.2.- La faune

D'un autre côté, l'inventaire de la faune réalisé est aussi considérable que diversifié. Il représente une part importante par rapport à l'inventaire algérien voire 23,64% où les mammifères représentent plus de 28%, les oiseaux dépassent les 30%, les amphibiens plus de 90% et les arthropodes 25% (**Anonyme, 2010**).

Mammifères : sont évalués à 25 espèces dont le singe magot qui est une espèce endémique au Maghreb est protégé par le décret n° 83-509 du 20 Aout 1983 relatif aux espèces animales non domestiques protégées (**Meftah, 1985 ; Mazari, 1995 ; Anonyme, 2000**). L'importance des mammifères est également démontrée par la catégorie trophique des espèces inventoriées: Insectivores (27,3%), Carnivores (33,4%), Omnivores (17,3%), Herbivores (9,1%) et Piscivores (3%) (**Anonyme, 2010**).

Oiseaux : 123 espèces recensées appartiennent à 35 familles différentes où les rapaces sont bien représentés aux Gorge de la Chiffa. Cette richesse se compose des Insectivores (54%), Polyphages (19%), Carnivores (18%), Granivores (17%), Charognards (2%) et Omnivores (1%) (**Meftah, 1985 ; Mazari, 1995 ; Bazi, 1988**).

Arthropodes : un effectif de 490 espèces qui se répartissent entre 22 ordres et 87 familles, associés à divers écosystèmes forestiers qui sont la cédraie, la pinède, les chênaies et la châtaigneraie, ont été inventoriés. Elles sont défoliatrices, opiophages, xylophages, mycophages, algophages, détriticoles, prédateurs et parasites, certaines espèces sont inféodées à une seule essence forestière et d'autres à plusieurs espèces végétales (**Anonyme, 2000, 2005 ; Khoumeri, 2006 ; Bellatreche, 2008 ; Mecerlem, 2009**).

Reptiles : sont représentés par 13 espèces, les amphibiens 11 espèces, les mollusques 11 espèces, les poissons 5 espèces et les annélides 1 seule espèce (**PNC, 2014**).

2.3.- Matériel et Méthodes

2.3.1.- Matériel

Le matériel non biologique utilisé au cours de cette étude est représenté sous forme d'appareillage, réactifs et de petits matériels qui sont mentionnés en **Annexe I**

Pour ce qui du matériel biologique utilisé dans le présent travail, il est représenté par :

- Modèle hôte " les chauves-souris ".
- Les ectoparasites collectés sur l'animal hôte " insectes et acariens ".

2.3.2.- Méthodes

2.3.2.1.- Capture des chauves –souris

La capture des chauves-souris a été réalisée dans le tunnel d'un chemin de fer de Chiffa. Les chauves-souris sont capturées à l'aide d'une épuisette (ou filet à main). Cette technique a été utilisée à l'intérieur du gîte en plaçant l'épuisette à poche profonde autour des hôtes (**Fig. 12**).

Remarque : Les chauves-souris sont protégées par plusieurs conventions, directives ou accords internationaux et des législations nationaux (**Mitchell-Jones et Robertson, 2004**). Dans notre pays ces mammifères sauvages sont protégés par décret présidentiel datant de Mai 2012 (**Journal officiel, 2012**).

Il faut rappeler que la capture des chauves-souris a été menée sous l'autorisation de la direction du PNC.



Figure 12– Capture des chauves-souris par l'utilisation du filet à main.
À gauche (**Finnemore et Richardson, 2004**) ; à droite (**originale**).

2.3.2.2.- Collecte des ectoparasites

La collecte des ectoparasites a été effectuée à l'aide d'une brosse et une pince en utilisant une loupe tout en soufflant sur la forure du spécimen (**Fig.13**). Les parasites échantillonnés sont conservés dans des tubes contenant de l'alcool à 70°. Chaque tube doit porter une étiquette sur laquelle sont mentionnés : la date de la collecte, le lieu et l'hôte. Ils sont par la suite, transférés au laboratoire pour une éventuelle identification (**Hutson, 1972**).



Figure13– Collecte des ectoparasites sur l'animal hôte (**Originale**).

2.3.2.3.- Identification des spécimens

2.3.2.3.1.- Identification des chauves-souris

Une fois les chauves-souris capturées, il est recommandé de limiter la manipulation autant que possible pour réduire la période de stress et éviter le risque de les endommager (**Dietz et von Helversen, 2004**). Les espèces sont déterminées, déparasitées, puis relâchées le même jour.

Selon la clé d'identification de **Dietz et von Helversen (2004)**, l'identification des chauves-souris est basée sur des caractères externes. Les familles sont déterminées en examinant la forme de la queue, la forme du nez et la forme et la taille des oreilles. La détermination des espèces nécessite la prise des mensurations suivantes en utilisant des pieds à coulisse et des réglets métalliques (**Fig. 14**) :

➤ **Longueur de l'avant-bras** : L'animal est tenu dans la paume et l'Avant Bras (Av-B) est fixé replié avec le pouce et l'extrémité de l'index. La longueur maximum de l'Av-B est prise entre le coude et le poignet à l'aide du pied à coulisse.

➤ **Longueurs du troisième (D3) et cinquième doigt (D5)** : L'animal est coincé avec une surface plate, face ventrale en haut et l'aile ouverte. Le bout extérieur du pied à coulisse est mieux tenu à l'intérieur du poignet et la longueur est prise jusqu'à l'extrémité du doigt.

➤ **Envergure (Env)** : L'envergure est prise en mesurant le corps étalé, de l'extrême droite du corps vers l'extrême gauche à l'aide d'une règle à métal.

➤ **La masse corporelle (MC)** : La masse corporelle est un bon indicateur pour l'identification de quelques espèces quand elle est prise au même moment de la journée.

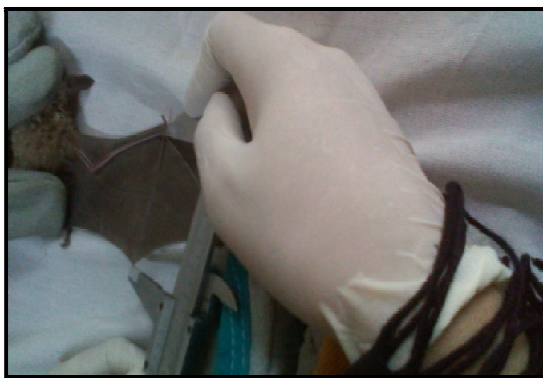
Remarque : Seulement les mensurations principales ont été prises en considération dans cette étude en plus de l'envergure et la masse corporelle afin d'éviter de manipuler les chauves-souris trop longtemps.



Mesure de l'Av-B



Mesure de D3



Mesure de D5



Mesure de l'Env

Figure 14– Les mensurations prises pour l'identification des chauves-souris (**Originale**).

2.3.2.3.2.- Identification des ectoparasites

L'identification morphologique des spécimens a été réalisée au niveau du laboratoire d'Eco-Epidémiologie Parasitaire et Génétique des Populations à l'Institut Pasteur d'Algérie et une autre partie de la collection des parasites a été traitée au niveau du laboratoire d'Ecologie des systèmes terrestres et aquatiques (EcoSTAq) de l'université Badji Mokhtar – Annaba en utilisant des clés dichotomiques connues.

a.- Identification des siphonaptères et réalisation de lames de références

Une fois capturées l'identification du genre et de l'espèce est réalisée sous microscope optique (G. X40, X100) selon la clé d'identification de **Hopkins et Rothschild (1956)** en se basant sur les critères suivant :

- ♦ Forme de la tête.
- ♦ Présence et position des Cténidies génales et pronatales.
- ♦ Forme de spermathèque.
- ♦ Soies oculaires.
- ♦ Soies frontales.
- ♦ Mésothorax scindé en deux ou en une seule pièce.

L'identification est rendue plus facile grâce à la technique d'éclaircissement (**Fig. 15**) en suivant le protocole de **Lumaret (1962)** qui permet la réalisation des lames de références en appliquant les étapes suivantes :

- ✓ Laver la puce avec de l'eau distillée.
- ✓ La plonger dans un bain de KOH 20% pendant 30 min.
- ✓ Laver à l'eau distillée pendant 30 min.
- ✓ Transmettre la puce dans une solution d'Acide acétique (CH_3COOH) à 5% pendant 30 min.
- ✓ Laver avec de l'eau distillée, renouvelée après 30 min pendant 1h.

Le montage à la lame a été fait au baume de Canada avec le même protocole par les étapes suivantes :

- ✓ Mettre la puce dans un bain d'alcool 90° pendant 30 min ou plus.
- ✓ Déshydratation dans un bain d'alcool éthylique absolu ou méthylique pendant 12h à 24h.
- ✓ Transmettre la puce dans l'essence de girofle pendant 1 jour ou plus.
- ✓ Passage dans le xylol pendant 30 min.
- ✓ Montage dans une goutte de baume du Canada entre lame et lamelle.
- ✓ La préparation sera placée à l'étuve 60° ou 80°C pendant 30 min puis à T° ambiante.

Remarque : Pour la position de la puce, la tête doit être tournée vers la droite et les pattes vers le haut de la lame

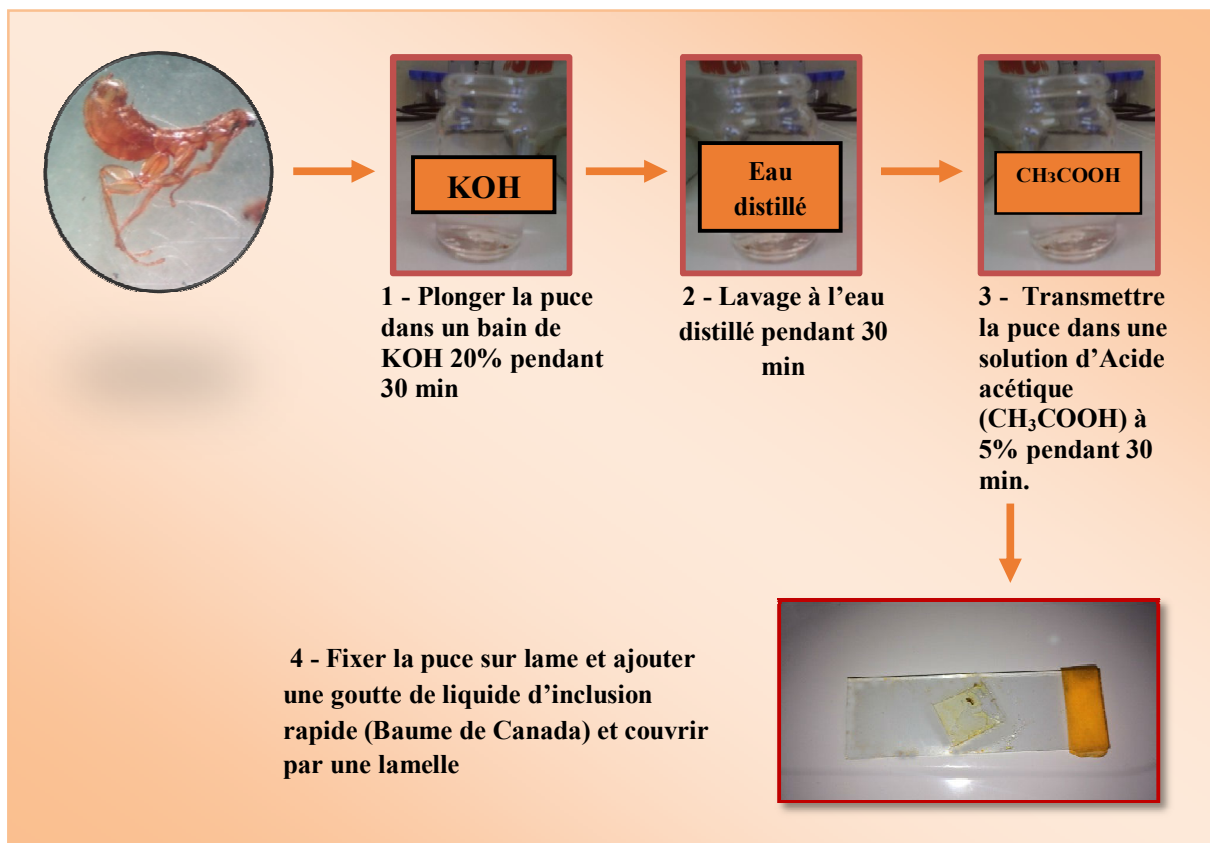


Figure 15 – Eclaircissement et montage de lame de référence pour les puces (Originale).

b.- Les acariens

Les acariens ont été identifiés sous microscope (Gx 100) selon les clés d'identification de **Rudnick (1960)** et **Uchikawa et Dusbábek (1978)**. La distinction des ordres repose sur l'emplacement des stigmates. L'affiliation à l'espèce est réalisée en suivant deux approches : selon que l'espèce soit parasitiforme ou acariforme en se basant sur les critères morphologiques suivants :

♦ Espèces parasitiformes

- Morphologie générale.
- Chaétotaxie des phanères sur la plaque anale.
- Forme de la plaque anale et sternale.
- Distance entre la plaque anale et génitale.
- Chaétotaxie des phanères sur les podomères et l'opisthosome.
- Longueur et forme des chélicères.
- Tritosternum (simple, bifide ou denté).
- Forme des phanères.

◆ Espèces acarifomes

- Morphologie générale.
- Chaétotaxie des phanères sur la plaque anale et génitale.
- Forme de la plaque anale.
- Distance entre la plaque anale et génitale.
- Chaétotaxie des phanères sur les podomères et le notogaster.
- Forme du sensillus (simple, en peigne ou en massue).
- Nombre de griffes en bout de tarse.
- Microsculpture du tégument.
- Forme des ptéromorphes (si présents).
- Absence ou présence d'aires poreuses.
- Description des épimères et des papilles génitales.

c.- Les tiques

Les tiques ont été identifiées sous loupe binoculaire (Gr. X40) en se basant sur des clés dichotomiques de (**Moulinier, 2003**) et de (**Walker et al., 2003**).

❖ **L'identification du sexe** est basée sur la taille et le scutum de la face dorsale.

❖ **L'identification du genre** est basée sur l'observation de certains caractères morphologiques sur le corps de la tique (**Fig.16**):

- *. Forme et longueur du rostre.
- *. Présence ou absence des yeux.
- *. Présence, forme et position du sillon anal, festons et coxa I.
- *. Aspect externe du port génital femelle.
- *. Les plaques ventrales pour les mâles.

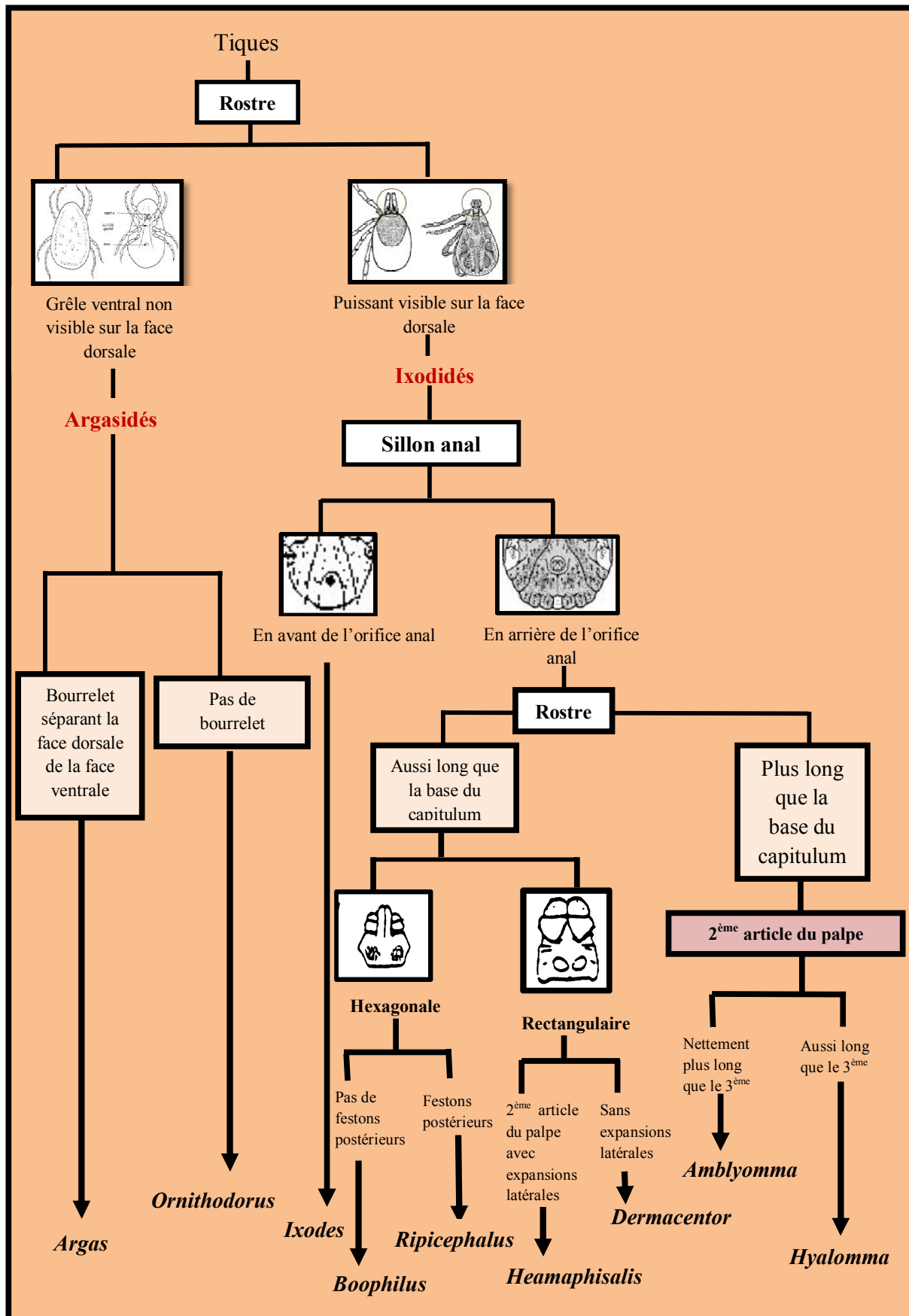


Figure 16– Identification du genre pour les tiques (Moulinier, 2003).

❖ **L'identification des espèces** est basée sur certains détails morphologiques plus poussés à savoir :

- *. La coloration des pattes et la présence de marbrures.
- *. Ponctuations du scutum.
- *. La forme des stigmates et des yeux.
- *. Forme du gonopore de la femelle et les plaques adanales pour le mâle.
- *. Les caractères des sillons.
- *. La forme des festons.

d.- Les Diptères

L'identification des diptères a été réalisée sous loupe binoculaire à l'aide des clés de **Theodor (1967)**. La distinction entre les deux familles Nycteribiidae et Streblidae est facile. Les Streblidae possèdent des ailes alors que les Nycteribiidae en sont dépourvues.

✓ **L'identification des adultes Nycteribiidae**, repose principalement sur la morphologie du mesonotum, des jambes et de l'abdomen.

✓ **Pour les Streblidae, l'identification des adultes** est basée sur la présence ou l'absence d'un ctenidium le long de la marge postéroventrale de la tête, les caractéristiques brutes des ailes, la chaétotaxie des jambes, les détails du thorax, en particulier les sutures mésonotales et transversales, et les structures reproductrices masculines.

2.3.2.4.- Détection moléculaire des agents pathogènes

L'analyse moléculaire d'agents pathogènes a été réalisée au niveau du laboratoire d'Eco-Epidémiologie Parasitaire et Génétique des Populations à l'Institut Pasteur d'Algérie.

2.3.2.4.1.- Extraction d'ADN

➤ Principe

La technique consiste à désorganiser les membranes cellulaires en émulsionnant leurs lipoprotéines à l'aide d'un détergent, ensuite faire précipiter l'ADN et enrouler les filaments (**De Vroey, 2002**). L'extraction d'ADN est réalisée à l'aide d'un Kit spécial QIA amp (kit QIAGEN®, Hilden, Germany) selon le protocole ci-dessous (**Fig. 17**):

✚ La lyse

- ✚ -. Rincer à l'eau distillée stérile le matériel biologique à extraire son ADN afin d'éliminer toute trace d'alcool.

- Couper les échantillons en petit morceaux et les introduire dans des tubes Eppendorfs préalablement numérotés et codés.
- Ajouter 200µl d'ATL (Broyage chimique), puis à l'aide des tiges broyer les échantillons mécaniquement.
- Ajouter 20µl de la **protéinase K**, puis agiter rapidement à l'aide du vortex.
- Incuber les échantillons dans un bain à sec à 56° C pendant 2 heures, ou à 37°C pendant une nuit.
- Faire une centrifugation rapide à 8000 tr/min pendant 4 secondes.
- Ajouter 200µl d'AL, puis agiter 15 secondes au vortex.
- Mettre les échantillons au bain sec à 70° C pendant 10 minutes, et centrifuger rapidement.
- Ajouter 200µl d'**éthanol**, et agiter pendant 15 secondes.
- Verser le mix dans les tubes collecteurs à filtre.
- Centrifuger les tubes pendant 1 minute à 8.000 tr/min.

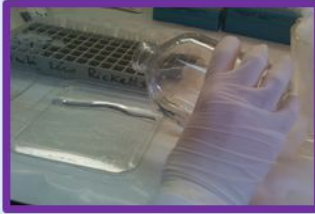
Purification

- Jeter l'éluât et placer le filtre dans un nouveau tube collecteur.
- Faire un premier lavage avec 500µl d'AW1.
- Centrifuger 1 minute à 8.000 tr/min.
- Jeter l'éluât et placer le filtre dans un nouveau tube collecteur.
- Faire un deuxième lavage avec 500µl d'AW2.
- Centrifuger 4 minutes à 10.000 tr/min.
- Jeter l'éluât et placer le filtre dans un nouveau tube collecteur.
- Centrifuger une nouvelle fois 1 minute à 10.000 tr/min.

