



République Algérienne Démocratique Et Populaire
Ministère de L'Enseignement supérieur et de la Recherche scientifique
Université de Saad Dahleb de Blida



Faculté des Sciences Agro- Vétérinaires et Biologiques
Département de Biologie



Mémoire de Fin d'étude en vue de l'obtention du Diplôme de Master
Domaine: Science de la Nature et de la Vie
Option : Entomologie Médicale



Thème :

*Contribution à l'étude des agents pathogènes transmis par les ectoparasites
de rongeurs en Algérie.*

Présenté par :
BENELDJOUZI Assia

Soutenu le : 18/12/2013 devant le Jury composé de:

| | | |
|---------------------------|-----------------------------|----------------------------------|
| Présidente : | M ^{me} Ouadah N. | M.A.A. (Université Saad Dahleb) |
| Promoteur : | M ^r Bitam I. | M.C.A. (Université de Boumerdes) |
| Co-promotrice : | M ^{me} Inal D. | M.A.A. (Université Saad Dahleb) |
| Examinatrice : | M ^{me} Djazouli Z. | M.C.A. (Université Saad Dahleb) |
| Examinatrice : | M ^{me} Zerkaoui A. | M.A.A. (Université Saad Dahleb) |
| Invité d'honneur : | M ^r Kernif T. | Maitre de Recherche I.P.A. |



Année Universitaire : 2012/2013



Remerciements

Tout travail de recherche n'est jamais totalement l'œuvre d'un seul individu, car il met en jeu la participation et l'aide de plusieurs personnes que je tiens à remercier.

Tout d'abord je tiens à remercier mon Promoteur **Dr. Bitam I.**, qui m'a fait l'honneur d'encadrer ce travail et de me guider au cours de sa réalisation, en témoignage de son dynamisme et de son implication dans la recherche, j'exprime par ces quelques mots de ma profonde gratitude, tout en espérant que j'étais à la hauteur de ses espérances.

Je remercie également ma co-promotrice **M^{me} Inal D.**, pour ses excellentes orientations, pour ses précieux conseils, sa patience, et ses efforts consentis à l'élaboration de ce mémoire.

Je tiens à remercier **Dr. Kernif T.** mon encadreur, pour sa disponibilité, ses conseils, la riche documentation qu'il m'a procurée, sa patience et son calme m'ont été précieux.

A **M^{me} Ouadali N.** Pour me faire l'honneur de présider ce jury de thèse.

A **M^{me} Djazouli Z.** Pour avoir eu l'amabilité d'accepter d'être un de mes rapporteurs et pour ses remarques précises et constructives.

A **M^{me} Zerkaoui A.** pour avoir eu l'amabilité d'accepter d'être un de mes rapporteurs.

Au **Docteur Bourezgue T.** pour l'intérêt qu'il a toujours porté à mon travail et pour avoir accepté de se joindre à nous aujourd'hui.

A **Malek maliya,** Pour m'avoir guidée tout au long de ce travail, pour sa confiance, sa disponibilité et son dynamisme.

Au **Docteur Harrat Z.** Pour m'avoir accueilli au sein de leur structure, pour m'avoir soutenu moralement au cours de mon enquête.

Je n'oublierai pas d'adresser mes remerciements à **Dr. Souttou** et **Mme Baziz F.** pour leur aide précieuse.

A tous le personnel de service d'Ecologie Parasitaire et Génétique des Populations : **Mme Nekfili sofia,** pour sa gentillesse, et sa perpétuelle bonne humeur.

Mr AOULMI Mohamed, qui a su me supporter pendant ces trois années de service.

Ainsi qu'à tous ceux qui ont participé de près ou de loin à la réalisation de ce travail.

Sans oublier l'ensemble des professeurs et personnels de la Faculté des Sciences Biologiques de l'Université de SAAD DAHLEB de Blida.

Dédicaces

Au nom de Dieu Clément et miséricordieux Je dédis cet humble travail à :

A Mes parents (papa, maman), pour leur soutien sans faille tout au long de ces longues études, Qu'ils trouvent ici l'expression de ma gratitude.

*A toute la famille **Beneldjouzi** (A Mes deux sœurs, mon Frère, mes oncles et mes tantes).*

A Sofiane mon Fiancé.

A tous mes amis.

A toute la promotion d'Entomologie médicale 2012.

A tous ceux qui connaissent Assia.

Assia

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).

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

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

BET: Bromure d'Ethidium.

dNTPs: Désoxy ribo-Nucléotide Triphosphate.

EDTA: Ethylène- Diamine- Trétr acetate.

fts Z : Cell Division Protein.

glc A : Citrate Synthase.

ITS: Espace Intergénique (Intergenic Spacer Region).

Mg CL₂: Dichlorure de Magnésium.

Omp A : Outer membrane protein A

PCR : Polymerase chain reaction.

PM : Poids Moléculaire.