Elution

- Placer le filtre dans un nouveau tube Eppendorf
- Ajouter 200µl de tampon AE
- Incuber 1 à 5 minutes à température ambiante et centrifuger une dernière fois pendant 1 minute à 8.000 tr/min.
- Récupérer l'éluât qui contient l'échantillon d'ADN.
- Conserver le résultat à + 4°C.

La lyse mécanique



1-Rincer les échantillons à l'eau distillée stérile



2-Couper les échantillons en petits morceaux

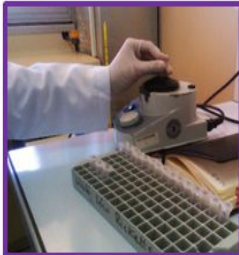


3-Introduire les échantillons dans tubes Eppendorf

La lyse chimique



Ajout de 180 μ l d'ATL, broyer les échantillons



Ajout de 20 μ l de la protéinase K, et agiter à l'aide d'un vortex.



Incubation dans le bain à sec à 55°C pendant 2 heures ou bien à 37°C pendant une nuit.



Centrifuger rapidement.



Ajout de 180 μ l de AL, agiter au vortex. Incuber au bain sec à 70°C pendant 10 minutes, puis ajouter 200 μ l d'éthanol, agiter au vortex.



Verser le mixe dans les tubes collecteurs à filtre et centrifuger 1 minute à 8000 tours.



Jeter l'éluât et placer le filtre dans un nouveau tube collecteur.



Effectuer deux lavages de 500 μ l et centrifuger les échantillons Jeter l'éluât et placer le filtre dans un nouveau tube collecteur.

- Placer le filtre dans un tube eppendorf et ajouter entre 150 à 200 μ l de tampon AE,
- Incuber une 1 à 5 minutes à température ambiante et Centrifuger pendant 1minute à 8 000 tr
- Récupérer l'éluât contenant l'ADN.
- Conservation à +4°C

Figure 17- Protocole expérimental d'extraction d'ADN (originale).

2.3.2.4.2.- Gel de qualification

Le gel de qualification permet la vérification de l'extraction d'ADN par la technique d'électrophorèse sur gel d'agarose selon le protocole expérimentale ci-dessous (**Fig. 18**):

1^{ère} étape : Préparation du gel d'agarose à 1.5 %

- Peser 1.5 g d'agarose et le mettre dans 100ml de TBE 1X (Tris Borate EDTA).
- Chauffer le mélange au micro-onde jusqu'à l'obtention d'un liquide limpide.
- Refroidir sous l'eau courante puis ajouter 7 μ l de BET.
- Couler le gel dans la cuve après avoir positionné le peigne.
- Après polymérisation du gel, retirer soigneusement le peigne et placer le gel dans la cuve d'électrophorèse préalablement remplie du tampon TBE 0.5X.

2^{ème} étape : Dépôt des échantillons

- Mélanger 7 μ l produit de PCR avec 3 μ l de tampon de charge puis les déposer dans les puits de gel.
- Réserver les trois derniers puits pour le témoin négatif, le témoin positif et le marqueur de PM respectivement.
- Brancher les électrodes de la cuve à l'alimentation de manière à ce que les dépôts soient de côté cathode. Appliquer une tension de 120 V correspondant à 1h de migration.
- Couper l'alimentation quand le colorant de charge arrive à proximité du front de migration.

3^{ème} étape : Révélation des bandes d'ADN par transilluminateur

- Il s'agit d'une simple visualisation des bandes d'ADN sur une table UV du transilluminateur dans une chambre noire.

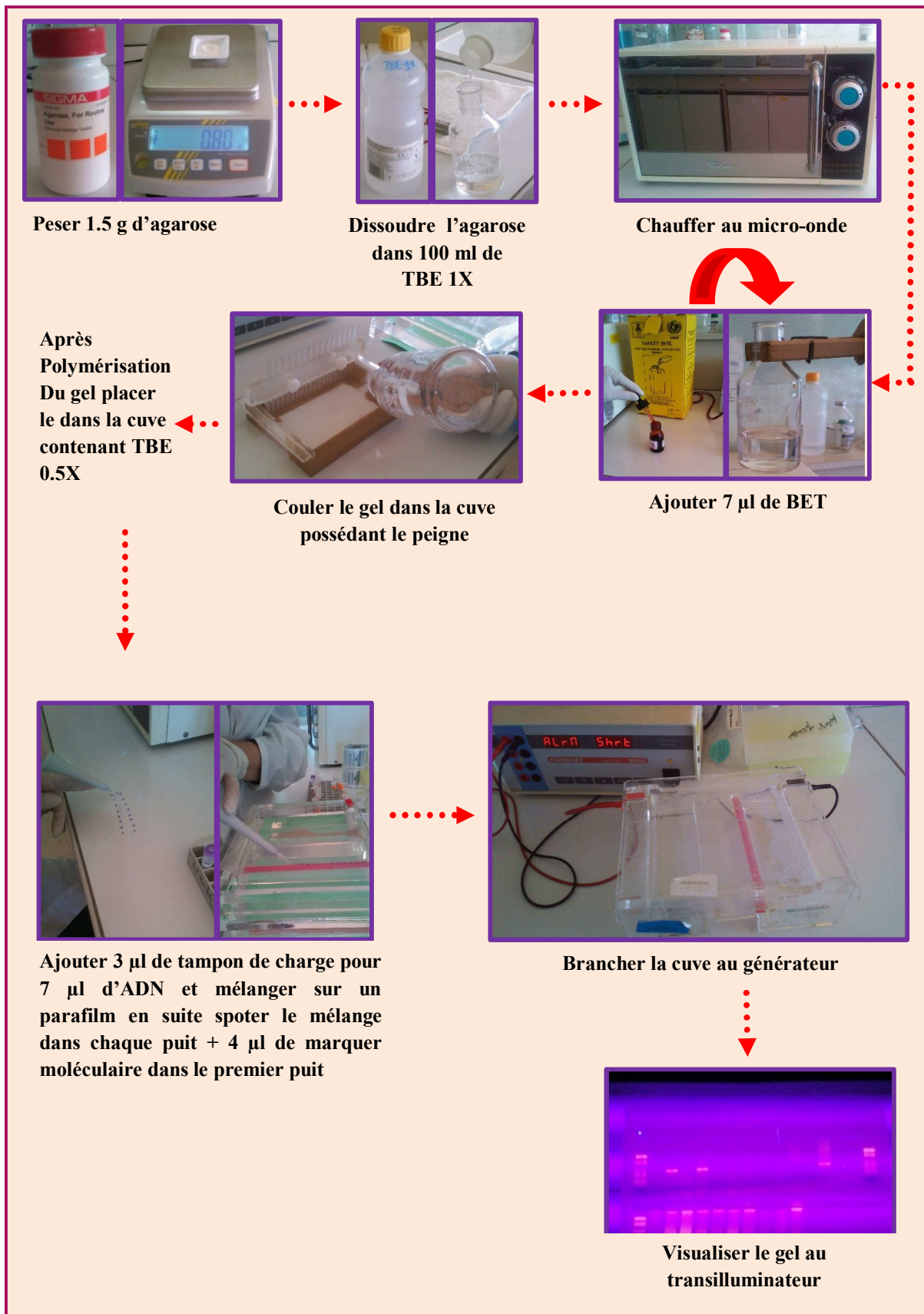


Figure 18- Protocole expérimental d'électrophorèse sur gel d'agarose 1,5 % (Originale).

2.3.2.4.3.- Polymérase Chain Reaction

Depuis son invention, la PCR est devenue la technique la plus utilisée pour la détection de l'ADN et de l'ARN. A partir d'une copie d'une séquence particulière d'acides nucléiques, cette séquence peut être spécifiquement amplifiée et détectée.

a. PCR en temps réel

➤ **Principe** : La PCR en temps réel ou rt-PCR est basée sur la détection et la quantification d'un « reporter » fluorescent dont l'émission est directement proportionnelle à la quantité d'amplicons générés pendant la réaction de PCR. Étant donné qu'elle utilise généralement des systèmes en tubes fermés et que la quantification ne requiert aucune manipulation post amplification, les problèmes de contamination post-PCR par les amplicons sont significativement réduits. Le processus complet est automatisé du début à la fin rendant cette technologie très performante pour des applications d'analyses à grande échelle (**Poitras et Houde, 2002**).

➤ Protocole expérimental

Les volumes des produits nécessaires pour les 22 échantillons d'ADN étudiés, ainsi que le protocole expérimental de la PCR en temps réel sont présentés respectivement dans le **tableau 5** et la **figure 19**.

Tableau 5- Volumes des produits nécessaires pour 22 échantillons d'ADN.

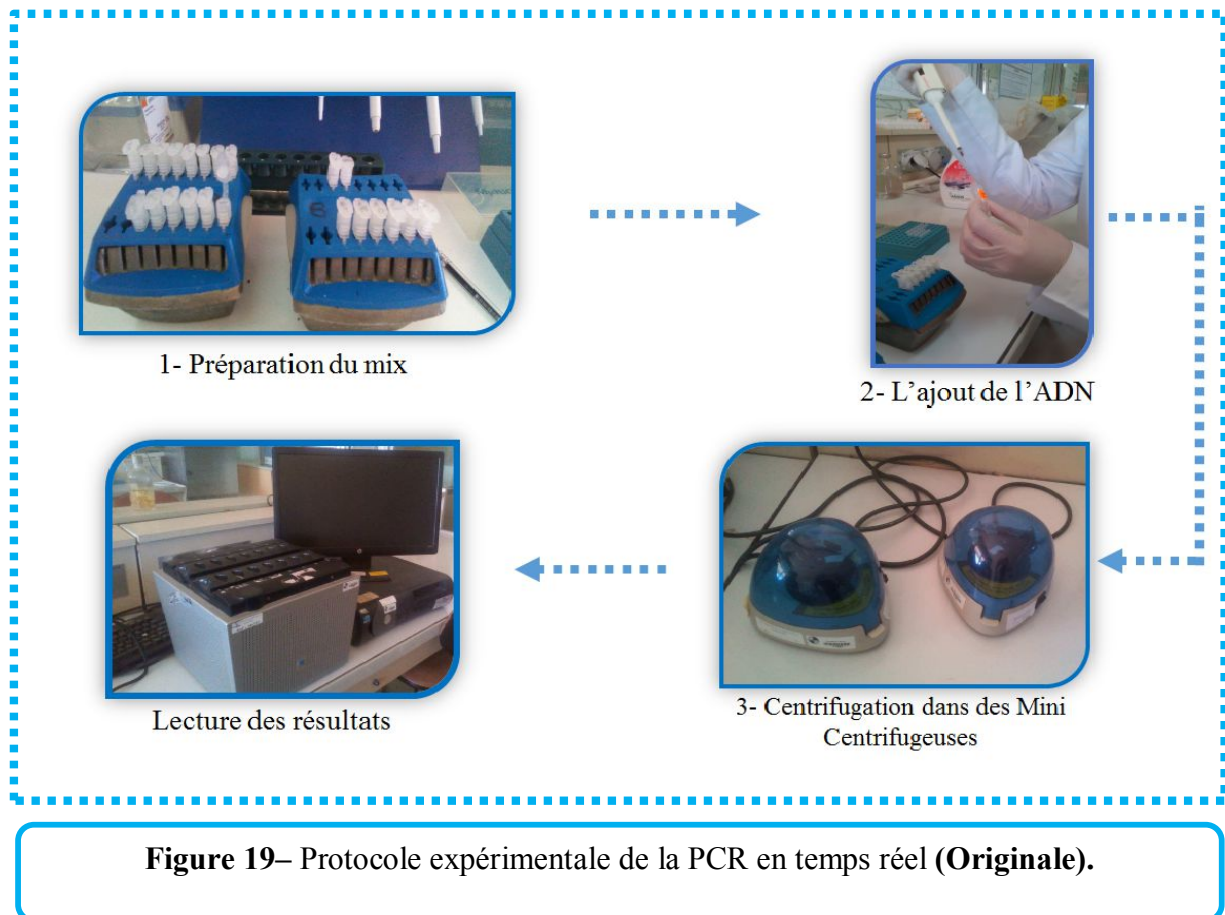
<u>Produits</u>	<u>Volume nécessaire pour un seul échantillon</u>	<u>Volume nécessaire pour 22 échantillons</u>
Master Mix	10µl	220 µl
Prime r1(Forward)	0.5 µl	11 µl
Prime r2(Reverse)	0.5 µl	11 µl
Sonde	2 µl	44 µl
Eau distillée stérile	2 µl	44 µl
<u>Total</u>	15 µl	330 µl

- . Préparation du mix dans une hotte BioCap (Master mix+ Primer 1 et 2 + Sonde + Eau distillée stérile.

- . L'ajout des ADN de nos échantillons et du témoin (+) et (-).

- . Transfère du mix dans un appareil de la PCR quantitative en temps réel.

- Lecture des résultats à l'aide de cet appareil, Il s'agit d'un appareil de type Smart Cycler rapide, couplé à un spectrofluorimètre. Ce dernier est piloté par un ordinateur qui permet l'acquisition et le suivi en temps réel des données ainsi que leur traitement.



➤ Avantages de la PCR en temps réel

La PCR en temps réel présente plusieurs avantages. L'avantage principal est que la détermination des Ct est effectuée à la même intensité de fluorescence, pendant la phase exponentielle, ce qui permet une précision identique pour une gamme dynamique de mesure qui s'étend jusqu'à six ordres de magnitude. Par ailleurs, l'efficacité de la PCR en temps réel est d'autant meilleure que la taille des amplicons est petite (50-150 pb). Cela permet d'amplifier l'ADN extrait de produits transformés, qui est souvent dégradé (c'est-à-dire composé de fragments de petite taille). Les autres avantages de la PCR en temps réel sont sa rapidité de mise en œuvre (elle ne nécessite pas l'utilisation de standards internes clonés comme la PCR quantitative compétitive) et un risque nul de contaminations post-PCR du fait que les tubes ne sont pas ouverts après amplification.

b.- PCR Standard

➤ **Principe :** La PCR est une technique permettant d'amplifier in vitro des séquences d'ADN par répétition de réaction d'élongation en présence des amorces nucléotidiques spécifiques et d'une ADN polymérase (**Fig. 20**) (**Tagu et Moussard, 2003**).

Le principe d'amplification in vitro repose sur la répétition de trois processus :

- La dénaturation des deux brins d'ADN a température élevée (environ 92° C.) pour obtenir des molécules d'ADN monocaténares ;
- L'hybridation d'amorces oligonucléotidiques (primers) complémentaires d'une séquence de l'ADN monocaténaire cible (la température est alors ramenée a une valeur comprise entre 40° C et 65° C afin de permettre une bonne fixation des amorces) ;
- La réaction d'élongation par une ADN polymérase thermostable (la Taq polymérase) a partir des amorces, réalisée à la température optimale de 72° C.

➤ Protocole expérimentale

• **Préparation du mix :** Cette étape doit se réaliser dans une hotte BioCap (DNA free) pour éviter toute contamination du mix. Les réactifs du mix et leurs volumes nécessaires sont présentés dans le tableau ci-dessous (**Tab. 6**):

Tableau 6- Réactifs du mix.

Réactifs	Volume nécessaire pour un seul échantillon	Volume nécessaire pour 20 échantillons
Buffer 10X	2.5µl	50 µl
dNTP	2.5 µl	50 µl
Mgcl2	1 µl	20 µl
Primer1	0.5 µl	10 µl
Primer2	0.5 µl	10 µl
Taq polymérase	0.125 µl	2.5 µl
Eau distillée stérile	13 µl	260 µl
Total	20.125 µl	402.5 µl

- Tous les constituants sont mélangés dans un tube Eppendorf.
- 19 µ l de ce mélange + 5 µl d'ADN sont distribués dans chaque tube de barrettes à huit spécifiques à la PCR (thermocycleur). En plus des échantillons on a :
- Témoin (-) : contient 5µ l d'eau distillée stérile plus 19µ l de mix.
- Témoin (+): contient 5µl de l'ADN (+) plus 19µ l du mix.

L'échantillon : contient 5 µl d'ADN extrait ajouté de 19 µl de mix. Le volume total de chaque microtube (échantillons et témoins) est de 24 µl.

- **Programmation du Thermocycler**

Après y avoir préparé et distribué le mix dans des barrettes à huit, ces dernières seront placées dans le Thermocycler programmé selon le gène (**Tab. 7**) qui permet d'exposer les tubes à des températures choisies et pour des durées déterminées par l'expérimentateur (**Tab. 8**).

L'amplification *in vitro* repose sur la répétition de trois processus : **la dénaturation initiale, l'hybridation et l'élongation finale.**

Tableau 7 - Gènes et amorces utilisées en PCR standard.

Bactérie	Produit	Séquence	Taille des amplicons	Taille des primers
<i>Bartonella</i> spp	BartoITSf	5'-GGGGCCGTAGCTCAGCTG-3'	330 pb	20 pb
<i>Bartonella</i> spp	BartoITSr	5'TGAATATATCTTCTCTTCACAATTTC-3'		
<i>Rickettsia</i> spp	RKND03F	5'-GTGAATGAAAGATTACACTATTTAT-3'	710 pb	
<i>Rickettsia</i> spp	RKND03R	5'-GTATCTTAGCAATCATTCTAATAGC-3'		
<i>Coxiella burnetii</i>	IS1111f	5'-CAAGAAACGTATCGCTGTGGC-3'	450 pb	
<i>Coxiella burnetii</i>	IS1111r	5'-CACAGAGCCACCGTATGAATC-3'		

In vitro : la synthèse de mol. ADN se fait toujours à partir d'une amorce ("Primer"). Cette amorce est une courte chaîne nucléotidique (oligonucléotide nécessaire à l'accrochage de la polymérase. Donc le choix d'un couple d'amorces va déterminer les extrémités de la séquence synthétisée.

Il faut faire attention au choix des amorces oligonucléotidiques, de la température et durée des étapes.

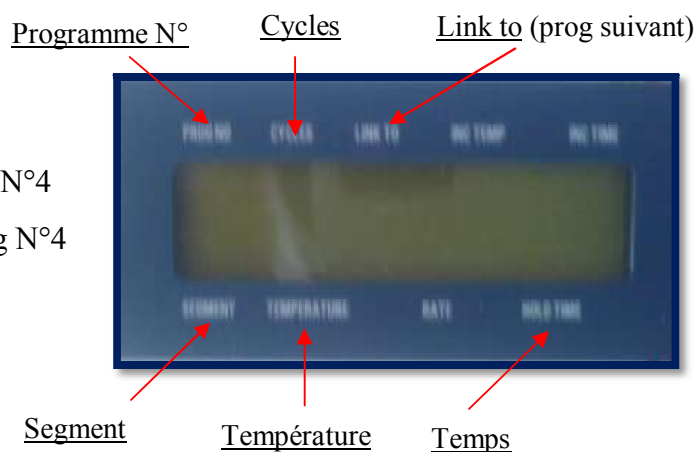
Tableau 8 - Programmation du thermocycler.


		<i>Rickettsia sp</i>				<i>Bartonella sp</i>				
		ompA	Prog N°	gltA	Prog N°	URB	Prog N°	Ftsz	Prog N°	Durée
Premier cycle		95°C	1	95°C	5	95°C	8	95°C	11	15min
39 cycles	Dénaturation	94°C	2	94°C	6	94°C	9	94°C	12	1min
	Hybridation	58°C		54°C		53°C		55°C		30 sec
	Elongation	72°C		72°C		72°C		72°C		1min
Dernier cycle		72°C	3	72°C	7	72°C	10	72°C	13	5min
Conservation des échantillons		4°C	4	4°C	4	4°C	4	4°C	4	Fin


Le bouton d'allumage se trouve au-dessus de la sortie du câble d'alimentation du thermocycler.