PH : Le Potentiel Hydrogène.

rt PCR: Real Time Polymerase chain reaction.

TBE: Tris Borate EDTA.

Liste des Tableaux

| | |
|---|--------|
| Tableau I : Les principales espèces de <i>Bartonella</i> et leurs réservoirs mammifères..... | 31 |
| Tableau II : La répartition géographique des <i>Bartonella sp.</i> | Annexe |
| Tableau III: Produits du mix..... | 48 |
| Tableau IV : Volumes des produits du mix en utilisant le master mix..... | 49 |
| Tableau V: Gènes et amorces utilisées en PCR standard..... | 50 |
| Tableau VI: Programmation du thermocycleur..... | 51 |
| Tableau VII : Volumes des produits nécessaire pour un seul échantillon d'ADN..... | 55 |
| Tableau VIII : La répartition et fréquences d'apparition des rongeurs dans les dix wilayas étudiées..... | 59 |
| Tableau IX : Les groupes d'ectoparasites et leur abondance dans chaque hôte..... | 60 |

Liste des Figures

| | |
|---|----|
| Figure 1 : Classification des arthropodes..... | 4 |
| Figure 02 : Classification des tiques d'après Camicas J.L. et al..... | 6 |
| Figure 03 : Schéma des parties buccales d'une tique dure en vue dorsale..... | 7 |
| Figure 04 : Morphologie externe des adultes des tiques dures..... | 7 |
| Figure 05 : Schéma de la disposition des appareils digestif et génital des tiques femelles..... | 8 |
| Figure 06 : Cycle biologique d' <i>Ixodes ricinus</i> | 9 |
| Figure 07 : Distribution des tiques en Algérie selon les trois aires bioclimatiques... | 10 |
| Figure 08 : Morphologie d'un <i>Dermanyssus gallinae</i> | 12 |
| Figure 09 : Cycle biologique de <i>Dermanyssus gallinulae</i> | 13 |
| Figure 10 : Morphologie générale de <i>Paractenopsyllus juliamarinus</i> | 15 |
| Figure 11 : Tête de puce, vue latérale au microscope photonique..... | 16 |
| Figure 12 : Œufs d'une puce Siphonaptère..... | 18 |
| Figure 13 : Larve d'une puce Siphonaptère..... | 18 |
| Figure 14 : cocon et nymphe (pupe) d'une puce..... | 19 |
| Figure 15 : Représentation générale des poux à la loupe Gr. X40..... | 21 |
| Figure 16 : Cycle biologique des poux de tête <i>Pedissulus humanus capitis</i> | 21 |
| Figure 17 : Phénomène du blocage proventriculaire chez <i>X. cheopis</i> | 26 |
| Figure 18 : Escarre d'inoculation..... | 28 |
| Figure 19 : La distribution géographique de la fièvre boutonneuse et le groupe typhique dans le Nord de l'Afrique..... | 29 |

| | |
|---|----|
| Figure 20: Ultra structure de <i>Borrelia</i> | 33 |
| Figure 21: Distribution des borrelies..... | 35 |
| Figure 22 : Carte représentant la localisation des différents sites de capture..... | 37 |
| Figure 23 : Capture des rongeurs..... | 38 |
| Figure 24: Mensuration morphométriques prises sur les rongeurs..... | 39 |
| Figure 25: Identification du genre pour les tiques dures..... | 41 |
| Figure 26 : Principaux critères d'identification des Siphonaptères..... | 42 |
| Figure 27 : Etapes de montage de lames de référence pour les puces..... | 43 |
| Figure 28 : Principales étapes d'extraction d'ADN..... | 46 |
| Figure 29: Salle de préparation de mix..... | 48 |
| Figure 30 : Préparation du mix..... | 49 |
| Figure 31 : Protocole d'électrophorèse sur gel d'agarose 1,5%..... | 53 |
| Figure 32 : Protocole expérimental de la RT- PCR..... | 56 |
| Figure 33 : <i>Rhipicephalus sanguineus</i> males. (A): Face ventrale; (B): Face dorsale. (G : x40)..... | 61 |
| Figure 34: <i>Ixodes ricinus</i> femelle. (A): Face dorsale; (B): Face ventrale. (G : x40).. | 61 |
| Figure 35 : Abondance des espècesde tiques récoltées..... | 62 |
| Figure 36 : La répartition des tiques en fonction des espèces de rongeurs..... | 62 |
| Figure 37 : Répartition des tiques en fonction des régions..... | 63 |
| Figure 38 : <i>Xenopsylla cheopis</i> (G x 40). (A): mâle ; (B): femelle..... | 64 |
| Figure 39 : <i>Nosopsylla fasciatus</i> (G x 40). (A): femelle ; (B): mâle..... | 64 |