1. Sélectionner le N° de programme qui convient :

- *Rickettsia ompA* (1,2,3) conservation à 4°C prog N°4
- *Bartonella URB* (8,9,10) conservation à 4°C prog N°4

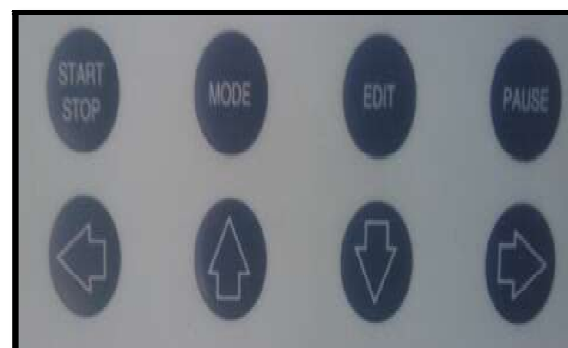


2. Pour descendre de programme N° à segment, appuyer au même temps sur EDIT +  et inversement si vous voulez remonter.

3. Déplacement latéral. 

4. Pour augmenter ou baisser une valeur. 

5. Pour démarrer une PCR appuyer sur START.



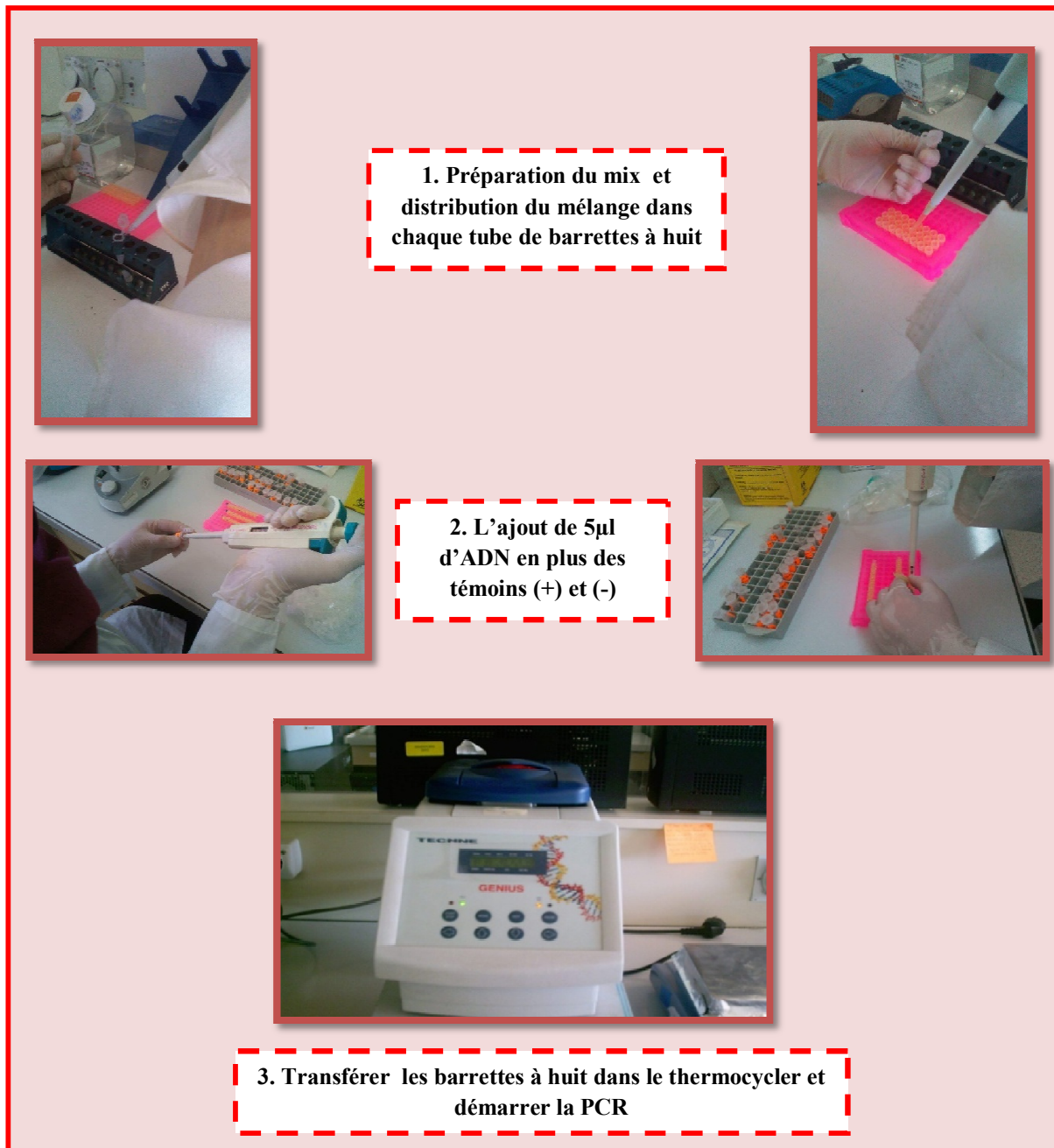


Figure 20 - Protocole expérimental d'une PCR standard (Originale).

b.- Electrophorèse sur gel d'Agarose

➤ **Principe** : L'électrophorèse sur gel est une méthode de séparation des macromolécules en fonction de leur taille, de leur charge électrique et d'autres propriétés physiques. Le terme « électrophorèse » décrit la migration de particules chargées sous l'influence d'un champ électrique. Le préfixe « électro » fait référence à l'électricité et la

racine « phorèse » vient du grec *phoros*, qui signifie « porter d'un côté à l'autre » (**Bogard et Lamoril, 1998**).

- ✓ Les étapes de préparation du gel ainsi que le dépôt des échantillons seront les mêmes que les étapes citées au niveau de la page 39.

2.4.- Exploitation des résultats

L'exploitation des résultats grâce à différents indices notamment la Richesse totale (S), la Richesse moyenne (Sm) et l'Abondance relative (AR).

2.4.1.- Richesse totale (S)

C'est le nombre total des espèces que comporte le peuplement considéré dans un écosystème donné (**Ramade, 1984**). Ce paramètre s'applique dans le cadre du présent travail aux nombres des espèces de chauves-souris et d'ectoparasites.

2.4.2.- Richesse moyenne (Sm)

Elle s'avère d'une grande utilité dans l'étude de la structure des peuplements. Elle correspond au nombre moyen d'espèces présentes dans un échantillon du biotope dont la surface a été fixée arbitrairement (**Ramade, 1984**).

2.4.3.- Abondance relative

C'est le rapport entre le nombre des individus d'une espèce ou d'une catégorie, d'une classe ou d'un ordre (n_i) et le nombre total des individus de toutes les espèces confondues (N) (**ZIAME et GAUTIER, 1989**) :

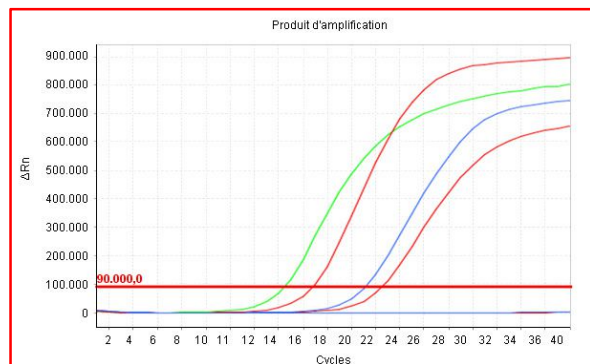
$$AR\% = n_i/N \times 100$$

Chapitre III

Résultats

Et

Discussion



3.1.- Résultats

3.1.1.- Résultats de la capture des chauves-souris dans les tunnels d'El Hamdania

Un total de 46 individus chauves-souris a été capturé en fonction des trois sorties effectuées dans les tunnels de la région d'El Hamdania. Ces espèces de chiroptera appartiennent à deux familles zoologiques, à savoir les Rhinolophidae et les Miniopteridae (**Tab. 9**). Chaque chauve-souris a été examinée séparément en vue de rechercher d'éventuels ectoparasites. Dans le tableau ci-dessous sont présentés les différentes espèces de Chiroptera capturés en fonction des trois sorties réalisées.

Tableau 9 – Abondance relatives des différentes espèces de chiroptères capturées dans les tunnels d'El Hamdania entre le 02 avril et le 09 juillet 2017.

Familles	Espèces	1 ^{ère} sortie 02/04/2017		2 ^{ème} sortie 10/05/2017		3 ^{ème} sortie 09/07/2017	
		Nb.	AR (%)	Nb.	AR (%)	Nb.	AR (%)
Rhinolophidae	<i>Rhinolophus ferrumequinum</i>	26	100	08	72,73	06	66,67
	<i>Rhinolophus blasii</i>	00	00	02	18,18	03	33,33
Miniopteridae	<i>Miniopterus schreibersii</i>	00	00	01	09,09	00	00
Total	03	26	100	11	100	09	100
S	03	01		03		02	
Sm	01						

Nb. : Nombre ; **AR** : Abondance relative ; **S** : Richesse totale ; **Sm** : Richesse moyenne.

D'après les résultats des captures (**Tab. 9**), 45 individus de chauves-souris font parties des Rhinolophidae. Le seul individu est représenté par la famille des Miniopteridae.

En se basant sur les mensurations qui ont été prises et l'observation des critères morphologiques (**Tab. 10, Annexe II**), trois espèces de chauves-souris ont été identifiées. La plupart des espèces capturées appartiennent à la famille des Rhinolophidae dont 40 individus de l'espèce de *Rhinolophus ferrumequinum* (**Fig. 21, Annexe III**) et 5 individus de *Rhinolophus blasii* (**Fig. 22, Annexe III**). La famille des Miniopteridae est représentée par une seule espèce (1 individu) *Miniopterus schreibersii* (**Fig. 23, Annexe III**). La description de chaque espèce est présentée dans l'**Annexe III**.

La lecture du **Tableau 9** montre une dominance de l'espèce *R. ferrumequinum* dans les trois sorties dont l'abondance relative (AR %) varie entre 66,67 et 100%, dont la valeur la plus

grande est notée en Avril. Durant ce mois les rhinolophes deviennent inactifs (période de dormance). Par contre, l'espèce *R. blasii* est la moins dominante dont l'abondance relative varie de 00% en Avril à 18,18% en Mai. La valeur la plus importante est celle du mois de Juillet (AR = 33,33%). La plus faible dominance correspond à celle de *M. schreibersii*, avec 1 seul individu capturé le mois de Mai avec une AR (%) estimée à 09,09%. Les chauves-souris seront très actives durant la période estivale, ce qui rend leur capture difficile.

3.1.2.- Résultats de la collecte des ectoparasites sur les Chiroptera

Un total de 96 ectoparasites a été collecté sur les chauves-souris capturées dont leurs effectifs varient de 0 à 9 individus (Tab. 11, 12, 13, Annexe IV). Les espèces récupérées appartenant à deux classes les insectes et les arachnides. Les insectes sont représentés par les diptères et les siphonaptères. 71 diptères appartiennent à la famille des Nycteribiidae (73,96%) et 7 à la famille des Streblidae (7,29%) ainsi que 6 (6,25%) ont été capturées. Les arachnides sont représentés par 4 tiques (4,17%) et 8 mites (8,33%) (Fig. 24).

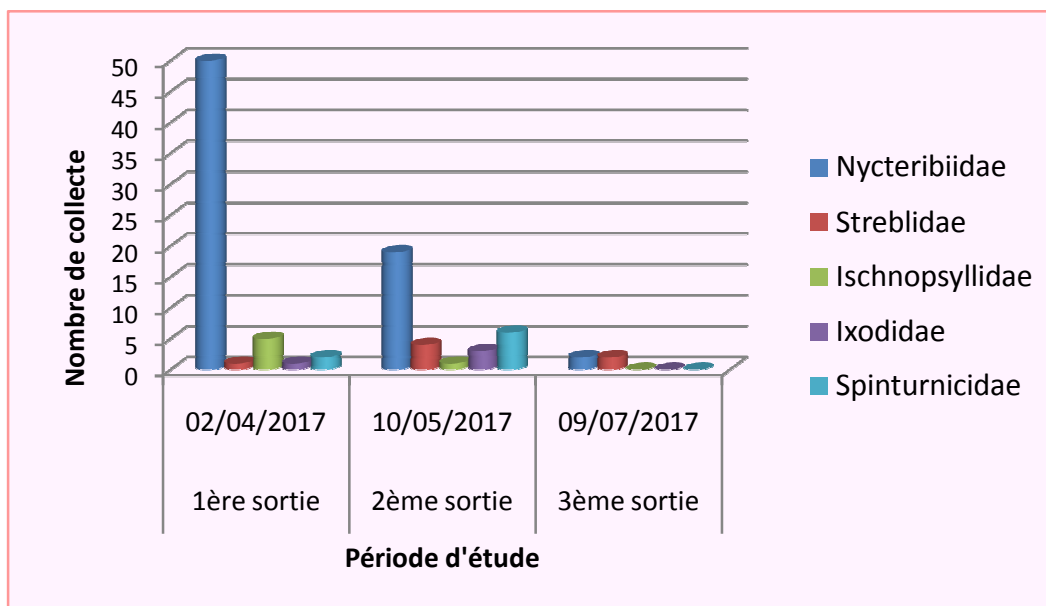


Figure 24 – Effectif des ectoparasites collectés en fonction des trois sorties.

3.1.2.1.- Liste systématique des différentes espèces d'ectoparasites trouvés sur les Chiroptera capturés

Dans le tableau 14, les espèces parasites des chauves-souris identifiées sont présentées. Les espèces récupérées appartenant à la classe des insectes et les arachnides.

Tableau 14 – Liste systématique des différentes espèces d’ectoparasites retrouvées sur les Chiroptera

Classes	Ordres	Familles	Espèces	S
Insecta	Diptera	Nycteribiidae	<i>Nycteribia pedicularia</i>	05
			<i>Nycteribia latreillii</i>	
			<i>Nycteribia schmidlii</i>	
			<i>Penicilidia dufourii</i>	
			<i>Phthiridium biarticulatum</i>	
		Streblidae	<i>Brachytarsina flavipennis</i>	01
	Siphonaptera	Ischnopsyllidae	<i>Araeopsylla gestroi</i>	01
Arachnida	Ixodida	Ixodidae	<i>Ixodes vespertilionis</i>	01
	Mesostigmata	Spinturnicidae	<i>Spinturnix myoti</i>	02
			<i>Eyndhovenia euryalis</i>	
S = 02	03	04	10	

S : Richesse spécifique.

D’après le **tableau 14**, par rapport aux groupes zoologiques, nous avons noté la présence de 02 classes, 03 ordres, 04 familles et 10 espèces. Les insectes sont représentés par les diptères avec 06 d’espèces, et les siphonaptères avec une seule espèce *Araeopsylla gestroi*. La classe des arachnides est représentée par les tiques avec seulement *Ixodes vespertilionis* et les mites par deux espèces.

3.1.2.1.1.- Les Nycteribiidae

Sur les 71 individus de mouches Nycteribiidae, on a pu identifier 48 individus appartenant à 5 espèces (*Nycteribia pedicularia*, *Nycteribia latreillii*, *Nycteribia schmidlii*, *Penicilidia dufourii* et *Phthiridium biarticulatum*) dont 11 ♂ et 31 ♀.

3.1.2.1.2.- Les Streblidae

Sept (07) individus de mouches de la famille des Streblidae ont été collectés sur *R. ferrumequinum* et *R. blasii* correspondent toutes à l’espèce *Brachytarsina flavipennis* (**Fig. 25**) dont 04 ♂ et 03 ♀.

3.1.2.1.3.- Les Ischnopsyllidae

Sur les Six (06) puces collectées, on a pu identifier 5 individus au niveau du genre (*Araeopsylla sp*) et 1 individu au niveau de l’espèce (*Araeopsylla gestroi*) (**Fig. 26**). Ces puces ont été toutes prélevées de l’espèce de Chiroptera *R. ferrumequinum*



Figure 25- Streblidae : *Brachytarsina flavipennis* sous loupe binoculaire (Gx 40) (Originale).

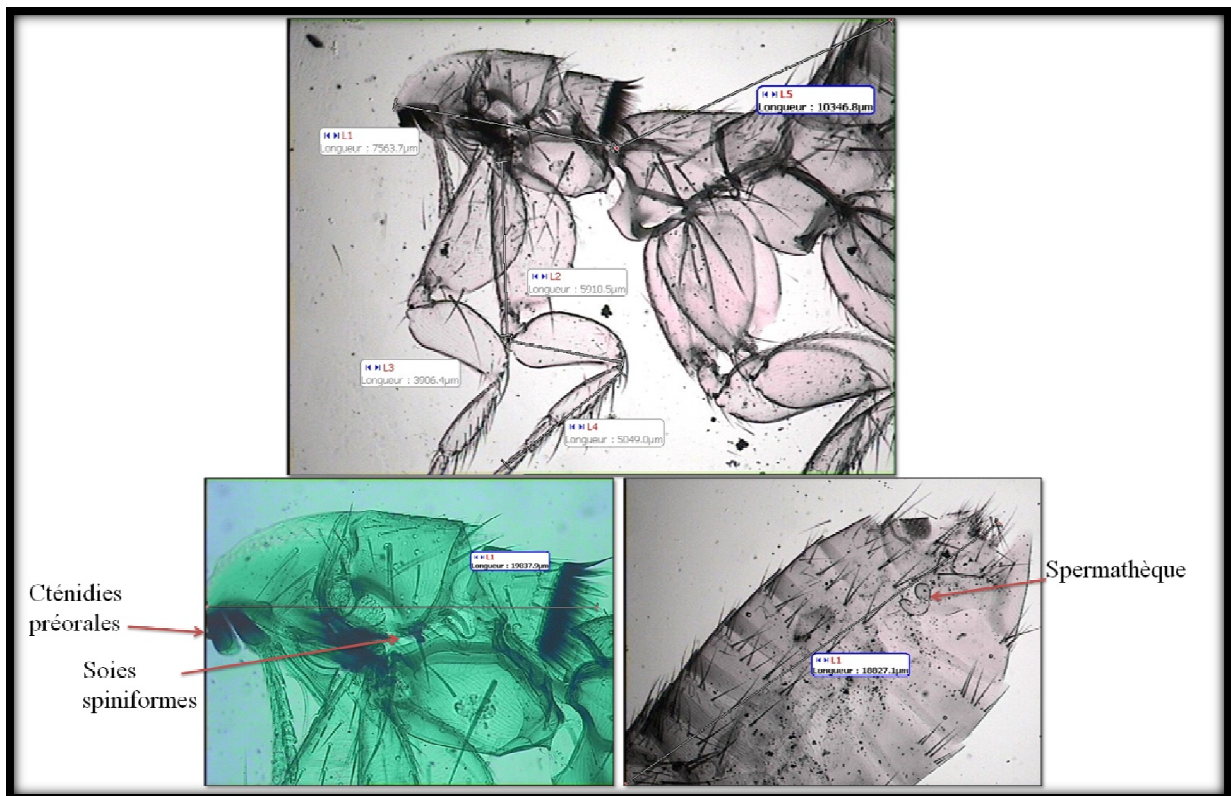


Figure 26- *Araeopsylla gestroi*, ♀, collectée sur *Rhinolophus ferrumequinum* (Originale).

3.1.2.1.4.- Les Ixodidae

Un total de quatre tiques (04 ind.) a été collecté sur trois espèces de chauves-souris (*Rhinolophus ferrumequinum*, *R. blasii* et *Miniopterus schreibersii*), dont 1 larve, 1 nymphe, 1 adulte ♂ et 1 adulte ♀. Ces tiques font partie de la même espèce *Ixodes vespertilionis* (Fig. 27).

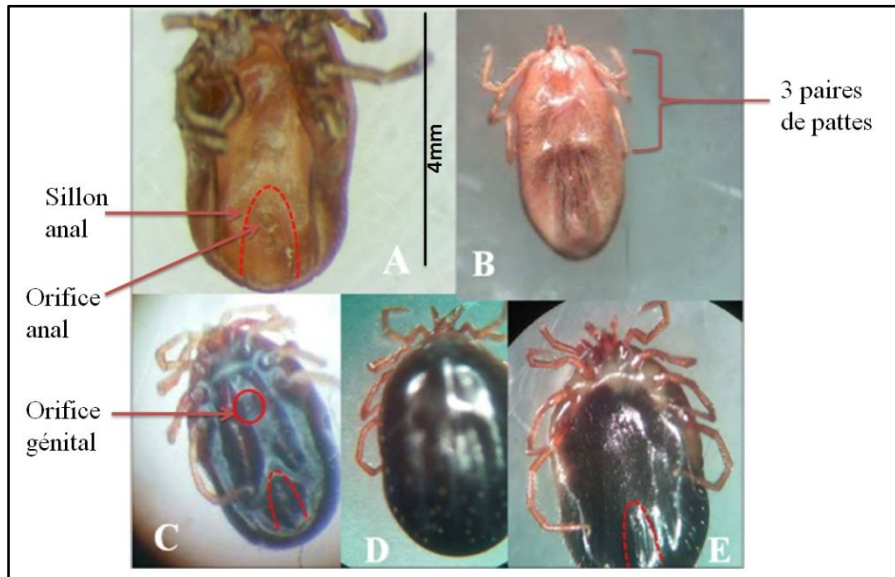


Figure 27 – *Ixodes vespertilionis* sous loupe binoculaire (Gx 40) (**Originale**).

(A) : Nymphe, face ventrale. (B) : larve, face dorsale. (C) : Adulte ♀, face ventrale.

(D) : Adulte, face dorsale. (E) : Adulte ♂, face ventrale.

3.1.2.1.5.- Les Spinturnicidae

Nous avons collectés 08 acariens sur deux (02) espèces de chauves-souris (*R. ferrumequinum* et *R. blasii*). Leur identification a permis de recenser deux espèces ectoparasites. Il s'agit de *Spinturnix myoti* et *Eyndhovenia euryalis* (**Fig.28**).



Figure 28- Spinturnicidae sous loupe binoculaire (Gx 40) : à gauche : *Eyndhovenia euryalis*, à droite : *Spinturnix myoti* (**Originale**).

3.1.2.2.- Infestation des chauves-souris par les ectoparasites

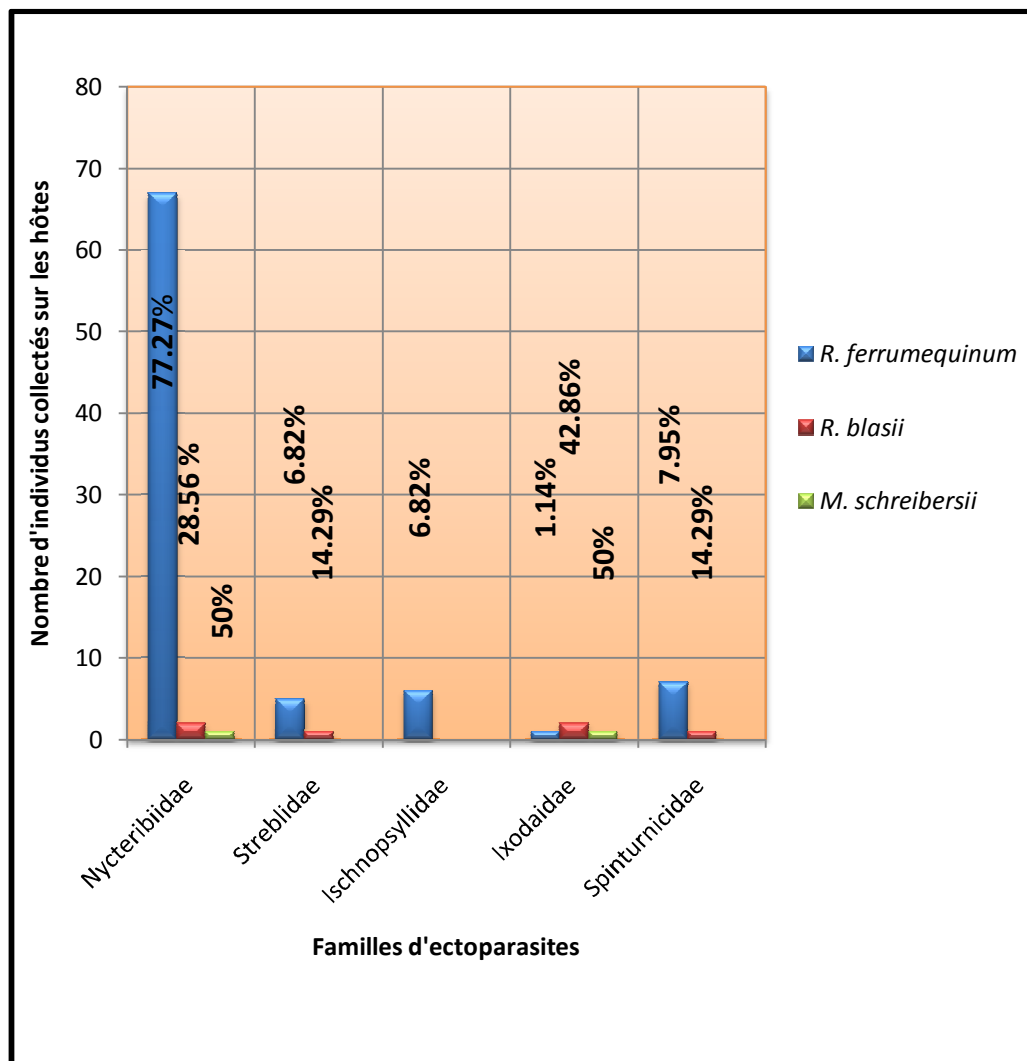
L'effectif d'individus d'ectoparasites collectés sur les chauves-souris varie de 0 à 9 individus (**Annexe IV**). L'effectif le plus élevé correspond à *R. ferrumequinum* et le plus faible correspond à *M. schreibersii*. Dans le **tableau 15** et la **figure 29** sera présenté le taux d'infestation des trois espèces de chauves-souris par les différentes familles d'ectoparasites collectés.

Tableau 15 - Taux d'infestation de chauves-souris par les ectoparasites au sein des familles.

Famille d'ectoparasites	Hôte					
	<i>R. ferrumequinum</i>		<i>R. blasii</i>		<i>M. schreibersii</i>	
	Nb.	Ti	Nb.	Ti	Nb.	Ti
Nycteribiidae	71	68	71	02	71	01
Streblidae	07	06	07	01	07	00
Ischnopsyllidae	06	06	06	00	06	00
Ixodidae	04	01	04	03	04	01
Spinturnicidae	08	07	08	01	08	00
Total	96	88	96	07	96	02

Nb : nombre de collecte ; Ti : Taux d'infestation.

D'après le **tableau 15**, nous remarquons que *R. ferrumequinum* avait le plus grand nombre d'ectoparasites, suivie par *R. blasii* et le moins nombre correspond au *M. schreibersii*. L'espèce *R. ferrumequinum* a été infestée par toutes les cinq familles d'ectoparasites, tandis que *R. blasii* a été parasité par trois familles et *M. schreibersii* par deux familles seulement.

**Figure 29** - Taux d'infestation de chauves-souris par les ectoparasites au sein des familles.

Les taux d'infestation par les différentes familles d'ectoparasites chez les 03 espèces de chauves-souris varient de 1,14 à 77,27 % pour *R. ferrumequinum*, de 00 à 42.86 % pour *R. blasii* et pour *M. schreibersii* le taux d'infestation varie de 00 à 50% (**Fig. 29**).

Tableau 16 – Répartition des ectoparasites sur les hôtes.

Espèces ectoparasites	Hôtes chauves-souris		
	<i>R. ferrumequinum</i>	<i>R. blasii</i>	<i>M. schreibersii</i>
<i>Nycteribia pedicularia</i>	•		•
<i>Nycteribia latreillii</i>	•	•	
<i>Nycteribia schmidlii</i>	•		
<i>Penicilidia dufourii</i>	•		
<i>Phthiridium biarticulatum</i>	•	•	
<i>Brachytarsina flavipennis</i>	•	•	
<i>Araeopsylla gestroi</i>	•		
<i>Ixodes vespertilionis</i>	•	•	•
<i>Spinturnix myoti</i>	•	•	
<i>Eyndhovenia euryalis</i>		•	
Total	9	6	2

• : Présence d'ectoparasite chez l'hôte.

La lecture **du tableau 16**, montre une richesse remarquable en ectoparasites pour l'espèce *R. ferrumequinum*, 9/10 espèces ont été trouvées chez ce rhinolophe, 6/10 pour *R. blasii* et 2/10 pour *M. schreibersii*. On remarque que *Ixodes vespertilionis* a été collectée sur tous les 3 hôtes tandis que *Eyndhovenia euryalis* a été trouvé chez un seul hôte (*R. blasii*) et *Nycteribia schmidlii*, *Penicilidia dufourii* et *Araeopsylla gestroi* ont été prélevées seulement sur *R. ferrumequinum*. *Nycteribia pedicularia* également sur *M. schreibersii* et *Nycteribia latreillii*, *Nycteribia schmidlii* et *Brachytarsina flavipennis* ont été trouvées chez *R. ferrumequinum* et *R. blasii*.

3.1.3.- Résultats de la biologie moléculaire en vue de la recherche de germes pathogènes

Un certain nombre d'ectoparasites a été choisi d'une façon aléatoire et utilisé pour l'extraction d'ADN et la recherche d'agents pathogènes. Un total de 34/93 échantillons (36%) ont été traités y compris, 25/71 Nycteribiidés (35,21 %), 5/6 puces (83,33 %) et 4/4 tiques

(100 %). Chaque échantillon doit porter un numéro et un code afin de le distinguer en post PCR. La liste des extractions est représentée dans le **tableau 17 (Annexe V)**.

3.1.3.1.- Résultat du gel de qualification

Les échantillons d'ADN ont été choisis aléatoirement et numérisés par un code afin de les distinguer. La migration sur le gel révèle des bandes positives correspondant aux ADN qui ont été extraits (**Fig. 30**).

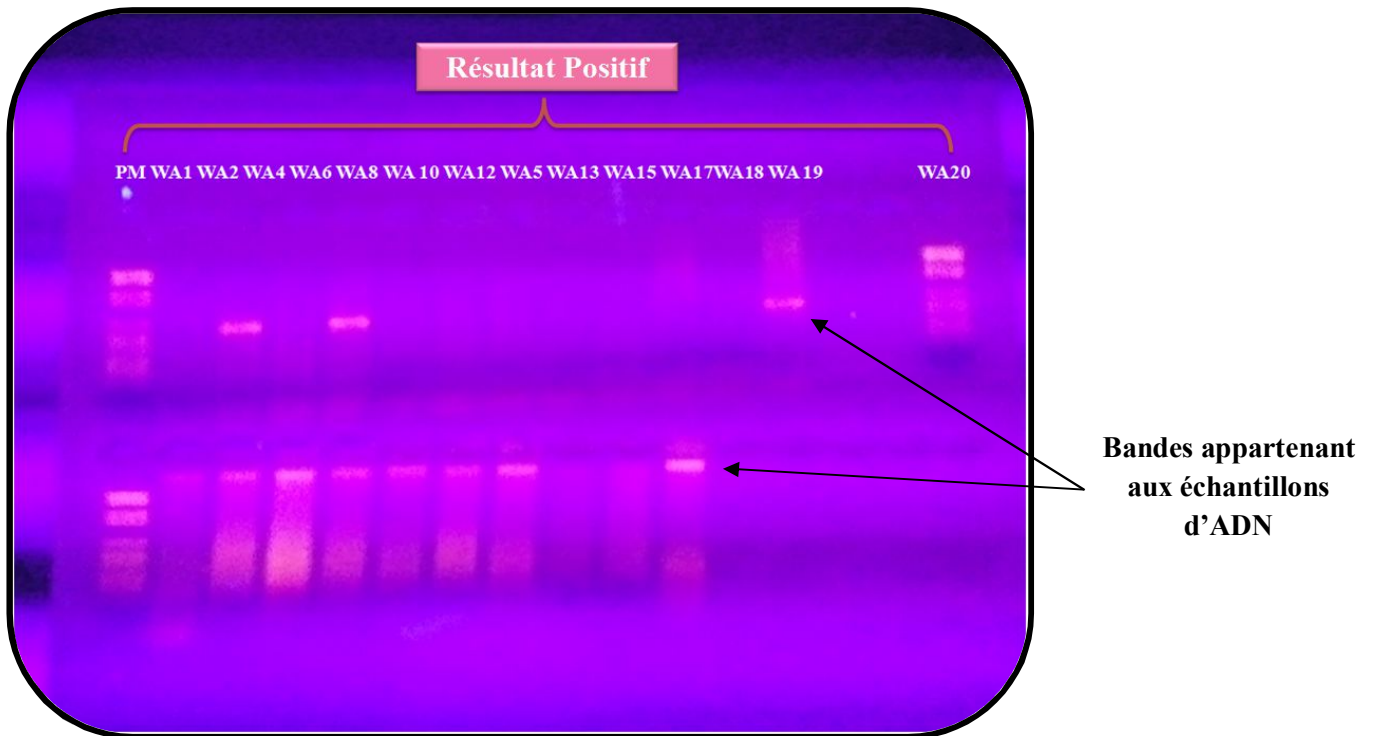


Figure 30- Visualisation du gel de qualification au transilluminateur (**Originale**).

PM : Marqueur du poids moléculaire ; WA1, WA2, WA4, WA6, WA8, WA10, WA12, WA5, WA13, WA15, WA17, WA18, WA19, WA20 : codes correspondent aux ADN.

3.1.3.2.- Détection de *Bartonella* sp

Trois (03) échantillons ont montré un résultat positif à *Bartonella* sp par PCR en temps réel (**Fig. 31**) dont 2/25 (8 %) Nycteribiidés et 1/5 (20 %) puces. Cependant, toutes les 4 tiques révèlent des résultats négatifs. Ce résultat positif révèle la présence du gène ITS chez les échantillons testés. Les résultats positifs correspondent aux espèces *Nycteribiidae* sp et *Araeopsylla* sp collectés sur *Rhinolophus ferrumequinum*.

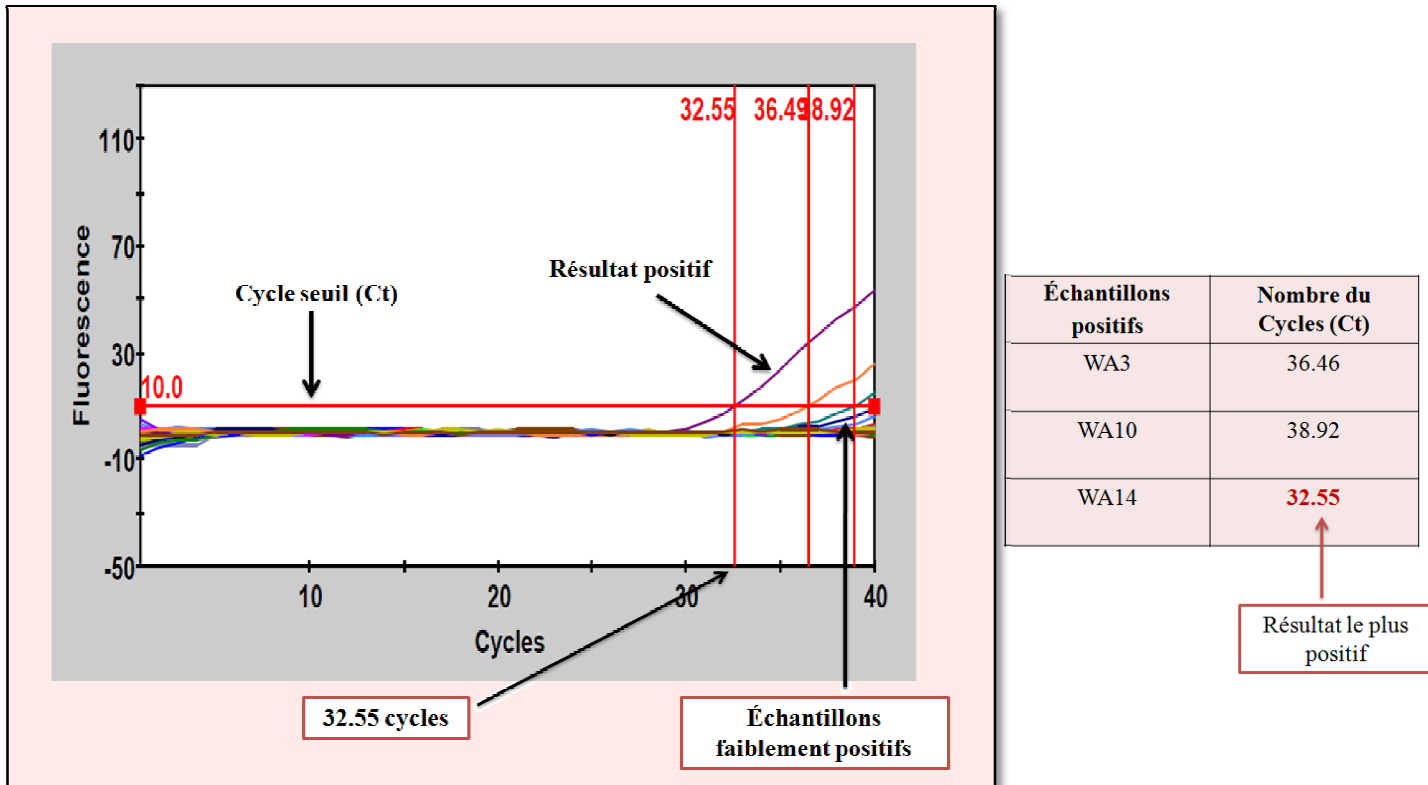


Figure 31– Tracé de *Bartonella* sp par PCR en temps réel.

3.1.3.3.- Détection de *Rickettsia* sp

Les mêmes échantillons ont été testés pour la présence du gène *ompA* de *Rickettsia* sp et l’analyse moléculaire par PCR en temps réel révèle un résultat négatif à *Rickettsia* sp pour tous les échantillons (Fig. 32).

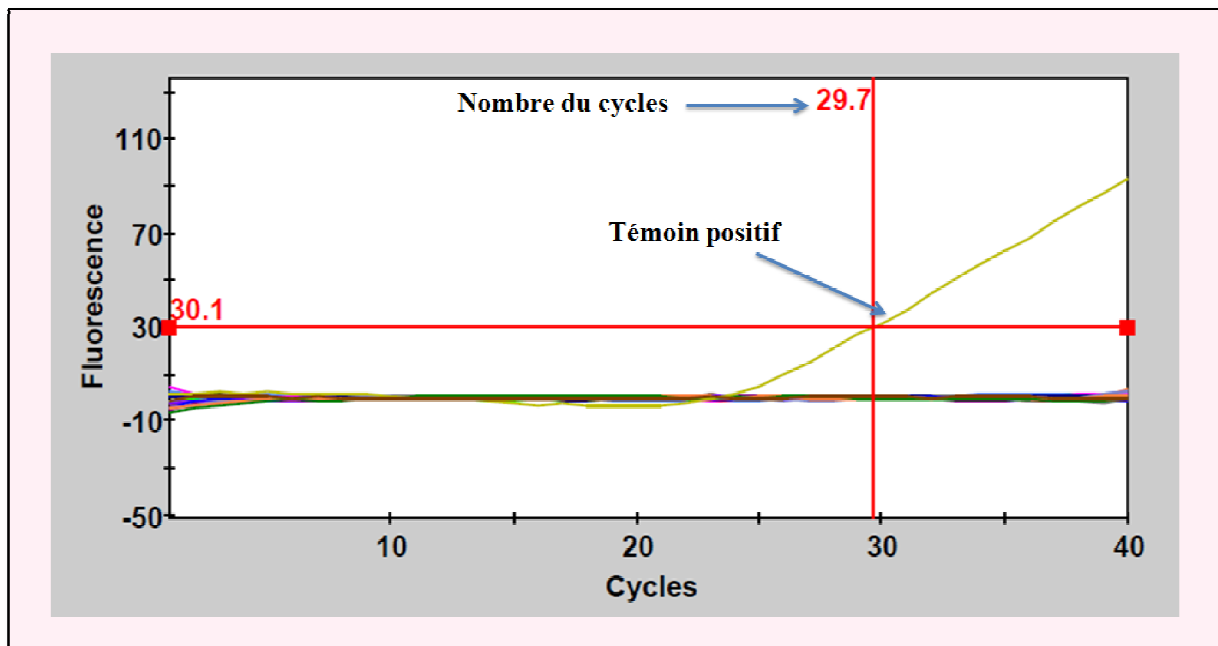


Figure 32 – Tracé de *Rickettsia* sp par PCR en temps réel.

Une troisième analyse moléculaire a été réalisée par PCR standard sur les mêmes échantillons afin de confirmer le résultat négatif de *Rickettsia sp* et pour détecter *Coxiella burnetii*.

3.1.3.4.- Détection de *Coxiella burnetii*

La visualisation du gel d'agarose n'a montré aucun résultat positif à *Coxiella burnetii* pour tous les échantillons testés. La bande positive correspond au Témoin positif. Ce témoin positif correspond au gène *Coxiella* (**Fig. 33**).

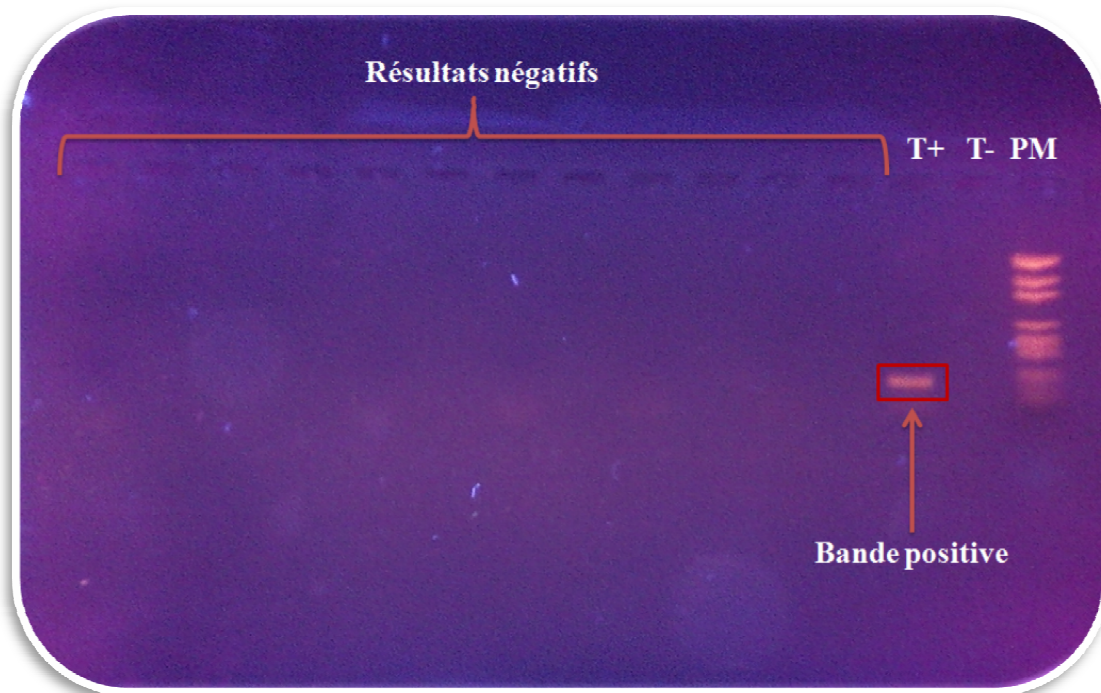


Figure 33 – Détection de *Coxiella burnetii* par PCR sur gel d'agarose 1,5% (**Originale**).

PM : Marqueur du poids moléculaire ; T- : Témoin négatif ; T+ : Témoin positif.

3.2.- Discussion

3.2.1.- La capture des chauves-souris

Les espèces de chauves-souris capturées dans la région d'El Hamdania (PNC) font parties des espèces signalées dans la chaîne de l'Atlas tellien de l'Algérie (**Ahmim, 2017**), ainsi déjà mentionné par **Messaoud (2011)** qui a travaillé sur la répartition des Chiroptera au Parc National de Chréa. Nous avons recensé dans la présente étude trois espèces seulement à cause des travaux réalisés près des gîtes d'installation de ces animaux. Ces gîtes sont devenus aussi fréquentés par les visiteurs. En effet, les chauves-souris sont des animaux très sensibles à l'ennui, ce qui les fait fuir de leurs habitats.

3.2.2.- Collecte des ectoparasites

Les ectoparasites des chauves-souris sont peu étudiés en Algérie. Nous avons pu identifier 10 espèces d'ectoparasites récoltés sur 3 espèces de Chiroptera entre Mai et Juillet 2017. Cette présente étude révèle de nouvelles associations entre hôtes-parasites par rapport aux enregistrements antérieurs.