| | |
|---|----|
| Figure 40 : <i>Stenoponia tripectinata</i> (G x40). (A) : femelle ; (B) : appareil génital d'un mâle..... | 64 |
| Figure 41 : <i>Leptopsylla segnis</i> (G x40). (A) : Capsule céphalique; (B): femelle; (C): mâle..... | 65 |
| Figure 42 : Effectif des espèces de puces identifiées dans les dix wilayas..... | 65 |
| Figure 43 : Répartition des puces en fonction des espèces de rongeurs..... | 66 |
| Figure 44 : Répartition des Puces en fonction des régions..... | 66 |
| Figure 45 : <i>Laelaps echidnina</i> sous loupe binoculaire GX40. (A) : Face dorsale; (B) : Face ventrale..... | 67 |
| Figure 46 : Effectif des espèces d'acariens identifiées en fonction de régions..... | 67 |
| Figure 47 : Répartition des acariens en fonction des espèces hôtes..... | 68 |
| Figure 48 : Détection du gène ompA de <i>Rickettsia sp</i> | 69 |
| Figure 49 : Détection de <i>Bartonella sp.</i> (Gène Fts Z) par PCR sur gel d'agarose..... | 70 |
| Figure 50 : Gel de PCR du gène de <i>Yersinia pestis</i> | 70 |
| Figure 51 : Détection de <i>Borrelia sp.</i> (Gène OspA) par PCR sur gel d'agarose..... | 71 |
| Figure 52 : Tracé de <i>Anaplasma phagocytophylum</i> par PCR en temps réel..... | 72 |
| Figure 53 : Tracé de <i>Coxiella burneti</i> par PCR en temps réel..... | 72 |

Glossaire

Biotope ouvert : milieu biologique présentant des facteurs écologiques définis, nécessaires à l'existence d'une communauté animale et végétale donnée et qui a une communication avec les biotopes voisins.

Biovars : Un groupe de souches bactériennes qui se distinguent des autres souches de la même espèce, sur la base de leurs caractéristiques physiologiques.

Cryptophiles : vivent à même le sol ou dans les taillis.

Endophile : Espèces qui préfèrent de vivre dans une cavité.

Epidémiologie : Science qui étudie la distribution et les déterminants des états de santé ou des événements de santé dans une population définie, et application de cette étude au contrôle des problèmes de santé.

Eruptions urticariennes : sont faites de papules bien caractérisées soulevant en plateau la surface de la peau, transitoires (quelques minutes à quelques heures), mobiles et prurigineuses car sous-tendues par un simple œdème dermique.

Expectoration hémoptoïque : (grec haimoptuikos, qui crache le sang). Un termesui se dit d'un crachat teinté de sang.

Exophile : Ce sont des espèces qui chassent à l'affût sur la strate herbacée comme *Ixodes ricinus*, espèce des forêts des zones tempérées, fréquente en France et pouvant transmettre entre autre la borréliose de Lyme et l'encéphalite à tique.

Holométales : Se dit des insectes qui ont des métamorphoses complètes et dont la forme adulte est toujours précédée par un stade nymphal immobile. (Les holométales comprennent lépidoptères, coléoptères, hyménoptères, diptères, etc.)

Hôte : En biologie, un hôte est un organisme qui héberge un parasite, un partenaire mutuel ou un partenaire commensal, lui fournissant, en général, le gîte et le couvert. Dans le cas du parasitisme, l'organisme hébergé peut provoquer des effets néfastes pour l'hôte. L'hôte doit s'adapter pour ne pas rencontrer le parasite (par exemple en modifiant son comportement). Si la rencontre a eu lieu, l'hôte doit s'adapter pour se débarrasser du parasite (immunité).

Hystricognathes : Famille de rongeurs vrais, hystricognathes (Hystricognathi). Ce sont des rongeurs sud-américains assez adaptés à la course. La taille est moyenne à grande. Ils ont de petits sabots. La queue est courte, Exemples:
- Cavia, cobayes.

Lagomorphes : composent un ordre de mammifères rassemblant les léporidés (lièvres, lapins) et les pikas. Ces animaux ont longtemps été classés dans l'ordre des rongeurs. Ils s'en distinguent principalement par leur denture ainsi que par l'absence de baculum. Du fait des ressemblances entre rongeurs et lagomorphes, certains auteurs les réunissent dans un même groupe, Les Glires.

Maladie émergente: Apparition dans le monde ou dans une région donnée d'une maladie n'ayant jamais existé.

Maladie réémergente: Réapparition après plusieurs années d'une maladie ayant existé auparavant.

Microbiotope : En fait, les microbiotopes s'opposent aux biotopes en ce qu'ils sont franchement spécialisés et accueillent une vie à la diversité réduite au minimum (parfois une seule espèce).

Préférence trophique : (grec *trophê*, nourriture) : Propre à l'alimentation ou qui concerne celle-ci. Qui est relatif à la nutrition d'un individu ou d'un tissu vivant.