✓ Nycteribiidae

Nos résultats à propos des espèces déterminées de la famille des Nycteribiidae sont similaires à ceux de trouvés par **Bendjeddou et al. (2017)**. Ces derniers ont établi une liste systématique des ectoparasites de chauves-souris algériennes composée de 22 espèces dont 05 de mouches de chauves-souris Nycteribiidae. Nous avons trouvés *Nycteribia pedicularia* et *Nycteribia latreillii* pour la première fois chez *R. ferrumequinum* en Algérie. En Afrique du Nord, *N. pedicularia* a été prélevée chez *M. schreibersii*, *R. euryale* et *R. mehelyi* (**Bendjeddou et al., 2017**) et chez *M. schreibersii* et *R. euryale* en Tunisie (**Vermeil, 1960**). Cette espèce est connue comme parasite de chauves-souris en Afrique du Nord, au sud-est de l'Europe, de la Turquie et de la Palestine (**Theodor et Moscona, 1954 ; Hürka 1964, 1997**). Les principales espèces hôtes en Europe sont *M. capaccinii* et *M. schreibersii* (**Scheffler, 2012**). Elle parasite aussi *M. emarginatus*, *R. blasii*, *R. ferrumequinum* et *T. teniotis* (**Theodor et Moscona 1954 ; Hürka 1964 ; Walter et Ebenau 1997**).

- *N. latreillii* a été désignée comme ectoparasites pour *M. emarginatus*, *M. capaccinii*, *M. punicus*, *R. blasii* et *P. gaisleri* en Algérie (**Bendjeddou et al., 2017**) et pour *Myotis punicus* et *M. emarginatus* en Europe (**Scheffler, 2012**). En Afrique du Nord, *N. latreillii* a été trouvé sur *M. schreibersii* du Maroc et de la Tunisie, *R. euryale* de Tunisie, *M. punicus* de Libye (**Hürka, 1982**) et *R. mehelyi* du Maroc (**Hürka 1982**). En Europe, cette espèce est associée à *M. myotis* et à *M. blythi* (**Hürka 1964**) et également aux *M. capaccinii*, *M. schreibersii*, *R. Euryale*, *R. Ferrumequinum*, *R. Mehelyi*, *M. emarginatus* et *R. Hipossideros* (**Hürka 1964 ; Theodor 1967 ; Křištofik et Danko 2012 ; Ševčík et al., 2013**).

- *N. schmidlii* a été trouvée en Algérie chez *M. schreibersii* et *R. mehelyi* (**Falkoz, 1923**), *R. ferrumequinum* (**Theodor et Moscona, 1954**), *M. blythi* (**Rotrou, 1939, Aellen, 1955**), *M. schreibersii*, *M. btythi* et *R. euryale* (**Amr et Qumsiyeh, 1991**) et de *R. clivosus*, *R. cystops* et *A. tridens*. Ce dernier a été enregistré comme hôte principal pour cette mouche (**Bendjeddou et al., 2017**). Elle a été rapporté aussi sur *A. tridens* au Palestine (**Theodor et Moscona, 1954**)

et de *M. schreibersii* en Turquie (Albayrak, 2003). *Penicilidia dufourii* a été déjà enregistré chez *M. blythi*, *M. punicus*, *R. euryale*, *R. ferrumequinum*, *R. hipposideros*, *M. schreibersii*, *R. blasii* et *A. tridens* (Theodor, 1967 ; Amr et Qumsiyeh ; 1993, Bendjeddou *et al.*, 2013, 2017) de l'Algérie . Il s'agit d'un ectoparasite de chauves-souris avec une large gamme de distribution étendue de l'Europe, d'Afrique du Nord et d'Asie, atteignant l'Inde (Křištofik et Danko, 2012).

-. *Phthiridium biarticulatum* a été précédemment récupérés de *E. isabellinus*, *P. kuhlii*, *R. ferrumequinum*, *R. hipposideros*, *R. blasii*, *R. euryale*, *R. mehleyi*, *M. blythi*, *M. schreibersii*, *M. capaccinii* et *M. punicus* en Algérie (Amr et Qumsiyeh 1993 ; Bendjeddou *et al.*, 2013, 2017). En Libye, elle a été récupérée de *R. Mehleyi* (Hůrka 1982 ; Amr et Qumsiyeh, 1993), également de *R. blasii*, *R. euryale* et *R. ferrumequinum* d'Iran (Kock 1983 ; Benda *et al.*, 2014) et *R. blasii*, *R. clivosus*, *R. euryale* et *R. ferrumequinum* de Jordan (Benda *et al.*, 2010). D'autres hôtes incluent *M. schreibersii*, *M. myotis* et *M. blythii* en Europe de l'Est (Hůrka, 1964).

✓ Streblidae

Dans cette étude, On a pu identifiée une espèce de mouche Streblidae (*Brachytarsina flavipennis*). C'est la seule streblide connu dans la région méditerranéenne associé à des rhinolophes tels que *R. Blasi*, *R. ferrumequinum*, *R. hipposideros* et *R. Mehelyi* de Chypre, de Jordanie et de Syrie (Amr and Qumsiyeh, 1993 ; Walter and Ebenau, 1997 ; Ševèik *et al.*, 2013). Les principaux hôtes sont les espèces méditerranéennes de *Rhinolophus*, mais cette mouche est également courante chez les membres du genre *Myotis* (Hůrka, 1962 ; Scheffler, 2012). Les hôtes connus d'Algérie incluent *M. blythi*, *M. schreibersii*, *R. mehelyi* et *R. hipposideros* (Anciaux de Faveaux, 1976 ; Amr et Qumsiyeh, 1993), *R. ferrumequinum* (Bendjeddou *et al.*, 2013), *M. capaccinii*, *M. punicus*, *R. blasii*, *R. clivosus*, et *T. aegyptica* (Bendjeddou *et al.*, 2017). La mouche a été collectée aussi sur *R. blasii* en Iran et en Jordanie (Amr et Qumsiyeh, 1993 ; Benda *et al.*, 2014), *R. ferrumequinum* et *R. blasii* de Chypre (Ševèik *et al.* 2013), *R. Mehelyi* de Libye et de Syrie (Hůrka, 1982 ; Walter et Ebenau, 1997) et de *A. tridens* de Palestine (Theodor et Moscona, 1954). Une autre mouche streblide qui parasite les chauves-souris d'Algérie *Raymondia huberi* qui n'a pas été collectée sur nos 3 espèces de chiroptères ni dans cette études ni dans d'autres. Elle a été trouvée chez *R. clivosus* et *T. aegyptiaca* dans notre pays et chez *A. tridens* en Iran et Palestine (Theodor and Moscona, 1954 ; Hůrka, 1984).

✓ **Ischnopsyllidae**

Nous avons enregistré un nouvel hôte pour *Araeopsylla gestroi* dans cette étude. Cette espèce a été échantillonnée pour la première fois à partir d'un rhinolophe. Il s'agit d'une puce de Chiroptera rare associée au genre *Tadarida* et elle est distribuée dans les parties occidentales et centrales du Paléarctique (**Medvedev et Kotti, 2012**). Elle est connue à parasiter *T. aegyptiaca* en Algérie et en Egypte (**Hoogstraal et Traub, 1963**). Elle a été enregistrée d'Italie et de Ceylan (**Hopkins et Rothschild, 1956**), et l'Azerbaïdjan, le Kazakhstan et le Kirghizistan (**Taskaeva, 1960**). Elle a été trouvée chez *T. teniotis* au Liban et en Libye (**Lewis 1964 ; Hürka, 1982**) et En Espagne (**Quetglas et al., 2014**).

✓ **Ixodidae**

Cette étude a permis d'enregistrer 3 nouveaux hôtes pour *Ixodes vespertilionis*. Cette tique a été trouvée chez *M. capaccinii*, *M. emarginatus* et *M. punicus* en Algérie (**Bendjeddou et al., 2016, 2017**). *R. ferrumequinum*, *R. hipposideros*, *M. myotis* et *M. schreibersi* ont été enregistrées comme hôtes pour *I. vespertilionis* en Slovénie (**Tovornik 1990**). Elle a été trouvée aussi chez *R. euryale*, *R. ferrumequinum*, *R. hipposideros* et *M. schreibersi* en Slovaquie (**Krištofik et Danko, 2012**).

✓ **Spinturnicidae**

-. *Spinturnix myoti* a été collecté pour la première fois sur *R. ferrumequinum*. Cette espèce vit sur la membrane de l'aile de chauves-souris. Ces acariens sont spécifiques aux genres ou à l'espèce (**Rudnick, 1960**) et disposent d'une large gamme de distribution en Europe, en Afrique du Nord et en Asie (**Krištofik et Danko, 2012**). *Spinturnix myoti* a été signalée chez *M. punicus*, *M. capaccinii*, *M. emarginatus*, *P. gaisler* Et *R. mehelyi* en Algérie (**Bendjeddou et al., 2013, 2017**) et chez *M. punicus* en Libye (**Benda et al., 2014**). Cette espèce est associée en Europe aux hôtes *M. myotis*, *M. blythii* et *M. capaccinii* (**Deunff et al., 2004**).

-. *Eyndhovenia euryalis* a été échantillonné aussi à partir de *R. blasii* et à partir de *P. gaisler* en Algérie (**Bendjeddou et al., 2017**). Il s'agit d'une espèce répandue en Europe, atteignant la Chine et l'Australie (**Krištofik et Danko, 2012**). Il a été collecté sur *R. ferrumequinum*, *R. euryale*, *M. schreibersi* et *M. emarginatus* du nord de la péninsule ibérique (**Imaz et al., 1999**) et chez *Rh. euryale* et *Rh. mehelyi* (**Estrada-Peña et al., 1990**).

3.2.3.- Détection moléculaire d'agents pathogènes

Les mêmes agents bactériens traités dans cette étude ont été testés par **Leulmi et al. (2016)** sur des arthropodes et tissus d'animaux domestiques et sauvages dans le Nord-est de

l'Algérie. Leur étude à propos des ectoparasites collectés sur les chauves-souris a révélé des résultats positifs pour *Bartonella tamiae*, détectée chez *Nycteribiidae* sp et *Ixodes vespertilionis*, *Coxiella burnetii*, identifié chez *I. vespertilionis* et également pour *Rickettsia felis*, détectée chez *Ischnopsyllus intermedius*. Beaucoup d'autres études ont été faites sur le même concept dans le monde, des enregistrements de *Bartonella* sp notamment, en Afrique de l'Est (**Kosoy et al., 2010**), au Guatemala (**Bai et al., 2011**), à Madagascar (**Wilkinson et al., 2016**) en Argentine (**Cicuttin et al., 2017**), et de *Rickettsia* sp en France (**Socolovschi et al., 2012**), en Afrique du Sud et en Swaziland (**Dietrich et al., 2016**) et en Argentine (**Cicuttin et al., 2017**).

Conclusion

Et

Perspectives

La présente étude sur les ectoparasites des chiroptères au Parc National de Chréa offre un aperçu des différents ordres d'arthropodes rencontrés chez les chauves-souris, avec une prédominance des mouches (Nycteribiidae) en nombre d'espèces et spécimens avec une moyenne de (73,96%) par rapport à l'autre famille Streblidae (7,29%) et aux autres arthropodes telles que les puces (6,25%), les tiques (4,17%) et les mites (8,33%). L'intérêt de ces arthropodes est que ce sont des hématophages et des vecteurs potentiels d'agents pathogènes.

L'identification des ectoparasites trouvés chez les différentes espèces de chiroptères a révélée l'existence de nouvelles associations hôtes-parasites pour toutes les trois espèces de Chiroptera examinées.

L'analyse moléculaire par PCR en temps réel à permet d'identifier *Bartonella* sp. chez 8,82 % des arthropodes testés correspondent à *Nycteribiidae* sp. et *Araeopsylla* sp. Alors que l'analyse moléculaire par PCR standard et PCR en temps réel n'a détecté aucun résultat positif pour *Rickettsia* sp. et *Coxiella burnetti*.

Les résultats obtenus permet de conclure que :

- ☞ Les chauves-souris présentent une diversité remarquable d'arthropodes ectoparasites.
- ☞ Elles peuvent être des réservoirs d'agents pathogènes bactériens.
- ☞ La détection de *Bartonella* sp chez les ectoparasites prélevés des chauves-souris suggère que cette bactérie pourrait être transmise à d'autres animaux et à l'Homme surtout les chiroptérologues et les spéléologues par les piqûres occasionnelles des arthropodes hématophages.

Enfin, le travail effectué dans la région d'El Hamdania, est l'un des rares études faites en Algérie sur les ectoparasites de l'avifaune sauvage. Il est intéressant de poursuivre l'étude dans d'autres zones colonisées par les chauves-souris et cela est important pour la connaissance et la surveillance des agents pathogènes ainsi que la prévention contre les maladies vectorielles à travers le territoire national.



Références Bibliographiques

1. **Aellen, V. (1955).** *Rhinolophus blasii* Peters, 1866. Chauve-scuris nouvelle pour l’Afrique du Nord. *Mammalia*, 19: 361-366 pp.
2. **Aellen, V. (1960).** Notes sur les puces des chauves souris, principalement de la Suisse (Siphonaptera : Ischnopsyllidae). *Bulletin de la Société Neuchâteloise des Sciences Naturelles*, 83 : 41-61 pp.
3. **Aellen, V. (1995).** Chiroptera. In *Mammifères de la Suisse*, pp 73-76. Edité par la Commission des Mémoires de l'Académie Suisse des Sciences Naturelles, Springer Basel AG.
4. **Ahmim, M. (2017).** Current status, distribution and conservation status of Algerian bats (Mammalia: Chiroptera). *Journal of Threatened Taxa*, 9(1): 9723–9733 pp.
5. **Ahmim, M. et Moali, A. (2013).** The diet of four species of horseshoe bat (Chiroptera: Rhinolophidae) in a mountainous region of Algeria: evidence for gleanng. *Associazione Teriologica Italiana*, 24 (2): 174–176 pp.
6. **Albayrak, I. (2003).** The bats of the Eastern Black Sea Region in Turkey (Mammalia: Chiroptera). *Turk. J. Zool.*, 27: 269–273.
7. **Alexander, D.E. (2015).** Bats: Wings in the dark. In *On the wing insects, pterosaurs, birds, Bats and the evolution of animal flight*, pp 130-146. University Press, Oxford.
8. **Allan, S.A. (2001).** Ticks (Class Arachnida : Order Acharina). In *Parasitic diseases of wild mammals*, 2nd ed. (edited by W.M. Samuel, M.J. Pybus and A.A. Kocan), pp 72-106. Iowa State University Press, USA.
9. **Allen, G.M. (1967).** The parasites of bats. *Bats*. Museum of Comparative Zoology, 368 p.
10. **Allocati, N., Petrucci, A.G., Giovanni, P.Di., Masulli, M., Ilio, C.Di. et Laurenzi, V.De. (2016).** Bat–man disease transmission: zoonotic pathogens from wildlife reservoirs to human populations. *Cell Death Discovery* 2, 16048.
11. **Altringham, J.D. (2011).** *Bats from evolution to conservation*, 2nd edition. Oxford University Press Inc., New York, 349 p.
12. **Amr, Z., et Qumsiyeh, M.B. (1993).** Records of bat flies from Jordan, Libya, and Algeria. *Entom. News*, 104: 43-46.

13. **Anciaux de Faveaux, M. (1971a).** Catalogue des Acariens parasites et commensaux des Chiroptères I. Ixodoidea and Mesostigmata. *Bulletin de l'Institut Royal des Sciences Naturelles de Belgique*, 91 p.
14. **Anciaux de Faveaux, M. (1971b).** Catalogue des Acariens parasites et commensaux des Chiroptères II. Trombidiformes and Sarcoptiformes. *Bulletin de l'Institut Royal des Sciences Naturelles de Belgique* : 92-200.
15. **Anciaux de Faveaux, M. (1971c).** Catalogue des Acariens parasites et commensaux des Chiroptères 4^{ème} et cinquième partie. *Bulletin de l'Institut Royal des Sciences Naturelles de Belgique* : 328-451.
16. **Anciaux de Faveaux, M. (1976).** Distribution des Chiroptères en Algérie, avec notes écologiques et parasitologiques. *Bulletin de la Société d'Histoire naturelle de l'Afrique du Nord*, 67(1-2): 68-80 pp.
17. **Anciaux de Faveaux, M. (1977).** Déplacements saisonniers chez *Miniopterus schreibersii natalensis* (A. Smith, 1834) au Shaba méridional (S. E. Zaïre, Afrique Centrale) (Mammalia: Chiroptera). *Revue de Zoologie Africaine*, 91(3) : 721-729.
18. **Anciaux de Faveaux, M. (1984).** Les parasites des chiroptères du continent africain. *Musée royal de l'Afrique Centrale*, Tervuren, Belgique : 244: 92.
19. **Anonyme (2000).** *Plan de gestion I. Période quinquennale 2000-2005*. Parc National de Chréa, 160 p.
20. **Anonyme (2005).** *Plan de gestion II. Période quinquennale 2005-2009*. Parc National de Chréa, 230 p.
21. **Anonyme (2010).** *Plan de gestion III. Période quinquennale 2010-2014*. Parc National de Chréa, 60 p.
22. **Anonyme (2017).** Données météorologiques. www.infoclimat.fr.
23. **Aulagnier, S., Haffer, P., Mitchell-Jones, A.J., Moutou, F. et Zima, J. (2008).** *Guide des mammifères d'Europe, d'Afrique du Nord et du Moyen-Orient*. Delachaux et Niestlé SA, Paris, 272 p.

24. Baca, O.Ge. et Paretsky D. (1983). Q fever and *Coxiella burnetii*: a model for host-parasite interactions. *Microbiol. Rev.*, 47: 127-149.
25. Bai, Y., Kosoy, M., Recuenco, S., Alvarez, D., Moran, D., Turmelle, A., Ellison, J., Garcia, D.L., Estevez, A., Lindblade, K. et Rupprecht C. (2011). *Bartonella* spp. in Bats, Guatemala. *Emerg Infect Dis.*, 17: 2009–2012.
26. Bazi, A. (1988). *Contribution à l'étude de l'avifaune du Parc National de Chréa station Guellaie*. Th. Ing. Ines. Agro, 110 p.
27. Beatty, R., Beer, A.J., Green, J. et Taylor, B. (2008). *Exploring the world of mammals*. Chelsea House, 415 p.
28. Beaucournu, J.C. (1983). Les ectoparasites de chauves-souris comme moyens d'approche d'une identification de l'hôte. *Mammifères sauvages*, 8: 49-50.
29. Beaucournu, J.C. et Fain, A. (1983). Notes sur les Ischnopsyllinae du Continent Africain (Siphonaptera). *Rev. Zool. afr.*, 97(3): 453-468.
30. Beaumont, A. et Cassier, P. (2000). *Biologie animale-Les cordés : Anatomie comparée des vertébrés*. Ed. Dunod, Paris, 638 p.
31. Bellatreche, M. (2008). *Diversité fonctionnelle comparée de l'entomofaune dans deux chênaies au Parc National de Chréa*. Th. Ing. USTHB, 72 p.
32. Ben Amara, A., Ghigo, E., Le Priol, Y., Lepolard, C., Salcedo, S.P, Lemichez E., Bretelle, F., Capo, C. et Mege, J.L. (2010). *Coxiella burnetii*, the agent of Q fever, replicates within trophoblasts and induces a unique transcriptional response. *PLoS One*, 5: e15315.
32. Benda, P., Lučan, R.K., Obuch, J., Reiter, A., Andreas, M., Bačkor, P., Bohnenstengel, T., Eid, E.K., Ševčík, M., Vallo, P., et Amr, Z.S. (2010). Bats (Mammalia: Chiroptera) of the Eastern Mediterranean and Middle East. Part 8. Bats of Jordan: fauna, ecology, echolocation, ectoparasites. *Acta Soc. Zool. Bohem.*, 74: 185–353.
33. Benda, P., Spitzenberger, F., Hanák, V., Andreas, M., Reiter, A., Ševčík, M., Šmíd, J., et Uhrin, M. (2014). Bats (Mammalia: Chiroptera) of the Eastern Mediterranean and Middle East. Part 11. On the bat fauna of Libya II. *Acta Soc. Zool. Bohem.*, 78: 1–162.

34. Bendjeddou, M.L., Bitam, I., Abiadh, A., Bouslama, Z. et Amr, Z. (2013). Some new records of arthropod ectoparasites of bats from north-eastern Algeria. *JJBS*, 6: 324-327.
35. Bendjeddou, M.L., Bakhouche B. et Bouslama Z. (2014). A new locality for *Tadarida teniotis* (Rafinesque, 1814) (Mammalia, Chiroptera, Molossidae) in Algeria. *Natura Rerum*, 3: 37-39.
36. Bendjeddou, M.L., Bouslama, Z., Amr, Z.S., Bani Hani, R. (2016). Infestation and seasonal activity of *Ixodes vespertilionis* (Acari: Ixodidae) on the Maghreb mouse-eared bat, *Myotis punicus*, in North eastern Alageria. *J. Vector Ecol.*, 41: 110-113.
37. Bendjeddou, M.L., Loumassine, H.A., Scheffler, I., Bouslama, Z. et Amr, Z.S. (2017). Bat ectoparasites (Nycteribiidae, Streblidae, Siphonaptera, Heteroptera, Mesostigmata, Argasidae, and Ixodidae) from Algeria. *Journal of Vector Ecology*, 42 (1): 13-23.
38. Bequaert, J. (1940). Moscas parasitas pupiparas de Colombia y Panama. *Rev Acad Colombiana Cienc Exactas Fis Y Nat*, 3(12): 414-418 pp.
39. Birtles, R. (2012). Liptospira infections. In *Infectious diseases of wild mammals and birds in Europe* (edited by D.Gavier-Widén, J. P. Duff, A.Meredith), ed. A John Wiley & Sons, Ltd., Publication, pp 402-408.
40. Blackwelder, R.E. (1963). *Classification of the animal kingdom*. University Press, USA, 96p.
41. Blondel, J. (1979). *Biogéographie et écologie*. Ed. Masson, Paris, 173 p.
42. Bnef (1984). *Etude du milieu du Parc National de Chréa*. Bureau National des études forestières, Blida, 150 p.
43. Boillat, N., et Greub, G. (2007). Approche clinique des rickettsioses. *Rev Med Suisse*, 3 : 32296.
44. Boyles, J.G., Cryan, P.M., McCracken G.F. et Kunz T.H. (2011). Conservation. Economic importance of bats in agriculture. *Science*, 332: 2-41 pp.
44. Brehm, A.E. (1869). *La vie des animaux illustrée description populaire du règne animal*, Vol 1. Edition J.B. Baillièrè, Paris, 901 p.