Réservoir : En épidémiologie, un, ou plusieurs mécanisme(s), milieu(x), ou espèce(s), connectés épidémiologiquement, permettant la survie d'un agent pathogène considéré en tant qu'espèce, et par qui l'infection est transmise à la population cible préalablement définie.

Stade : En entomologie, période entre deux mues n'entraînant pas de changement morphologique majeur. Chez les tiques Ixodina, les trois stases correspondent aux trois stades (Pérez-Eid, 2007).

Stase : En entomologie, période entre deux mues responsables de la métamorphose (Pérez-Eid, 2007).

Sciurognathes : Famille de rongeurs vrais (Rodentia), sciurognathes (Sciurognathi), muridés (Muroidea) qui comprend les RATS et les SOURIS de l'ancien monde, omnivores : petits rongeurs terrestres à queue longue, faiblement poilue et écailleuse. Les molaires ont des racines. C'est la famille de mammifères la plus nombreuse en espèces et sous-espèces.

Urticants : relatif aux plantes et aux animaux dont le contact ou la piqûre produit une éruption cutanée accompagnée d'une sensation de brûlure et de prurit.

Vecteur : Etre vivant qui, à l'occasion de relations écologiques, acquiert un agent pathogène sur un hôte vivant, et le transmet ensuite à un autre hôte.

Zoonose : Maladie ou infection qui se transmet naturellement des animaux vertébrés à l'Homme et vice-versa.

TABLE DES MATIERES

| | |
|----------------------------|---|
| Introduction Générale..... | 1 |
|----------------------------|---|

Recherche Bibliographique

Chapitre I : Généralités sur les arthropodes

| | |
|--|----|
| I. Embranchement des arthropodes..... | 3 |
| I.1. Caractéristiques et morphologie..... | 3 |
| I.2. Systématique abrégée..... | 3 |
| II. Principaux arthropodes parasites des rongeurs..... | 4 |
| II.1. Les arachnides..... | 4 |
| II.1.1. Les tiques dures..... | 4 |
| II.1.1.1. Origine..... | 5 |
| II.1.1.2. Systématique générale des tiques..... | 5 |
| II.1.1.3. Morphologie des Ixodidae..... | 6 |
| II.1.1.4. Cycle évolutif..... | 9 |
| II.1.1.5. Ecologie des tiques..... | 9 |
| II.1.1.6. Les tiques en Algérie..... | 10 |
| II.1.2. Les Acaridés..... | 10 |
| II.1.2.1. Systématique..... | 11 |
| II.1.2.2. Morphologie des Acaridés..... | 11 |
| II.1.2.3. Cycle évolutif..... | 12 |
| II.1.2.4. Distribution des acaridés en Algérie..... | 13 |
| II.2. Classe des Insectes..... | 13 |
| II.2.1. Ordre des Siphonaptères..... | 13 |
| II.2.1.1. Origine et phylogénie des puces..... | 14 |
| II.2.1.2. Taxonomie..... | 14 |
| II.2.1.3. Morphologies des puces..... | 15 |

| | |
|---------------------------------------|----|
| II.2.1.4. Cycle de vie..... | 17 |
| II.2.1.5. Ecologie des Puces..... | 19 |
| II.2.1.6. Les puces en Algérie..... | 19 |
| II.2.2. Les Phtiraptères (Poux)..... | 20 |
| II.2.2.1. Origine et Taxonomie..... | 20 |
| II.2.2.2. Morphologie des Poux..... | 20 |
| II.2.2.3. Cycle de développement..... | 21 |

Chapitre II : Rongeurs et rôle pathogène

| | |
|---|----|
| I. Généralités sur les rongeurs..... | 22 |
| I.1. Systématique évolutive des rongeurs..... | 22 |
| I.2. Répartition des rongeurs..... | 23 |
| I.2.1. Dans le monde..... | 23 |
| I.2.2. Les rongeurs en Algérie..... | 23 |
| II. Rôle pathogène des rongeurs..... | 23 |
| II.1. Rôle direct..... | 24 |
| II.2. Maladies transmises via les arthropodes..... | 24 |
| II.2.1. La peste | 24 |
| II.2.1.1. Description de la bactérie..... | 25 |
| II.2.1.2. Réservoirs et habitats..... | 25 |
| II.2.1.3. Modes de transmission..... | 25 |
| II.2.1.4. Formes cliniques..... | 26 |
| II.2.1.5. La Peste en Algérie..... | 27 |
| II.2.2. Rickettsioses..... | 27 |
| II.2.2.1. Description de la bactérie..... | 27 |
| II.2.2.2. Réservoirs et Modes de transmission habitats..... | 28 |
| II.2.2.3. Distribution géographique des Rickettsioses..... | 29 |

| | |
|---|----|
| II.2.3. Bartonelloses..... | 29 |
| II.2.3.1. Description de la bactérie..... | 29 |
| II.2.3.2. Réservoirs et Modes de transmission habitats..... | 30 |
| II.2.3.3. Distribution géographique des Bartonelloses | 31 |
| II.2.3.4. Aspects cliniques..... | 32 |
| II.2.4. Borreliose de Lyme..... | 32 |
| II.2.4.1. Description de la bactérie..... | 32 |
| II.2.4.2. Réservoirs et Modes de transmission habitats..... | 33 |
| II.2.4.3. Aspect clinique | 34 |
| II.2.4.4. Distribution géographique | 34 |
| II.2.5. Autres..... | 35 |
| II.3. Maladies transmises par les urines et les fèces..... | 35 |
| II.3.1. La leptospirose..... | 35 |
| II.3.2. Les salmonelloses..... | 36 |
| II.3.3. Les arénavirus..... | 36 |

Etude Expérimentale

Chapitre I : Matériels et Méthodes

| | |
|---|----|
| I. Présentation de la zone d'étude..... | 37 |
| II. Matériels et méthodes..... | 38 |
| II.1. Matériels..... | 38 |
| II.1.1. Matériel biologique..... | 38 |
| II.1.2. Matériel non biologique..... | 38 |
| II.2. Méthodes..... | 38 |
| II.2.1. Capture des rongeurs..... | 38 |
| II.2.2. Collecte des ectoparasites ; ;..... | 39 |
| II.2.3. Identification des spécimens..... | 39 |

| | |
|--|----|
| II.2.3.1. Rongeurs..... | 39 |
| II.2.3.2. Ectoparasites..... | 40 |
| II.2.4. Recherche d'agents pathogènes..... | 44 |
| II.2.4.1. Extraction d'ADN génomique..... | 44 |
| II.2.4.2. Polymerase chain reaction..... | 47 |

Chapitre II : Résultats et Discussion

| | |
|--|----|
| I. Résultats..... | 58 |
| I.1. Résultats de la capture des rongeurs..... | 58 |
| I.2. Résultats de l'identification..... | 60 |
| I.2.1. Les tiques..... | 61 |
| I.2.2. Les puces..... | 63 |
| I.2.3. Les mites..... | 67 |
| I.3. Résultats de la biologie moléculaire..... | 68 |
| II. Discussion..... | 73 |
| II.1. Capture de rongeurs..... | 73 |
| II.2. Identification des arthropodes..... | 74 |
| II.3. Détection moléculaire..... | 79 |
| Conclusion et perspectives..... | 81 |

Résumé

Dix espèces de rongeurs sauvages ont été échantillonnées à 10 sites entre Juin 2010 et Mai 2011 pour déterminer la prévalence des infections à des pathogènes bactériens dans les communautés de rongeurs à travers le territoire national. L'étude a été menée sur les arthropodes ectoparasites de rongeurs dont trois types d'ectoparasites ont été récoltés à savoir : les Siphonaptères, Acariens et les Ixodidés. L'identification des puces a été réalisée en utilisant la clé dichotomique de BEAUCOURNU, ainsi quatre espèces ont été identifiées : *Nosopsylla fasciatus* (48,91%), *Xenopsylla cheopis* (38,05%), *Stenoponia tripectinata* (8,65%) et *Leptopsylla segnis* (4,32%). Dans le cas des Ixodida nous nous sommes basés sur la clé établie par Richard WALL permettant ainsi d'identifier deux espèces *Rhipicephalus sanguineus* (56,25%) et *Ixodes ricinus* (34,75%). Par contre une seule espèce de mite a été identifiée : *Laelaps echidnina*. Ce portage des ectoparasites par les rongeurs peut conduire à la transmission de nombreuses bactéries à pouvoir virulent dont les principales appartiennent aux genres *Rickettsia sp*, *Bartonella sp*, *Borrelia sp*, *Yersinia pestis*, *Coxiella burnetii* et *Anaplasma*. La détection a été faite par des techniques de biologie moléculaire. L'objectif de cette étude est, d'une part, d'étudier le portage d'agents pathogènes bactériens par des arthropodes collectés sur les rongeurs sauvages en milieu naturel afin d'évaluer le risque de transmission de ces agents en Algérie, et d'autre part d'adapter des techniques de biologie moléculaire innovantes à l'étude du portage bactérien par ces vecteurs.

Mots clés : Rongeurs, Agents pathogènes, détection moléculaire, *Xenopsylla cheopis*, *Nosopsylla fasciatus*, *Stenoponia tripectinata*, *Leptopsylla segnis*, *Rhipicephalus sanguineus*, *Ixodes ricinus* et *Laelaps echidnina*.