45. **Brues, C.T. et Melander, A.L. (1932).** Classification of insects : A key to the known families of insects and other terrestrial arthropods. *Bulletin of the Museum of Comparative Zoology*, 73:1-672.
46. **Burgess, N.R.H. et Cowan, G.O. (1993).** *A colour Atlas of Medical Entomology*. Springer Science+Business Media Dordrecht, 144 p.
47. **Capinera, J.L. (2010).** *Insects and Wildlife: Arthropods and Their Relationships with Wild Vertebrate Animals*. Edited by John Wiley & Sons, Wiley-Blackwell, 487 p.
48. **Cheeran, J.V. (2008).** *Textbook of wild and zoo animals: care and management*, 2nd ed. International Book Distributing Company, India, 231 p.
49. **Cicuttin, G.L., De Salvo, M.N., La Rosa, I., Gury Dohmen, F.E. (2017).** Neorickettsia risticii, Rickettsia sp. and Bartonella sp. in Tadarida brasiliensis bats from Buenos Aires, Argentina. *Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases*, 52: 1-5.
50. **Colebrook, E. et WALL, R. (2004).** Ectoparasites of livestock in Europe and the Mediterranean region. *Vet. Parasitol.*, 120: 251-274.
51. **Cooper, L.N. et Sears, K.E. (2013).** How to Grow a Bat Wing. In *Bat Evolution, Ecology, and Conservation* (edited by R.A. Adams and S.C. Pedersen), pp 3-20. Springer Science+Business Media, New York.
52. **Cuadra M. (1981).** *Bartonella bacilliformis*. In *Infectious diseases and Medical microbiology*, 2nd edition (edited by AI Braude, CW Davis and J Fierer), The W.B. Saunders Company, Philadelphia, pp 6-510.
53. **Davis, W.H. (2015).** Hibernation: Ecology and Physiological Ecology. In *Biology of bats*, Vol I (edited by W.A. Wimsatt), pp 265-300. Academic Press, New York and London.
54. **Delarras, C. (2014).** *Pratique en microbiologie de laboratoire ? Recherche de bactéries et de levures-moisissures*. Ed. Lavoisier, Paris, 772 p.
55. **Delaunay, P. et Bérenger, J.M. (2017).** Les cimicides (Hemiptera : Cimicidae). In *Entomologie médicale et vétérinaire* (édité par G. Duvallet, D. Fontenille et V. Robert), éditions Quae, Marseille, Versailles, pp 485-495.

- 56. Deunff, J. (1977).** Observations sur les Spinturnicidae de la region palearctique occidentale (Acarina, Mesostigmata) spécifité, répartition et morphologie. *Acarologia*, 8: 602-617.
- 57. Deunff, J., Walter, G., Bellido, A. et Volleth, M. (2004).** Description of a cryptic species, *Spinturnix bechsteini* n. sp. (Acari, Mesostigma, Spinturnicidae), Parasite of *Myotis bechsteinii* (Kuhl, 1817) (Chiroptera, Vespertilionidae) by using ecoethology of host bat and statistical methods. *J. Med. Entomol.*, 41: 826-832.
- 58. DE VROEY, C. (2002).** Extraction d'ADN, Université libre de Bruxelles, pp : 1-9.
- 59. Dhooria, M.S. (2008).** *Ane's Encyclopedic Dictionary of General and Applied Entomology*. Springer Science+ Business Media, Ane Books India, New Delhi, 302 p.
- 60. Dick, C.W. (2005).** The Streblid bat flies (Diptera: Streblidae) of Guatemala. In *Biodiversidad de Guatemala*, Volumen I, pp 442-452. Publicado por Universidad del Valle de Guatemala, Guatemala, Centroamérica.
- 61. Dick, C.W. (2007).** High host specificity of obligate ectoparasites. *Ecological Entomology*, 32 : 446–450.
- 62. Dick, C.W. (2015).** Streblidae (Bat flies). In *Encyclopedia of Parasitology* (edited by H. Mehlhorn), pp 1-5. Springer-Verlag Berlin Heidelberg.
- 63. Dick, C.W. et Dittmar K. (2014).** Parasitic bat flies (Diptera: Streblidae and Nycteribiidae) : Host specificity and potentiel as vectors. In *Bats (Chiroptera) as Vectors of Diseases and Parasites*, Parasitology Research Monographs 5 (edited by S. Klimpel and H. Mehlhorn), pp 131-155. Springer-Verlag Berlin Heidelberg.
- 64. Dick, C.W. et Miller, J.A. (2010).** Streblidae (Bat flies). In *Manual of Central American Diptera*, Vol 2 (edited by B.V. Brown *et al.*), pp 1249-1260. NRC Research Press, Ottawa, Ontario, Canada.
- 65. Dick, C.W. et Patterson, B.D. (2006).** Bat flies: Obligate ectoparasites of bats. In *micromammals and Macroparasites: From Evolutionary Ecology to Management* (edited by S. Morand, B.R. Krasnov and R. Poulin), Springer-Verlag, Tokyo, pp 179-194.
- 66. Dick, C.W., Patterson, B.D. et Dittmar, K. (2007).** Bat flies: obligate ectoparasites of bats (Mammalia: Chiroptera). In *International Bat Research Conference*, 37th NASBR, Mérida, YUC, Mexico, August 19-23.

67. Dietrich, M., Tjale, M.A., Weyer, J., Kearney, T., Seamark, E.C.J., Nell, L.H., Monadjem, A. et Markotter, W.(2016). Diversity of Bartonella and Rickettsia spp. In Bats and Their Blood-Feeding Ectoparasites from South Africa and Swaziland. *PloS One*, 3 : e0152077.
68. Dietz, C. et von Helversen, O. (2004). *Clé d'identification illustrée des chauves-souris d'Europe*. Ed. Tuebingen et Erlangen, Allemagne, 29 p.
69. Dietz, C., von Helversen, O. et Nill, D. (2009). *L'encyclopédie des chauves-souris d'Europe et d'Afrique du Nord : Biologie, caractéristiques, protection*. Ed. Delachaux et Niestlé, Paris, 400 p.
70. Drexler, J.F., Gloza-Rausch, F., Glende, J., Corman, V.M., Muth, D., Goettsche, M., Seebens, A., Niedrig, M., Pfefferle, S., Yordanov, S., Zhelyazkov, L., Hermanns, U., Vallo, P., Lukashev, A., Müller, M.A., Deng, H., Herrler, G. and Drosten C. (2010). Genomic characterization of SARS-related coronavirus in European bats and classification of Coronaviruses based on partial RNA-dependent RNA polymerase gene sequences. *J Virol*, 84(21):11336-49.
71. Duméril, C. (1806). *Zoologie analytique, ou Méthode naturelle de classification des animaux: rendue plus facile à l'aide de tableaux synoptiques*. Edition Allais, Paris, 344 p.
72. Duvallet, G. et Baldacchino, F. (2017). Hippoboscidae, Nycteribiidae et Streblidae (Diptera). In *Entomologie médicale et vétérinaire* (édité par G. Duvallet, D. Fontenille et V. Robert). Editions Quae, Marseille, Versailles, pp 405-411.
73. Estrada-Peña, A., Ibañez, C. et Trujillo, D. (1990). Nuevas citas de ácaros parásitos de quirópteros en la Península Ibérica, Norte de África e Islas de la Macaronesia. *Rev. Iber. Parasitol.*, 50: 91–94.
74. Euzéby, J. (2008). *Grand dictionnaire illustré de parasitologie médicale et vétérinaire*. Ed. Lavoisier, Paris, 832 p.
75. Falcoz, L. (1923). Biospeologica, No. 49. Diptera Pupipara, *Arch. Zool. Exp. Gén.*, 61: 521-552.

- 76. Fenton, M.B. (1982).** Echolocation, insect hearing, and feeding ecology of insectivorous bats. In *Ecology of bats* (edited by T.H. Kunz), Plenum Press, New York and London, pp 261-286.
- 77. Fenton, M.B. (1995).** Natural history and biosonar signals. In *Hearing by bats* (edited by A.N. Popper and R.R. Fay). Springer-Verlag, New York, Berlin, Heidelberg, London, Paris, Tokyo, Hong Kong, Barcelona and Budapest, pp 37-86.
- 78. Fenton, M.B. (2013).** Evolution of echolocation. In *Bat Evolution, Ecology, and Conservation* (edited by R.A. Adams and S.C. Pedersen). Springer Science+Business Media New York, pp 47-70.
- 79. Fenton, M.B. et Simmons, N.B. (2014).** *Bats a world of science and mystery*. The University of Chicago Press, Chicago and London, 303 p.
- 80. Findley, J.S. (1993).** *Bats: A Community Perspective*. University Press, Cambridge, 167 p.
- 81. Finnemore, M. et Richardson, P.W. (2004).** Catching bats. In *Bat Worker's Manual*, 3rd ed. (edited by A.J. Mitchell-Jones & A.P. McLeish). Joint Nature Conservation Committee, pp 41-48.
- 82. Fleaming, J. (2009).** *The philosophy of zoology or a general view of the structure, functions, and classification of animals*, Vol 2. Cambridge University Press, New York, 627p.
- 83. Fournier, P.E., Marrie, T.J., Raoult, D. (1998).** Diagnosis of Q fever. *J. Clin. Microbiol.*, **36**: 1823-1834.
- 84. Frank, R., Münster, J., Schulze, J., Liston, A. et Klimpel, S. (2014).** Macroparasites of Microchiroptera: Bat Ectoparasites of Central and South America. In *Bats (Chiroptera) as Vectors of Diseases and Parasites*, Parasitology Research Monographs 5 (edited by S. Klimpel and H. Mehlhorn). Springer-Verlag Berlin Heidelberg, pp 87-130.
- 85. Frank, R., Kuhn, T., Werblow, A., Liston, A., Kochmann, J., et Klimpel, S. (2015).** Parasite diversity of European *Myotis* species with special emphasis on *Myotis myotis* (Microchiroptera, Vespertilionidae) from a typical nursery roost. *Parasites & Vectors*, **8**:101.

- 86. Gaffuri, A. et Holmes, J.P. (2012).** Salmonella infections. In *Infectious diseases of wild mammals and birds in Europe* (edited by D Gavier-Widén, JP Duff and A Meredith), Blackwell Publishing Ltd, pp 386-397.
- 87. Gaisler, J. (1983).** Nouvelles données sur les Chiroptères du nord algérien. *Mammalia* 47(3) : 359–369.
- 88. Gaisler, J. (1984).** Bats of northern Algeria and their winter activity. *Myotis* 21-22: 89–95.
- 89. Gaisler, J. et Kowalski, K. (1986).** Results of the netting of bats in Algeria (Mammalia: Chiroptera). *Věstník československé Společnosti zoologické* 50: 161–173.
- 90. Ge, X.Y., Li, J.L., Yang, X.L., Chmura, A.A., Zhu, G., Epstein, J.H., Mazet, J.K., Hu, B., Zhang, W., Peng, C., Zhang, Y.J., Luo, C.M., Tan, B., Wang, N., Zhu, Y., Cramer, G., Zhang, S.Y., Wang, L.F., Daszak, P. et Shi, Z.L. (2013).** Isolation and characterization of a bat SARS-like coronavirus that uses the ACE2 receptor. *Nature*, 503(7477): 535–538.
- 91. Gillott, C. (2005).** *Entomology*, 3rd edition. Springer, 831 p.
- 92. Gervais, M.P. (1854).** *Histoire naturelle des mammifères: Primates, cheiroptères, insectivores et rongeurs*. Edité par L. Curmer, Paris, 418 p.
- 93. Goutier-Lerestif, A.L., Desbordes, L., Gaillot, O. et Avril, J.L. (2003).** Le diagnostic, le traitement et la prévention des pasteurelloses humaines. *John Libbey Eurotext.*, 1: 15-21.
- 94. Gracioli, G. (2010).** Nycteribiidae (Bat flies, Spider bat flies). In *Manual of Central American Diptera*, Vol 2 (edited by B.V. Brown *et al.*), NRC Research Press, Ottawa, Ontario, Canada, pp 1261-1266.
- 95. Graham, G.L. et Reid, F.A. (1994).** *Bats of the world*. Golden press, New York, 164 p.
- 96. Grassé, P.P. (1996).** *Zoologie, Vertébrés*, 3^e édition. Ed. Masson, Paris, 198 p.
- 97. Griffiths, G.C.D. (1972).** *The Phylogenetic Classification of Diptera Cyclorrhapha, with Special Reference to the Structure of the Male Postabdomen*. Junk, The Hague, the Netherlands, 340 p.

98. Grimaldi, D. et Engel, M.S. (2005). *Evolution of the insects*. University Press, Cambridge, New York, Melbourne, Madrid, Cape Town, Singapore, São Paulo, 755 p.
99. Grinnell, A.D. (1995). Hearing in Bats: An Overview. In *Hearing by bats* (edited by A.N. Popper and R.R. Fay), Springer-Verlag, New York, Berlin, Heidelberg, London, Paris, Tokyo, Hong Kong, Barcelona and Budapest, pp 1-36.
100. Gunnell, G.F. et Simmons, N.B. (2005). Fossil evidence and the origin of bats. *Journal of mammalian evolution*, 12 (1-2) : 209-246.
101. Gunnell, G.F., Simons, E.L. et Seiffert E.R. (2008). New Bats (Mammalia: Chiroptera) from the Late Eocene and Early Oligocene, Fayum Depression, Egypt. *Journal of Vertebrate Paleontology*, 28(1): 1-11.
102. Haert, T. et Shaers, P. (1997). *Atlas de poche de microbiologie*. Ed. Médecine Science-Flammarion, Paris, pp 284-286.
103. Halpin, K., Young, P.L., Field, H.E. et Mackenzie, J.L. (2000). Isolation of Hendra virus from pterid bats: a natural reservoir of Hendra virus. *J Gen Virol*, 81:1927–1932.
104. Hanak, V. et Gaisler, J. (1983). *Nyctalus leisleri* (Kuhl, 1818), une espèce nouvelle pour le continent africain. *Mammalia*, 47(4): 585–587.
105. Happold, M. et Happold, D.C.D. (eds) (2013). *Mammals of Africa, Vol IV: Hedgehogs, Shrews and Bats*. Bloomsbury Publishing, London, 800 p.
106. Hastriter, M.W. et Whiting, M.F. (2009). Siphonaptera. In *Encyclopedia of insects*, 2nd edition (edited by V.H. Resh and R.T. Cardé). Academic Press, Amsterdam, Boston, London, New York, Oxford, Paris, San Diego, San Francisco, Singapore, Sydney, Tokyo, pp 924-928.
107. Hastriter, M.W., Miller, K.B.,G. Svenson, J., Martin, G.J. et Whiting, M.F. (2017). New record of a phoretic flea associated with earwigs (Dermaptera, Arixeniidae) and a redescription of the bat flea *Lagaropsylla signata* (Siphonaptera, Ischnopsyllidae). *ZooKeys*, 657: 67–79.
108. Hayman, D.T., Bowen, R.A., Cryan, P.M., McCracken, G.F., O'Shea, T.J., Peel, A.J., Gilbert, A., Webb, C.T., Wood, J.L.N. (2013). Ecology of Zoonotic Infectious

Diseases in Bats: Current Knowledge and Future Directions. *Zoonoses and Public Health*, 60 : 2-21.

109. Hill, J.E. et Smith, J.D. (1984). Bats: A natural history. Austin: University of Texas Press. *Journal of mammalogy*, 66 (2): 424-425.

110. Hoogstraal, H. et Traub, R. (1963). The fleas (Siphonaptera) of Egypt. Host-parasite relationships of Insectivora and Chiroptera. *J. Egypt. Publ. Health Assoc.*, 38: 111-130.

112. Hopkins, G.H.E. et Rothschild, M. (1956). An Illustrated Catalogue of Rothschild Collection of Fleas (Siphonaptera) in the British Museum (NH). Volume II. Cotopsyllidae, Vermipsyllidae, Stephanocircidae, Ischnopsyllidae, Hypsophthalmidae, and Xiphiopsyllidae. British Museum (Natural History), London. 445 pp.

113. Hornok, S., Kontschán, J., Kováts, D., Kovács, R., Angyal, D., Görföl, T., Polacsek, Z., Kalmár, Z. et Mihalca, A.D. (2014). Bat ticks revisited: *Ixodes ariadnae* sp. nov. and allopatric genotypes of *I. vespertilionis* in caves of Hungary. *Parasites & Vectors*, 7:202.

113. Hůrka, K. (1962). Beitrag zu Nycteribiden- und Streblidenfauna Albaniens nebst Bemerkungen zur Fauna von Bulgarien, Ungarn und UdSSR. *Časopis Československé Společnosti Entomologické*, 59:156-164.

114. Hůrka, K. (1964). Distribution, bionomy and ecology of the European bat flies with special regard to the Czechoslovak fauna (Diptera, Nycteribidae). *Acta Univ. Carol.-Biol.*, 1964: 167–231.

115. Hůrka, K. (1982). On the insect bat ectoparasites of coastal Libya (Cimicidae, Nycteribiidae, Streblidae, Ischnopsyllidae). *Věstník Československé Společnosti Zoologické*, 46: 85–91.

116. Hůrka, K. (1984). New taxa and new records of Palearctic Nycteribiidae and Streblidae (Diptera, Pupipara). *Věstník Československé Společnosti Zoologické*, 48: 90–101.

117. Hůrka, K. (1997). New data on taxonomy and distribution of Palaeartic, Oriental and Neotropical Ischnopsyllidae (Siphonaptera), Nycteribiidae and Streblidae (Diptera). *Acta Soc. Zool. Bohem.*, 61: 23–33.

118. Hosseini-Chegeni, A. et Tavakoli, M. (2013). Argas vespertilionis (Ixodida: Argasidae): A parasite of Pipistrel bat in Western Iran. *Persian Journal of Acarology*, Vol. 2, No. 2, pp. 321–330.
119. Hutson, A.M. (1972). Ectoparasites of British bats. *Mammal review*, 1(6): 143-150.
120. Hutson, A.M. (1984). Keds, flat-flies and bat-flies: Diptera, Hippoboscidae and Nycteribiidae. In *Handbooks for the identification of British insects*, Vol 10, Part 7. Edited by M.G. Fitton, Royal Entomological Society of London, 40 p.
121. Hutson, A.M. et Racey, P.A. (2004). Examining bats. In *Bat Worker's Manuel*, 3rd ed. (edited by A.J. Mitchell-Jones & A.P. McLeish), Joint Nature Conservation Committee, pp 49-56.
122. Imaz, E., Aihartza, J.R. et Totorika, M.J. (1999). Ectoparasites on bats (Gamasida, Ixodida, Diptera) in Biscay (N Iberian peninsula). *Misc. Zoo.*, 22: 21-30.
123. Jacobs, D.S. et Bastian, A. (2016). *Predator–Prey Interactions: Co-evolution between bats and their prey*. Springer Briefs in Animal Sciences, 135 p.
124. Jepson, G.L. (1970). Bat origins and evolution. In *Biology of bats*, Volume I (edited by W.A. Wimsatt), Academic Press, New York and London, pp 1-64.
125. Joly, J. (2003). *Infection*. Environnement et santé publique- Fondements et pratiques. Ed. isem / Tec et Doc, Acton Vale / Paris, 145-162.
126. Jones, J.K. et Genoways, H.H. (1970). Chiropteran systematics. In: *About Bats: A Chiropteran Symposium* (eds R.H. Slaughter and D.W. Walton). Southern Methodist University Press, Dallas.
127. **Journal officiel**, (2012). Conventions et accords internationaux - lois et decrets arretes, decisions, avis, communications et annonces. Journal officiel de la république algérienne N°35.
128. Khoumeri, N. (2006). *Contribution à l'étude du peuplement entomologique en chataigneraie et en yeuseraie dans le Parc National de Chréa*. Th. Ing. INA, 80 p.
129. Kingdon, J. (2015). *The Kingdon field guide to African mammals*, 2nd edition. Bloomsbury, London, New Delhi, New York, Sydney, 640 p.