Abstract

Ten species of wild rodents were sampled at 10 locations between June 2010 and May 2011 to determine the prevalence of infection with bacterial pathogens in rodent communities across the country. The study was conducted on arthropod ectoparasites of rodents including three types of ectoparasites were collected namely: Siphonaptera, mites and Ixodidae. The identification of chip was carried out using the key BEAUCOURNU dichotomous and four species were identified: *Nosopsylla fasciatus* (48.91 %), *Xenopsylla cheopis* (38.05 %), *Stenoponia tripectinata* (8.65%) and *Leptopsylla segnis* (4.32 %). In the case of Ixodida we relied on the key established by Richard WALL thereby identifying two species *Rhipicephalus sanguineus* (56.25%), *Ixodes ricinus* (34.75%). Against them by a single species of moth was identified: *Laelaps echidnina*. This port ectoparasites from rodents can lead to the transmission of many virulent bacteria whose main power belong to the genera *Rickettsia sp*, *Bartonella sp*, *Borrelia sp*, *Yersinia pestis*, *Coxiella burnetii* and *Anaplasma*. Detection was made by molecular biology techniques. The objective of this study is, firstly, to study porting bacterial pathogens by arthropods collected from wild rodents in the wild in order to assess the risk of transmission of these agents in Algeria, and secondly adapt innovative techniques of molecular biology to the study of bacterial carriage by these vectors.

Keywords: Rodents, pathogens, molecular detection, *Xenopsylla cheopis*, *Nosopsylla fasciatus*, *Stenoponia tripectinata*, *Leptopsylla segnis*, *Rhipicephalus sanguineus*, *Ixodes ricinus* and *Laelaps echidnina*

ملخص

تم أخذ عدة عينات من عشرة أنواع من القوارض البرية في 10 مواقع خلال فترة امتدت من يونيو 2010 إلى مايو 2011، وذلك من أجل تحديد مدى انتشار العدوى بالبكتيريا المسببة للأمراض في المجتمعات المحلية للقوارض في جميع أنحاء الإقليم الوطني. ولذا تم إجراء دراسة على الطفيليات الخارجية مفضلي الأرجل الخاصة بالقوارض.

لقد أحصينا ثلاثة أنواع من المفصليات على غرار: البراغيث، العث والقراد. كما تم الاستدلال على البراغيث باستخدام المفاتيح ثنائية التفرع الخاصة بـ: Beaucournu ولقد تمكنا من التعرف على أربعة أنواع:

Nosopsylla fasciatus (48.91%), *Xenopsylla cheopis* (38.05%), *Stenoponia tripectinata* (8.65%) و *Leptopsylla segnis* (4.32 %).

في حالة القراد اعتمدنا على المفتاح التي وضعها Richard WALL وتحديد نوعين *Rhipicephalus sanguineus* (56.25%)، *Ixodes ricinus* (34.75%). كما رصدنا وجود نوع واحد من العثة: *Laelaps echidnina*.

هذا المنفذ للطفيليات الخارجية من القوارض يمكن أن يؤدي إلى انتقال العديد من الأنواع البكتيرية: *Rickettsia*, *Bartonella*, *Borrelia sp*, *Yersinia* و *Anaplasma.. sp*, *pestis*, *Coxiella burnetii*

والذي سيتم الكشف عن باستخدام تقنيات البيولوجيا الجزيئية. الهدف من هذه الدراسة هو التحقيق مسببات الأمراض البكتيرية المنتقلة بواسطة مفصليات الأرجل التي جمعت في القوارض البرية وكذا تقييم مخاطر انتقال هذه العوامل في الجزائر، وثانيا التكيف مع تقنيات مبتكرة للبيولوجيا الجزيئية.

الكلمات الرئيسية: القوارض، ومسببات الأمراض والكشف الجزيئي، *Nosopsylla fasciatus* و *Xenopsylla cheopis*، *Stenoponia tripectinata*، *Leptopsylla segnis*، *Rhipicephalus sanguineus*، *Ixodes ricinus* و *Laelaps echidnina*

Résumé

Dix espèces de rongeurs sauvages ont été échantillonnées à 10 sites entre Juin 2010 et Mai 2011 pour déterminer la prévalence des infections à des pathogènes bactériens dans les communautés de rongeurs à travers le territoire national. L'étude a été menée sur les arthropodes ectoparasites de rongeurs dont trois types d'ectoparasites ont été récoltés à savoir : les Siphonaptères, Acariens et les Ixodidés. L'identification des puces a été réalisée en utilisant la clé dichotomique de BEAUCOURNU, ainsi quatre espèces ont été identifiées : *Nosopsylla fasciatus* (48,91%), *Xenopsylla cheopis* (38,05%), *Stenoponia tripectinata* (8,65%) et *Leptopsylla segnis* (4,32%). Dans le cas des Ixodida nous nous sommes basés sur la clé établie par Richard WALL permettant ainsi d'identifier deux espèces *Rhipicephalus sanguineus* (56,25%) et *Ixodes ricinus* (34,75%). Par contre une seule espèce de mite a été identifiée : *Laelaps echidnina*. Ce portage des ectoparasites par les rongeurs peut conduire à la transmission de nombreuses bactéries à pouvoir virulent dont les principales appartiennent aux genres *Rickettsia sp*, *Bartonella sp*, *Borrelia sp*, *Yersinia pestis*, *Coxiella burnetii* et *Anaplasma*. La détection a été faite par des techniques de biologie moléculaire. L'objectif de cette étude est, d'une part, d'étudier le portage d'agents pathogènes bactériens par des arthropodes collectés sur les rongeurs sauvages en milieu naturel afin d'évaluer le risque de transmission de ces agents en Algérie, et d'autre part d'adapter des techniques de biologie moléculaire innovantes à l'étude du portage bactérien par ces vecteurs.