130. Kingdon, J., Happold, D., Butynski, T., Hoffmann, M., Happold, M. et Kalina, J. (eds) (2013). *Mammals of Africa* (6 vols). Bloomsbury Publishing, London.
131. Kock, D. (1983). Fledermaus-Fliegen in Iran (Insecta: Diptera: Streblidae, Nycteribiidae). *Senckenb. Biol.*, 63: 167–180
132. Kosoy, M., Bai Y., Lynch, T., Kuzmin, I.V., Niezgoda, M., Franka, R., et al.(2010). *Bartonella* spp. à Bats, au Kenya. *Emerg Infect Dis.*, 2010; 16 : 1875-1881.
133. Kowalski, F. (2010). *Les chroniques du net --+---*, Volume 1. Edition française, 172 p.
134. Kowalski, K. et Rzebik-Kowalska, B. (1991). *Mammals of Algeria*. Polish Academy of Sciences, Wroclaw, Warszawa, Krakow, 370 p.
135. Kranuel, J.J. et McCracken, G.F. (2013). Recent advances in bat migration research. In *Bat Evolution, Ecology, and Conservation* (edited by R.A. Adams and S.C. Pedersen), Springer Science+Business Media New York pp 293-313.
136. Kernif, T., Socolovschi, C., Bitam, I., Raoult, D. Parola, P. (2012). Vector-Borne Rickettsioses in North Africa. *Infect. Dis. Clin. N. Am.*, 26: 455–478.
137. Krištofik, J. et Danko, S. (2012). Arthropod ectoparasites (Acarina, Heteroptera, Diptera, Siphonaptera) of bats in Slovakia. *Vespertilio*, 16: 167–189.
138. Kunz, T.H. et Pierson, E.D. (1994). Bats of the world: An introduction. In *Walker's bats of the world*. The Johns Hopkins University Press, Baltinzore and London, 287 p.
139. Lecointre, G. et Le Guyader, H. (2001a). *Classification phylogénétique du vivant*, 3^e ed. Ed. Belin, Paris, 559 p.
140. Lecointre, G. et Le Guyader, H. (2001b). *Biosystematik*. Editions Belin, Paris, 696 p.
141. Lehane, M.J. (1991). *Biology of blood-sucking insects*. Harper Collins Academic, London, 228 p.
142. Leroux, p. et Reynaud, J. (1839). *Encyclopédie nouvelle: dictionnaire philosophique, scientifique, littéraire et industriel*, Volume 1. Ed. Librairie de Charles Gosselin, Paris, 827 p.

143. Leroy, E.M., Kumulungui, B., Pourrut, X., Rouquet, P., Hassanin, A., Yaba, P., Délicat, A., Paweska, J.T., Gonzalez, J.P., Swanepoel, R. (2005). Fruit bats as reservoirs of Ebola virus. *Nature*, 438:575–576.
144. Leulmi, H., Aouadi, A., Bitam, I., Bessas, A., Benakhla, A., Raoult, D., Parola P. (2016). Detection of *Bartonella tamiae*, *Coxiella burnetii* and *rickettsiae* in arthropods and tissues from wild and domestic animals in northeastern Algeria. *Parasites & Vectors*, 9:27.
145. Lewis, R.E. (1964). Additional records of from fleas Lebanon, Syria and Jordan. *Proc. R. Entomol. Soc. Lond. Ser. A Gen. Entomo.*, 39: 157–165.
246. Li, L., Victoria, J.G., Wang, C., Jones, M., Fellers, G.M., Kunz, T.H., Delwart, E. (2010). Bat guano virome: predominance of dietary viruses from insects and plants plus novel mammalian viruses. *J Virol*, 84 (14):6955–6965.
147. Long, C.A. (2008). *The Wild Mammals of Wisconsin*. Pensoft Publishers, Bulgaria, 552p.
148. Lumaret, R. (1962). Insectes Siphonaptères. *Faune de Madagascar XV*, Tananarive: Institut de Recherche Scientifique, 107 p.
149. Lyman, C.P. (2015). Thermoregulation and Metabolism in Bats. In *Biology of bats*, Vol I (edited by W.A. Wimsatt), Academic Press, New York and London, pp 301-330.
150. Maa, T.G. (1971). Review of the Streblidae (Diptera) parasitic on Megachiropteran bats. *Pacific Insects Monograph*, 28: 213-243.
160. MacDonald, S.O. et Cook, J.A. (2009). *Recent mammals of Alaska*. University of Alaska press, Fairbanks, 300 p.
161. Marshall, A.G. (1982). Ecology of insects ectoparasitic on bats. In *Ecology of bats* (edited by T.H. Kunz), Plenum Press, New York and London, pp 369-401.
162. Mazari, G. (1995). *Etude faunistique de quelques stations du Parc National de Chréa*. Th. Magister. Science Agronomique. INA, Alger, 165 p.
163. McAlpine, J.F. (1989). Phylogeny and classification of the Muscomorpha. In *Manual of Nearctic Diptera, Vol 3* (edited by J.F. McAlpine and D.M. Wood), Agriculture Canada Monograph 32, Ottawa, pp. 1397–1518.

- 164. Mecerem, D. (2009).** *Bioécologie et faune associée au Bombyx Lymantria dispar en phase de gradation dans le massif forestier de l'Atlas Blidéen*. Th. Magister. Science Agronomique. INA, Alger, 103 p.
- 165. Medvedeva, S.G. et Kotti, B.k. (2012).** Patterns of formation of the flea (Siphonaptera) fauna in the Caucasus. *Entomol. Rev.*, 92: 409-421.
- 166. Meddour, R. (2002).** Bioclimats, étages et séries de végétation de l'Atlas Blidéen (Algérie). *Phytocoenologia*, 32(1) : 101-128.
- 167. Meftah, T. (1985).** *Etude des grands mammifères de Guellaie au Parc National de Chréa*. Th. Ing. Agro. INA, Alger, 116 p.
- 168. Mehlhorn, H. (ed). (2001).** *Encyclopedic reference of parasitology*. Ed. Springer, Berlin, 676 p.
- 169. Melaun, C., Werblow, A., Busch, M.W., Liston, A., et Klimpel, S. (2014).** Bats as Potential Reservoir Hosts for Vector-Borne Diseases. In *Bats (Chiroptera) as Vectors of Diseases and Parasites*, Parasitology Research Monographs 5 (edited by S. Klimpel and H. Mehlhorn), Springer-Verlag Berlin Heidelberg, pp 25-61.
- 170. Messaoud, N. (2011).** *Contribution à l'étude de la repartition des chauves-souris au Parc National de Chréa*. Th. Magister. Univ. Blida 1, 113 p.
- 171. Messenger, S.L., Rupprecht, C., Smith, C. (2003).** Bats, emerging virus infections and the rabies paradigm. In *Bat ecology* (edited by TH Kunz and MB Fenton), University of Chicago Press, Chicago, 79-622 pp.
- 172. Meunier, F.J., Ridet, J.M. et Vieillot, H. (1991).** *Zoologie des cordés*. Edition Ellipses Marketing, 222 p.
- 173. Mitchell-Jones, A.J. et Robertson, C.J. (2004).** Bats and the law. In *Bat Worker's Manuel*, 3rd ed. (edited by A.J. Mitchell-Jones & A.P. McLeish), Joint Nature Conservation Committee, pp 11-22.
- 174. Moeschler, P. (1995).** *Miniopterus schreibersi*. In *Mammifères de la Suisse*, pp 194-197. Edité par la Commission des Mémoires de l'Académie Suisse des Sciences Naturelles, Springer Basel AG.

- 175. Monadjem, A., Taylor, P.J., Cotterill, F.P.D. et Schoeman, M.C. (2010).** *Bats of Southern and Central Africa: A biogeographic and taxonomic synthesis*. Wits University Press, 596 p.
- 176. Moulinier, C. (2003).** *Parasitologie et mycologie médicales. Eléments de morphologie et de biologie*. Editions Médicales Internationales, Cachan, 796 p.
- 177. Nakata, S. et Maa, T.C. (1974).** A review of the parasitic earwings (Dermaptera: Arixeniina, Hemimerina). *Pacific insects*, 16(2-3): 307-374.
- 178. Nowak, R.M. (1994).** *Walker's bats of the world*. The Johns Hopkins University Press, Baltinore and London, 287 p.
- 179. Nowak, R.M. et Paradiso, J.L. (1983).** *Walker's mammals of the world*, 4th ed., volume I-II. The Johns Hopkins University Press, Baltimore and London, 1362 p.
- 180. OConnor, B.M. (2009).** Mites. In *Encyclopedia of insects*, 2nd edition (edited by V.H. Resh and R.T. Cardé), Academic Press, Amsterdam, Boston, London, New York, Oxford, Paris, San Diego, San Francisco, Singapore, Sydney, Tokyo, pp 643-649.
- 181. Parola, P., Paddock, C.D., Socolovschi, C., Labruna, M.B., Mediannikov, O., Kernif, T., Abdad, M.Y., Stonos, Y., Bitam, I., Fournier, P.I. et Raoult, D. (2013).** Update on Tick-Borne Rickettsioses around the World : A Geographic Approach. *Clin Microbiol .Rev. Vol*, 24(4) : 657–702.
- 182. Pettigrew, J.D. (1986).** Flying Primates? Megabats have the advanced pathway from eye to midbrain. *Science*, 231: 1304–1306.
- 183. Pettigrew, J.D. (1991).** Wings or brain? Convergent evolution in the origins of bats. *Systematic Zoology*, 40: 199–216.
- 184. Pichard, E. (2002).** *MalinTrop Afrique: Manuel de maladies infectieuses pour l'Afrique*. Ed. John Libbey Eurotext, France, 589 p.
- 185. Ploy, M.C. et Denis, F. (2002).** *Borrelia.burgdorferi*. In *Les bactéries, champignons et les parasites transmissibles de la mère à l'enfant*. (edited by F. Denis), John Libbey Eurotext, France, pp 215-231.

186. PNA (2006). Atlas des Parcs Nationaux Algériens. Ed. Direction générale des forêts, Parc national de Théniet El Had, 96 p.
187. PNC (2014). Lettre du Parc National de Chréa. *Bulletin semestriel*, n° 9 : 16 p.
188. Poitras, E. et Houde, A. (2002). La PCR en temps réel: principes et applications. *Reviews in Biology and Biotechnology*, 2(2), 2-11.
189. Poma, P.A. (1988). Daniel A. Carrion : 1858-1885. *IMJ Ill Med J*, 174 : 9-27.
190. Quetglas, J., Nogueras, J., Ibáñez, C., et. Beaucournu, J.C. (2014). Presencia en la Península Ibérica de una pulga africana de murciélagos: *Rhinolophosylla unipectinata arabs* (Siphonaptera: Ischnopsyllidae) y otras nuevas citas de pulgas de murciélagos para España y Marruecos. *Galemys*, 26: 41-47
191. Quézel, P. et Santa, S. (1963). *Nouvelle Flore de L'Algérie et des régions désertiques méridionales*, Tome I et II. Ed. Centre National Recherche Scientifique, Paris, 1171 p.
192. Racey, P.A. (2015). The uniqueness of bats. In *Bats and Viruses a new frontier of emerging infectious diseases* (edited by L.F. Wang and C. Cowled), John Wiley and Sons, Inc., Hoboken, New Jersey, pp 1-22.
193. Ramade, F. (1984). *Elements d'écologie fondamentales*. Ed. Mc Graw-Hill, Paris, 397 p.
194. Rankin, S.M. et Palmer, J.O. (2009). Dermaptera. In *Encyclopedia of insects*, 2nd edition (edited by V.H. Resh and R.T. Cardé), Academic Press, Amsterdam, Boston, London, New York, Oxford, Paris, San Diego, San Francisco, Singapore, Sydney, Tokyo, pp 259-261.
195. Ravel, A., Adacib, M., Bensalah, M., Mahboubi, M., Mebrouk, F., Essid, E., Marzougui, W., Khayati Ammar, H., Charruault, A.L., Lebrun, R., Tabuce, R., Vianey-Liaud, M. et Marivaux, L. (2014). New philisids (Mammalia, Chiroptera) from the Early–Middle Eocene of Algeria and Tunisia: new insight into the phylogeny, palaeobiogeography and palaeoecology of the Philisidae. *Journal of Systematic Palaeontology*, 13 (8): 691-709.
196. Ravel, A., Marivaux, L., Tabuce, R., Adaci, M., Mahboubi, M., Mebrouk, F. et Bensalah, M. (2011). The oldest African bat from the early Eocene of El Kohol (Algeria). *Naturwissenschaften*, 98: 397–405.

- 197. Richards, O.W. et Davies, R.G. (2012).** *Imms' General Textbook Of Entomology, 10th ed., Vol 2: Classification and Biology.* Chapman and Hall, London, John Wiley and Sons, New York, 1353 p.
- 198. Rodhain, F. (2015a).** Chauves-souris et virus : des relations complexes. *Bulletin de la Société de pathologie exotique*, 108 : 272-289.
- 199. Rodhain, F. (2015b).** Bats and Viruses: complex relationships. *Bull Soc Pathol Exot.*, 108(4): 89-272.
- 200. Rodhain, F. et Perez, C. (1985).** *Précis d'entomologie médicale et vétérinaire.* Edition Maloine, Paris, 458 p.
- 201. Romoser, W.S. (2004a).** Introduction to Arthropods: Structure, Function and Development. In *Medical Entomology, Revised Edition*, 1-12 (edited by B.F. Eldridge and J.D. Edman), Springer Science+Business Media Dordrecht, pp 13-52.
- 202. Romoser, W.S. (2004b).** Introduction to Arthropods: Systematics, Behavior and Ecology. In *Medical Entomology, Revised Edition*, 1-12 (edited by B.F. Eldridge and J.D. Edman), Springer Science+Business Media Dordrecht, pp 53-98.
- 203. Roth, D. (2002).** *Learning About Mammals, Grades 4–8.* Edition Mark Twain Media, USA, 48 p.
- 204. Roth, M. (1980).** *Initiation à la morphologie, la systématique et la biologie des insectes.* O.R.S.T.O.M., Paris, 259 p.
- 205. Rothschild, L. (1961).** *A classification of living animals.* Eds. J. Wiley and Sons INC., New York, 106 p.
- 206. Rotrou, M. (1939).** La grotte de la Tafna. Historique, description, faune. *Bull. Soc. Hist. Nat.*, Alger. 80: 399-408.
- 207. Roy, L. et Izri, A. (2017).** Les acariens non tiques (Acari). In *Entomologie médicale et vétérinaire* (édité par G. Duvallet, D. Fontenille et V. Robert), pp 523-452. Editions Quae, Marseille, Versailles.
- 208. Rudnick, A. (1960).** A revision of the mites of the family Spinturnicidae (Acarina). Univ. Calif. Publ. *Entomol.*, 17: 157–283.

209. Russel, H. (1913). *The flea*. Cambridge University Press, 130 p.
210. Saisongkorh, W., Rolain, J.M., Suputtamongkol, Y., Raoult, D. (2009). Emerging *Bartonella* in Humans and Animals in Asia and Australia. *J Med Assoc Thai*, 92 (5): 31-707.
212. Savouré-Soubelet, A. et Haffner, P. (2015). *Sur la piste des mammifères sauvages*. Edition Dunod, 207 p.
214. Scheffler, I. (2012). Die Ektoparasiten der Flederrtmäuse Europas – Teil 3. *Nyctalus*, 17:240-253.
215. Schultz, M.G. (1968). Daniel Carrion's experiment. *N Engl J Med*, 278 : 6-1323.
216. Séguy, E. (1933). Mission saharienne Augieras-Draper, 1927-1928. Insectes Dipteres. *Bull. Mus. Hist. Nat.*, Paris, 2: 122-127.
217. Ševčík, M., Benda, P., Lucan, R.K. (2013). Diptera Pupipara from bats of two large eastern Mediterranean islands, Crete and Cyprus. *Turk. J. Zool.*, 37: 31-37.
218. Simmons, N.B. (2005). Order Chiroptera. In *Mammal species of the world: A Taxonomic and Geographic Reference*, Volume I (edited by D.E. Wilson et D.M. Reeder), The Johns Hopkins University Press, Baltimore, pp 312-529.
219. Simmons, N.B. et Conway, T. (1997). Chiroptera. Bats. In *The tree of life web project*. <http://tolweb.org/Chiroptera/15966/1997.01.01>
220. Simmons, N.B. et Geisler, J.H. (1998). Phylogenetic relationships of Icaronycteris, Archaeonycteris, Hassianycteris, and Palaeochiropteryx to extant bat lineages, with comments on the evolution of echolocation and foraging strategies in Microchiroptera. *Bulletin of the American Museum of Natural History*, 235 : 1–182.
221. Simmons, N.B., Seymour, K.L., Habersetzer, J. et Gunnell, G.F. (2008). Primitive Early Eocene bat from Wyoming and the evolution of flight and echolocation. *Nature*, 451: 818-822.
222. Simons, E. (2008). Eocene and Oligocene Mammals of the Fayum, Egypt. In *Elwyn Simons: A search for origins* (edited by J.G. Fleagle and C.C. Gilbert), Springer Science+Business Media, LLC, Springer Street, New York, pp 87-105.

- 223. Smith, J.D. et Madkour, G. (1980).** Penial morphology and the question of chiropteran phylogeny. In *Proceedings of the 5th International Bat Research Conference* (eds D.E. Wilson and A.L. Gardner), Texas Technical University Press, Lubbock, pp. 347–365.
- 224. Smith, J.D. et Storch, G. (1981).** New middle Eocene bats from Grube Messel near Darmstadt, W. Germany. *Senckenberg. Biol.*, 61: 153–167.
- 225. Snow, R.W., Guerra, C.A., Noor, A.M., Myint, H.Y., Hay, S.I. (2005).** The global distribution of clinical episodes of *Plasmodium falciparum* malaria. *Nature*, 434:214–217.
- 226. Socolovschi, C., Kernif, T., Raoult, D., Parola, P. (2012).** *Borrelia*, *Rickettsia*, and *Ehrlichia* species in bat ticks, France, 2010. *Emerg Infect Dis.*, 18: 1966–1975.
- 227. Socolovschi, C., Reynaud, P., Kernif, T., Raoult, D., Parola, P. (2012).** Rickettsiae of spotted fever group, *Borrelia valaisiana*, and *Coxiella burnetii* in ticks on passerine birds and mammals from the Camargue in the south of France. *Ticks Tick-borne Dis.*, 3: 355-360.
- 228. Sonenshine, D.E. (2009).** Ticks. In *Encyclopedia of insects*, 2nd edition (edited by V.H. Resh and R.T. Cardé), Academic Press, Amsterdam, Boston, London, New York, Oxford, Paris, San Diego, San Francisco, Singapore, Sydney, Tokyo, pp 1003-1011.
- 229. Springer, M.S., Teeling, E.C., Madsen, O., Stanhope, M.J. et de Jong, W.W. (2001).** Integrated fossil and molecular data reconstruct bat echolocation. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the USA*, 98: 6241-6246.
- 230. Tagu, D. et Moussard, C. (2003).** Principes des techniques de biologie moléculaire. *INRA*, Paris, 1144-7605.
- 231. Teeling, E.C., Springer M.S., Madsen O., Bates P., O'Brien S.J. et Murphy W.J. (2005).** A molecular phylogeny for bats illuminates biogeography and the fossil record. *Science*, 307: 580-584.
- 232. Ter Hofstede, H.M., Fenton, M.B. et Whitaker, J.O. (2004).** Host and host-site specificity of bat flies (Diptera: Streblidae and Nycteribiidae) on Neotropical bats (Chiroptera). *Can. J. Zool.*, 82: 616–626.
- 233. Theodor, O. (1967).** *An Illustrated Catalogue of the Rothschild Collection of Nycteribiidae (Diptera) in the British Museum (Natural History)*. Whitefriars Press Ltd., London & Tonbridge, 506 pp.

234. Theodor, O. et Moscona, A. (1954). On the bat parasites in Palestine I. Nycteribiidae, Streblidae, Hemiptera, Siphonaptera. *Parasitology* 44: 157-245.
235. Thomas, S. (2016). *Rickettsiales Biology, Molecular Biology, Epidemiology, and Vaccine Development*. Wynnewood, PA, USA, 529p.
236. Thomas, D.W. et Speakman, J.R. (2006). Physiological Ecology. In *Functional and evolutionary ecology of bats* (edited by A. Zubaid, G.F. McCracken and T.H. Hunz), Oxford University Press, pp 1-4.
237. Tovornik, D. (1990). *Ixodes (Eschatocephalus) vespertilionis* Koch, 1844 (Arachn., Ixodidae) regarding its specific hosts and natural habitats (Slovenia, Yugoslavia). *Acta Entomol. Jugosl.*, 23: 15-28.
238. Towner, J.S, Amman, B.R., Sealy, T.K., Carroll, S.A.R., Comer, J.A., Kemp, A., Swanepoel, R., Paddock, C.D., Balinandi, S., Khristova, M.L., Formenty, P.B., Albarino, C.G., Miller, D.M., Reed, ZD., Kayiwa, J.T., Mills, J.N., Cannon, D.L., Greer, P.W., Byaruhanga, E., Farnon, E.C., Atimmedi, P., Okware, S., Katongole-Mbidde, E., Downing, R., Tappero, J.W., Zaki, S.R., Ksiazek, T.G., Nichol, S.T. et Rollin, P.E. (2009). Isolation of genetically diverse Marburg viruses from Egyptian fruit bats. *PLOS Pathogens*, 5:e1000536.
- 239. Triplehorn, C.A. et Johnson, N.F. (2005). *Borror and DeLong's Introduction to the Study of Insects* 7th edition. Thomson Brooks/Cole, Australia, Canada, Mexico, Singapore, Spain, UK, USA, 878 p.
240. Uchikawa, K., Zhang, M.Y., O'Connor, B.M., Klompen, H. (1994). Contribution to the taxonomy of the genus *Spinturnix* (Acari: Spinturnicidae), with the erection of a new genus, *Emballonuria*. *Folia Parasitol.*, 41: 287-304.
241. Usinger, R.L. (1966). *Monograph of Cimicidae*. Entomological Society of America. Washington, D.C. xi+585 pp.
242. Vaughan, T.A., Ryan, J.M. et Czaplewski, N.J. (2015). *Mammalogy*. Jones & Bartlett Learning, LLC, an Ascend Learning Company, 2941 p.
243. Wall, R. et Shearer, D. (2001). *Veterinary Ectoparasites. Biology, Pathology and Control*. Editorial offices: Osney Mead, Oxford OX2 0EL, 275 p.