Mots clés : Rongeurs, Agents pathogènes, détection moléculaire, *Xenopsylla cheopis*, *Nosopsylla fasciatus*, *Stenoponia tripectinata*, *Leptopsylla segnis*, *Rhipicephalus sanguineus*, *Ixodes ricinus* et *Laelaps echidnina*.

Abstract

Ten species of wild rodents were sampled at 10 locations between June 2010 and May 2011 to determine the prevalence of infection with bacterial pathogens in rodent communities across the country. The study was conducted on arthropod ectoparasites of rodents including three types of ectoparasites were collected namely: Siphonaptera, mites and Ixodidae. The identification of chip was carried out using the key BEAUCOURNU dichotomous and four species were identified: *Nosopsylla fasciatus* (48.91 %), *Xenopsylla cheopis* (38.05 %), *Stenoponia tripectinata* (8.65%) and *Leptopsylla segnis* (4.32 %). In the case of Ixodida we relied on the key established by Richard WALL thereby identifying two species *Rhipicephalus sanguineus* (56.25%), *Ixodes ricinus* (34.75%). Against them by a single species of moth was identified: *Laelaps echidnina*. This port ectoparasites from rodents can lead to the transmission of many virulent bacteria whose main power belong to the genera *Rickettsia sp* , *Bartonella sp* , *Borrelia sp* , *Yersinia pestis* , *Coxiella burnetii* and *Anaplasma* . Detection was made by molecular biology techniques. The objective of this study is, firstly, to study porting bacterial pathogens by arthropods collected from wild rodents in the wild in order to assess the risk of transmission of these agents in Algeria, and secondly adapt innovative techniques of molecular biology to the study of bacterial carriage by these vectors.

Keywords: Rodents, pathogens, molecular detection, *Xenopsylla cheopis*, *Nosopsylla fasciatus*, *Stenoponia tripectinata*, *Leptopsylla segnis*, *Rhipicephalus sanguineus*, *Ixodes ricinus* and *Laelaps echidnina*

ملخص

تم أخذ عدة عينات من عشرة أنواع من القوارض البرية في 10 مواقع خلال فترة امتدت من يونيو 2010 إلى مايو 2011، وذلك من أجل تحديد مدى انتشار العدوى بالبكتيريا المسببة للأمراض في المجتمعات المحلية للقوارض في جميع أنحاء الإقليم الوطني. ولذا تم إجراء دراسة على الطفيليات الخارجية مفصليّة الأرجل الخاصة بالقوارض.

لقد أحصينا ثلاثة أنواع من المفصليات على غرار: البراغيث، العث والقراد. كما تم الاستدلال على البراغيث باستخدام المفاتيح ثنائية التفرع الخاصة بـ: Beaucournu ولقد تمكنا من التعرف على أربعة أنواع:

Nosopsylla fasciatus (48.91%), *Xenopsylla cheopis* (38.05%), *Stenoponia tripectinata* (8.65%) و *Leptopsylla segnis* (4.32 %).

في حالة القراد اعتمدنا على المفتاح التي وضعها Richard WALL وتحديد نوعين *Rhipicephalus sanguineus* و *Ixodes ricinus* (56.25%)، كما رصدنا وجود نوع واحد من العثة: *Laelaps echidnina*.

هذا المنفذ للطفيليات الخارجية من القوارض يهكّن أن يؤدي إلى انتقال العديد من الأنواع البكتيرية: *Rickettsia*, *Anaplasma*, *Bartonella*, *Borrelia sp*, *Yersinia pestis*, *Coxiella burnetii*

والذي سيتم الكشف عنه باستخدام تقنيات البيولوجيا الجزيئية. الهدف من هذه الدراسة هو التحقيق مسببات الأمراض البكتيرية المنتقلة بواسطة مفصليات الأرجل التي جمعت في القوارض البرية وكذا تقييم مخاطر انتقال هذه العوامل في الجزائر، وثانيا التكييف مع تقنيات مبتكرة للبيولوجيا الجزيئية.