244. Walker, A.R., Bouattour, A., Camicas, J.L., Estrada-Pena, A., Horaki, I.G., Latif, A.A., Pegram, R.G. et Preston, P.M. (2003). *Ticks of domestic animals in Africa : a guide to identification of species*. The University Of Edinburg, Scotland, 219 p.
245. Walter, G. et Ebenau, C. (1997). Nachweise von Fledermausfliegen aus Syrien (Diptera: Streblidae, Nycteribiidae). *Zool. Middle East*, 14: 115-119.
- 246. Weirauch, C. et Gerry A.C. (2009). Bedbugs. In *Encyclopedia of insects*, 2nd edition (edited by V.H. Resh and R.T. Cardé), Academic Press, Amsterdam, Boston, London, New York, Oxford, Paris, San Diego, San Francisco, Singapore, Sydney, Tokyo, pp 65-66.
247. Whitaker, J.O., Ritzi, C.M. et Dick, C.W. (2009). Collecting and Preserving Bat Ectoparasites for Ecological Study. In *Ecological and Behavioral Methods for the Study of Bats*, 2nd ed. (edited by T.H. Kunz and S. Parsons), Johns Hopkins University Press, pp. 806-827.
248. Wilkinson, D.A, Duron O., Cordonin C., Gomard Y., Ramasindrazana B., Mavingui P., et al. (2016). La bactériomie de la chauve-souris (Nycteribiidae) de la région malgache: une communauté façonnée par l'écologie hôte, le mode de transmission bactérienne et la spécificité hôte-vecteur. *Appl Environ Microbiol.*, 82 : 1778-1788.
249. Wilson, D.E. (2015). *Bats in Question: The Smithsonian Answer Book*. Edition Smithsonian Institution Press, 192 p.
250. Vermeil, C. (1960). Contribution à l'étude des Nycteribiidae et des Streblidae (Diptera, Pupipara) de Tunisie. *Ann. Parasitol. Hum. Comp.*, 35: 737-743.
251. Zeledo'n, R. et Rabinovich, J.E. (1981). Chagas' disease: an ecological appraisal with special emphasis on its insect vectors. *Annu Rev Entomol*, 26:101–133.

Annexes

Annexe I : Matériels non biologique utilisé

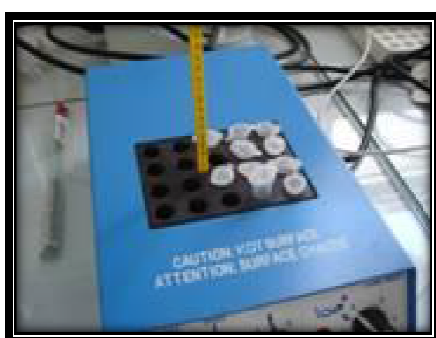
Appareillages



Hotte à flux laminaire



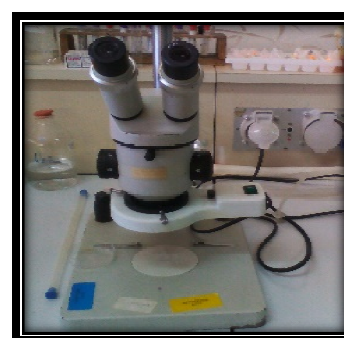
Vortex



Bain à sec



Microscope photonique



Loupe binoculaire



Mini centrifugeuse



Centrifugeuse



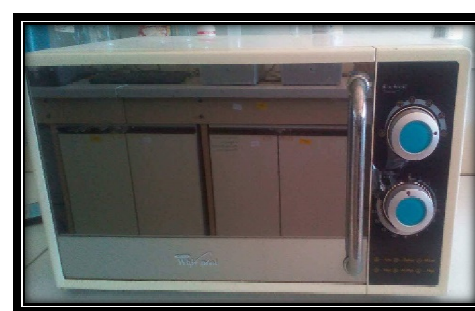
Hotte BioCap



Cuve à électrophorèse branché au générateur



Balance



Micro-onde



Smart Cycler



Transilluminateur



Thermocycler

Petit matériel



Torches



Brosse à dent + pincettes



Pied à coulisse +
règle à métal



Filet à main



Loupe



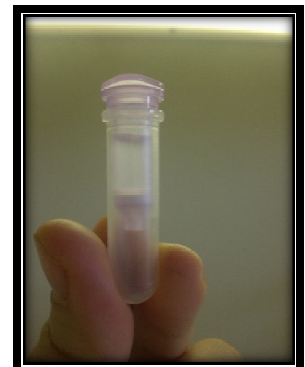
Cryotubes



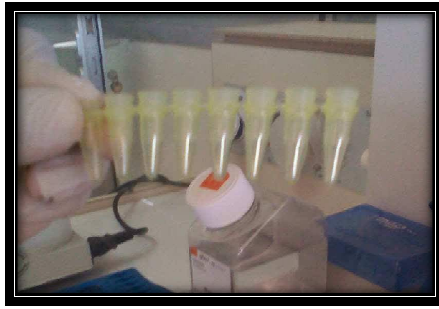
Tubes Eppendorf



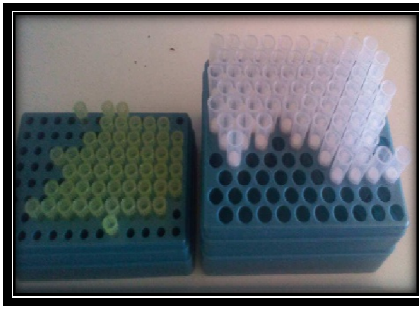
Tubes Smart Cycler



Colonne à filtre



Barrette à huit



Embouts blancs et jaunes

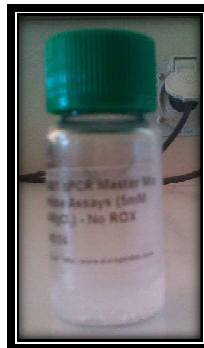


Micropipettes

✚ Réactifs



Réactifs d'extraction
d'ADN



Master mix



Forward et Reverse + la
sonde fluorescente



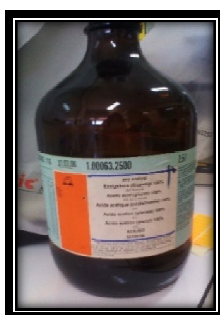
Agarose



TBE 1X et 0.5 X



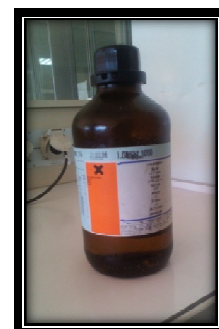
BET



Acide acétique



KOH



Xylol

Annexe II

Tableau 10- Les mensurations prises pour l'identification des chauves-souris.

10/05/2017											
	01	02	03	04	05	06	07	08	09	10	11
MC(mm)	20	18	13	20	18	17	16	20	17	18	17
Av-B (mm)	51	50	42	55	53	52	53	55	51	52	57
D3 (mm)	74	73	68	80	74	75	74	78	74	72	82
D5 (mm)	51	52	48	64	62	63	64	65	63	63	64
Env (mm)	332	330	295	354	342	350	343	338	345	320	360
Espèce	<i>Rhinolophus blasii</i>	<i>Rhinolophus blasii</i>	<i>Miniopterus schreibersii</i>	<i>Rhinolophus ferrumequinum</i>	<i>Rhinolophus ferrumequinum</i>	<i>Rhinolophus ferrumequinum</i>	<i>Rhinolophus ferrumequinum</i>	<i>Rhinolophus ferrumequinum</i>	<i>Rhinolophus ferrumequinum</i>	<i>Rhinolophus ferrumequinum</i>	<i>Rhinolophus ferrumequinum</i>
09/07/2017											
MC (g)	01	02	03	04	05	06	07	08	09		
Av-B (mm)	12	18	19	20	20	20	22	19	18		
D3 (mm)	44	52	53	53	52	54	53	48	50		
D5 (mm)	66	77	75	79	78	81	80	73	76		
Env (mm)	54	59	63	6	61	67	67	61	62		
Espèce	300	350	340	350	340	365	355	325	340		
	<i>Rhinolophus blasii</i>	<i>Rhinolophus ferrumequinum</i>	<i>Rhinolophus ferrumequinum</i>	<i>Rhinolophus ferrumequinum</i>	<i>Rhinolophus ferrumequinum</i>	<i>Rhinolophus ferrumequinum</i>	<i>Rhinolophus ferrumequinum</i>	<i>Rhinolophus blasii</i>	<i>Rhinolophus blasii</i>		

Annexe III: Description des espèces de chauves-souris étudiées

◆ *Rhinolophus ferrumequinum* (Schreber, 1774) : Appelé le grand rhinolophe ou le grand fer à cheval (Av-B : 51-61 mm, TC : 54-71 mm, Q : 31-44 mm, Or : 19-27 mm, Env : 300-400 mm, P : 13-34 g) (Aulagnier *et al.*, 2008).

Description : Plus grand des rhinolophes. Appendice supérieur de la selle brusquement arrondi de profil et plus court que l'extrémité inférieure de la selle (Dietz et von Helversen, 2004). Pelage dorsal gris-brun clair ou gris fumée, ventre gris-blanc. Oreilles et membranes gris-brun clair. S'enveloppe complètement dans ses ailes au repos (Aulagnier *et al.*, 2008 ; Savouré-Soubelet et Haffner, 2015).

Distribution et habitat : Ces chauves-souris habitent des régions rocheuses forestières, du niveau de la mer à au moins 1500 m (Ahmim et Moali, 2013 ; Happold et Happold, 2013). Gîtes du nord, greniers et cavités souterraines au sud. Gîtes hivernaux : grottes, mines, carrières, caves) (Savouré-Soubelet et Haffner, 2015). En Algérie, *R. ferrumequinum* se répartit sur les quatre grandes régions : zone littorale, chaîne de l'Atlas tellien, haut plateaux et steppe et l'Atlas saharien (Ahmim, 2017).

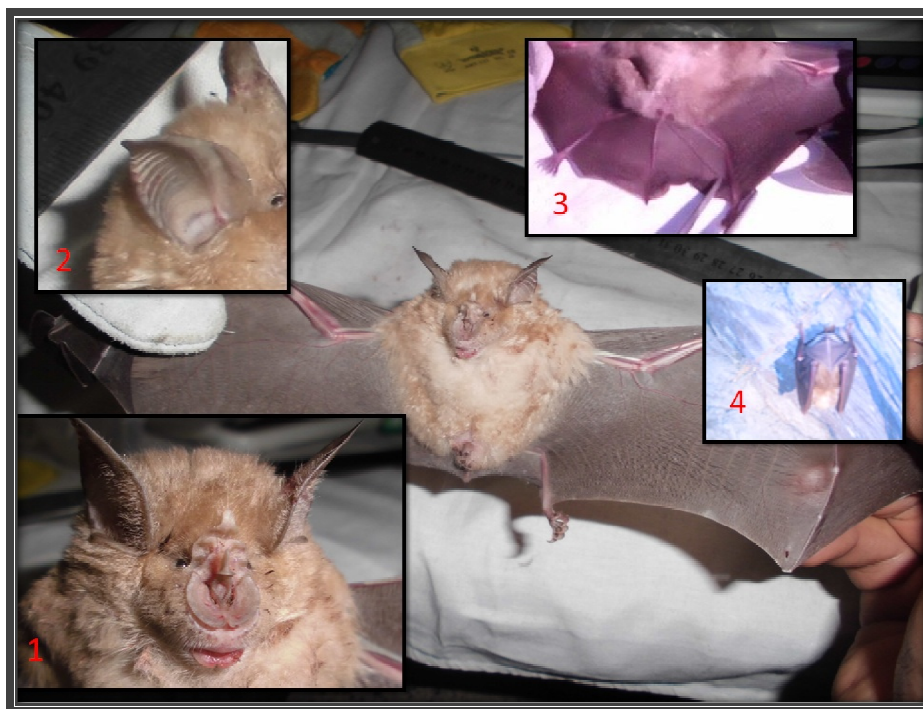


Figure 22– Le grand rhinolophe (*Rhinolophus ferrumequinum*) (Originale).

- 1 ; Nez avec une feuille nasale prononcée, appendice supérieur de la selle brusquement arrondi et plus court que l'extrémité inférieure de la selle.
- 2 ; Oreille sans tragus.
- 3 ; Queue complètement incluse dans l'uropatagium et de même taille que les pattes postérieures.
- 4 ; Le grand rhinolophe s'accroché au plafond du tunnel.

◆ *Rhinolophus blasii* (Peters, 1867). : Appelé Rhinolophe de Blasius (Av-B : 48-45 mm, TC : 54-46.5 mm, Q : 25-30 mm, Or : 17-20 mm, Env : 270-310 mm, P : 12-15 g) (Aulagnier *et al.*, 2008).

Description : Rhinolophe de taille moyenne. Appendice supérieur de la selle pointu, rectiligne, non incliné vers le bas, appendice inférieur plus court, étroit et arrondi. Le sillon horizontal sous la lancette est généralement clairement échancré au milieu vu de face. Seconde phalange du quatrième doigt moins de deux fois plus longue que la première. Les extrémités des poils sont brunes ou grisâtres, souvent avec une teinte blanchâtre à jaunâtre (Dietz et von Helversen, 2004 ; Aulagnier *et al.*, 2008).

Distribution et habitat : Associé au paysages karstiques, chasse dans des milieux chauds et secs parsemés d'arbres et de buissons. Gîtes estivaux et hivernaux dans des grottes et autres sites souterrains, très rarement dans les bâtiments (Aulagnier *et al.*, 2008). En Algérie, cette espèce se trouve dans la zone littorale, l'Atlas saharien et le Sahara et montagnes sahariennes (Ahmim, 2017).

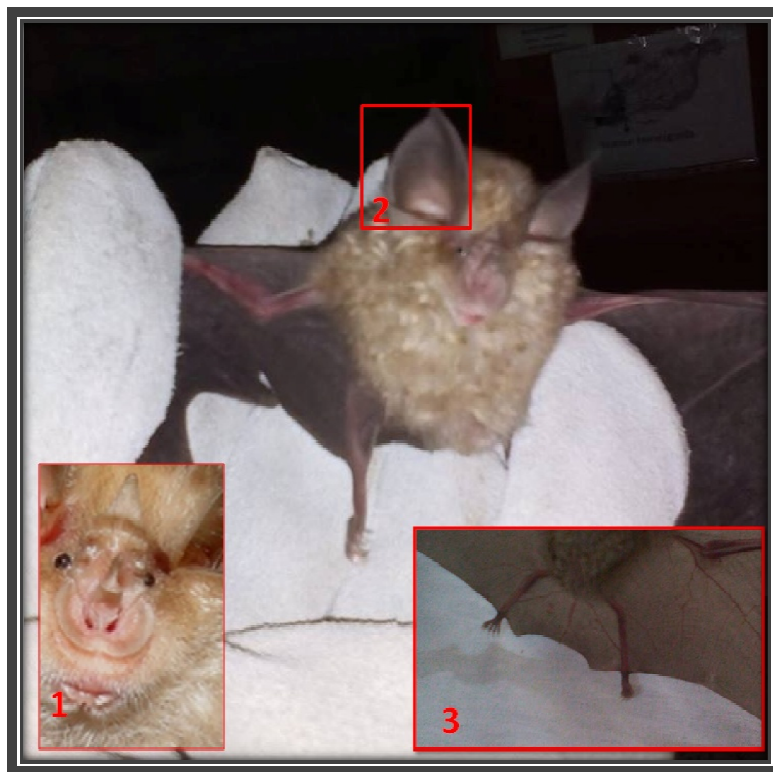


Figure 23– Rhinolophe de Blasius (*Rhinolophus Blasii*) (Originale).

- 1 ; Nez avec une feuille nasale. Appendice supérieur de la selle relativement long et droit, non incliné vers le bas. Le sillon horizontal sous la lancette est échancré au milieu.
 2 ; Oreille sans tragus.
 3 ; Queue complètement incluse dans l'uropatagium et plus courte que les pattes postérieures.

◆ *Miniopterus schreibersii* (Kuhl, 1817) : Appelé Minioptère de Schreibers (Av-B : 48-45 mm, TC : 50-62 mm, Q : 56-64 mm, Or : 10-13 mm, Env : 342-305 mm, P : 9-16 mm) (Aulagnier *et al.*, 2008).

Description : Petite chauves-souris au museau très court et un front bossu. Les oreilles sont courtes et triangulaires et ne dépassent pas le sommet de la tête qui a un pelage dense, court et dressé atteignant l'arrière du nez. Le pelage dorsal est brun grisâtre, quelquefois brun ou noirâtre. Le dessous est d'une couleur grise légèrement plus claire. Les ailes sont très longues et étroites (Moeschler, 1995 ; Dietz et von Helversen, 2004 ; Savouré-Soubelet et Haffner, 2015). Au repos les troisième et quatrième doigts sont repliés à l'intérieur dans l'articulation entre les 1^{ère} et 2^{nde} phalanges. (Dietz et von Helversen, 2004 ; Aulagnier *et al.*, 2008).

Distribution et habitat : Associé aux régions karstiques et surtout abondant en région méditerranéenne (Aulagnier *et al.*, 2008). Gîtes de reproduction et d'hiver : grottes, mines, carrières sous terraines, caves, tunnels (Savouré-Soubelet et Haffner, 2015). Cette chauve-souris peut faire des déplacements de plusieurs centaines de kilomètres, parfois hors de son aire de répartition habituelle (Anciaux de Faveaux, 1977 ; Savouré-Soubelet et Haffner, 2015). En Algérie, cette espèce a une répartition similaire que *R. ferrumequinum* (Ahmim, 2017).



Figure 24– Minioptère de Schreibers (*Miniopterus schreibersii*) (Originale).

1 ; Pas de feuille nasale, oreilles courtes et triangulaires et ne dépassent pas le sommet de la tête.
2 ; Queue complètement incluse dans l'uropatagium.

Annexe V

Tableau 17- Liste des échantillons destinés à l'extraction d'ADN

Code	Vecteurs	Date de collecte	Hôte	Pathogènes testés		
				<i>Bartonella</i> sp.	<i>Rickettsia</i> sp.	<i>Coxiella burnetii</i>
WA1	<i>Nycteribiidae</i> sp	02/04/2017	<i>Rinolophus ferrumequinum</i>	Négative	Négative	Négative
WA2	<i>Nycteribiidae</i> sp	02/04/2017	<i>Rinolophus ferrumequinum</i>	Négative	Négative	Négative
WA3	<i>Nycteribiidae</i> sp	02/04/2017	<i>Rinolophus ferrumequinum</i>	Positive	Négative	Négative
WA4	<i>Nycteribiidae</i> sp	02/04/2017	<i>Rinolophus ferrumequinum</i>	Négative	Négative	Négative
WA5	<i>Nycteribiidae</i> sp	02/04/2017	<i>Rinolophus ferrumequinum</i>	Négative	Négative	Négative
WA6	<i>Nycteribiidae</i> sp	02/04/2017	<i>Rinolophus ferrumequinum</i>	Négative	Négative	Négative
WA7	<i>Nycteribiidae</i> sp	02/04/2017	<i>Rinolophus ferrumequinum</i>	Négative	Négative	Négative
WA8	<i>Nycteribiidae</i> sp	02/04/2017	<i>Rinolophus ferrumequinum</i>	Négative	Négative	Négative
WA9	<i>Nycteribiidae</i> sp	02/04/2017	<i>Rinolophus ferrumequinum</i>	Négative	Négative	Négative
WA10	<i>Nycteribiidae</i> sp	02/04/2017	<i>Rinolophus ferrumequinum</i>	Positive	Négative	Négative
WA11	<i>Nycteribiidae</i> sp	02/04/2017	<i>Rinolophus ferrumequinum</i>	Négative	Négative	Négative
WA12	<i>Nycteribiidae</i> sp	02/04/2017	<i>Rinolophus ferrumequinum</i>	Négative	Négative	Négative
WA13	<i>Nycteribiidae</i> sp	02/04/2017	<i>Rinolophus ferrumequinum</i>	Négative	Négative	Négative
WA14	<i>Araeopsylla</i> sp	02/04/2017	<i>Rinolophus ferrumequinum</i>	Positive	Négative	Négative
WA15	<i>Nycteribiidae</i> sp	02/04/2017	<i>Rinolophus ferrumequinum</i>	Négative	Négative	Négative
WA16	<i>Nycteribiidae</i> sp	02/04/2017	<i>Rinolophus ferrumequinum</i>	Négative	Négative	Négative
WA17	<i>Araeopsylla</i> sp	02/04/2017	<i>Rinolophus ferrumequinum</i>	Négative	Négative	Négative
WA18	<i>Araeopsylla</i> sp	02/04/2017	<i>Rinolophus ferrumequinum</i>	Négative	Négative	Négative
WA19	<i>Araeopsylla</i> sp	02/04/2017	<i>Rinolophus ferrumequinum</i>	Négative	Négative	Négative
WA20	<i>Araeopsylla</i> sp	02/04/2017	<i>Rinolophus ferrumequinum</i>	Négative	Négative	Négative
WA21	<i>Ixodes vespertilionis</i>	02/04/2017	<i>Rinolophus ferrumequinum</i>	Négative	Négative	Négative
WA22	<i>Ixodes vespertilionis</i>	10/05/2017	<i>Rhinolophus blasii</i>	Négative	Négative	Négative
WA23	<i>Ixodes vespertilionis</i>	10/05/2017	<i>Rhinolophus blasii</i>	Négative	Négative	Négative
WA24	<i>Ixodes vespertilionis</i>	10/05/2017	<i>Miniopterus screibersii</i>	Négative	Négative	Négative
WA25	Pool de 3	10/05/2017	<i>Rinolophus ferrumequinum</i>	Négative	Négative	Négative

WA26	Pool de 2	10/05/2017	<i>Rinolophus ferrumequinum</i>	Négative	Négative	Négative
WA27	Pool de 2	02/04/2017	<i>Rinolophus ferrumequinum</i>	Négative	Négative	Négative
WA28	Pool de 3	02/04/2017 10/05/2017	<i>Rinolophus ferrumequinum</i>	Négative	Négative	Négative