الكلمات الرئيسية: القوارض، ومسببات الأمراض والكشف الجزيئي،

Xenopsylla cheopis, *Nosopsylla fasciatus* و *Stenoponia tripectinata*, *Leptopsylla segnis*, *Rhipicephalus sanguineus*, *Ixodes ricinus* *Laelaps echidnina*

Les rongeurs constituent l'ordre le plus important de la classe des mammifères, représentant presque la moitié de ceux-ci (2021 espèces de rongeurs sur 4629 de mammifères répertoriées) (Wilson et Reeder, 2005). Ils constituent un ordre très diversifié, doté de grandes capacités d'adaptations écologiques qui les amènent à proliférer dans tous les milieux. Ce sont généralement des animaux terrestres de petite taille. Plus que les autres mammifères, les rongeurs contractent des relations avec l'Homme qui participe beaucoup à l'existence, à la répartition voire à la pullulation d'un bon nombre de ces espèces.

En même temps, les bouleversements écologiques de l'environnement à travers les modifications climatiques, l'urbanisation, la déforestation, les aménagements agricoles et hydrauliques affectent sensiblement les densités et la répartition spatiale des populations de rongeurs, facilitant ainsi leur contact avec l'Homme.

Ainsi, dans le domaine de la santé, l'implication des rongeurs est fréquente. La richesse de leur parasito-faune fait qu'ils constituent, pour de nombreux parasites, des hôtes intermédiaires ou définitifs, mais sont aussi impliqués dans le cycle de différents agents pathogènes en tant qu'hôtes réservoirs ou vecteurs (Duplantier et Granjon, 1992 ; Kia *et al.*, 2009).

En effet, les rongeurs jouent un rôle important dans la transmission de nombreux agents pathogènes à l'Homme et les animaux, soit directement par leurs urines, les fèces, morsure, ou bien indirectement par l'intermédiaire d'arthropodes, tels que le typhus endémique et certaines rickettsioses. Nous pouvons citer comme maladies : la peste, la leptospirose, salmonellose, fièvre par morsure de rat, la leishmaniose, maladie de Chagas, la fièvre hémorragique d'Omsk, le typhus murin et la fièvre de Lassa (Bell *et al.* 1988).

L'association étroite des rongeurs commensaux avec les animaux humains et domestiques est un facteur de risque de transmission de ces maladies à l'Homme (Kia *et al.*, 2009).

L'objectif de cette étude est, d'une part, d'étudier le portage d'agents pathogènes bactériens par des arthropodes collectés sur les rongeurs sauvages en milieu naturel afin d'évaluer le risque de transmission de ces agents dans plusieurs wilayas situées dans différentes parties de l'Algérie,

Et d'autre part d'adapter des techniques de biologie moléculaire innovantes à l'étude du portage bactérien par ces vecteurs.

Ce présent mémoire comporte, en première partie, une revue bibliographique articulée en deux chapitres. Le premier fait le point des connaissances sur les différents ordres d'arthropodes parasites de rongeurs, et le second, présente l'étude des rongeurs et le rôle pathogène qu'ils exercent. La deuxième partie du mémoire est consacrée à l'étude expérimentale portant sur la recherche des agents pathogènes par des techniques de biologie moléculaire. La méthodologie et les protocoles utilisés seront d'abord, décrits puis les résultats seront présentés et discutés.

Dans la conclusion générale, nous ferons le point des idées requises au cours de cette étude et nous présenterons les perspectives qui en découlent.



I. Embranchement des arthropodes :

I.1. Caractéristiques et Morphologie:

Les arthropodes constituent l'un des embranchements les plus importants du règne animal (Rodhain et Perez, 1985). Ils représentent 80 à 85% des espèces animales connues (Parola, 2005). Au plan morphologique, les arthropodes sont essentiellement caractérisés par un corps métamérisé à symétrie bilatérale, recouvert d'une cuticule lui tenant lieu de squelette externe. Ces segments sont reliés par une membrane articulaire (Villigrs, 1963; Hogue, 1993) qui assure la mobilité des différents segments du corps, ainsi qu'à l'articulation des divers segments des appendices : pièces buccal, pattes locomotrices ou préhensiles, gonopodes. C'est cette particularité qui leur a fait attribuer le nom d'arthropodes (du grec « arthron » =articulation et « pous, podos » =pied) (Rodhain et Perez, 1985). Leur développement est entrecoupé par des mues (Grassé et Doumenc, 2000).

I.2. Systématique abrégée:

Le phylum Arthropoda (Siebold et Stanius., 1845) appartient au règne **Animalia** et comprend deux sous embranchements les (**Mandibulata**) et les (**Chelicerata**) (Heymons., 1901), chaque sous phylum respectivement comprend une classe d'importance médicale et vétérinaire, classe des **Insectes** et classe des **Arachnida** (Lemark., 1901). (Camicas et al., 1998).

Dans le présent chapitre nous nous sommes limités à étudier que les arthropodes parasites des rongeurs, car ils feront l'objet de notre étude expérimentale. Ils appartiennent à deux classes différentes les Arachnides et les Insectes comportant ainsi quatre ordres (**Figure 01**).

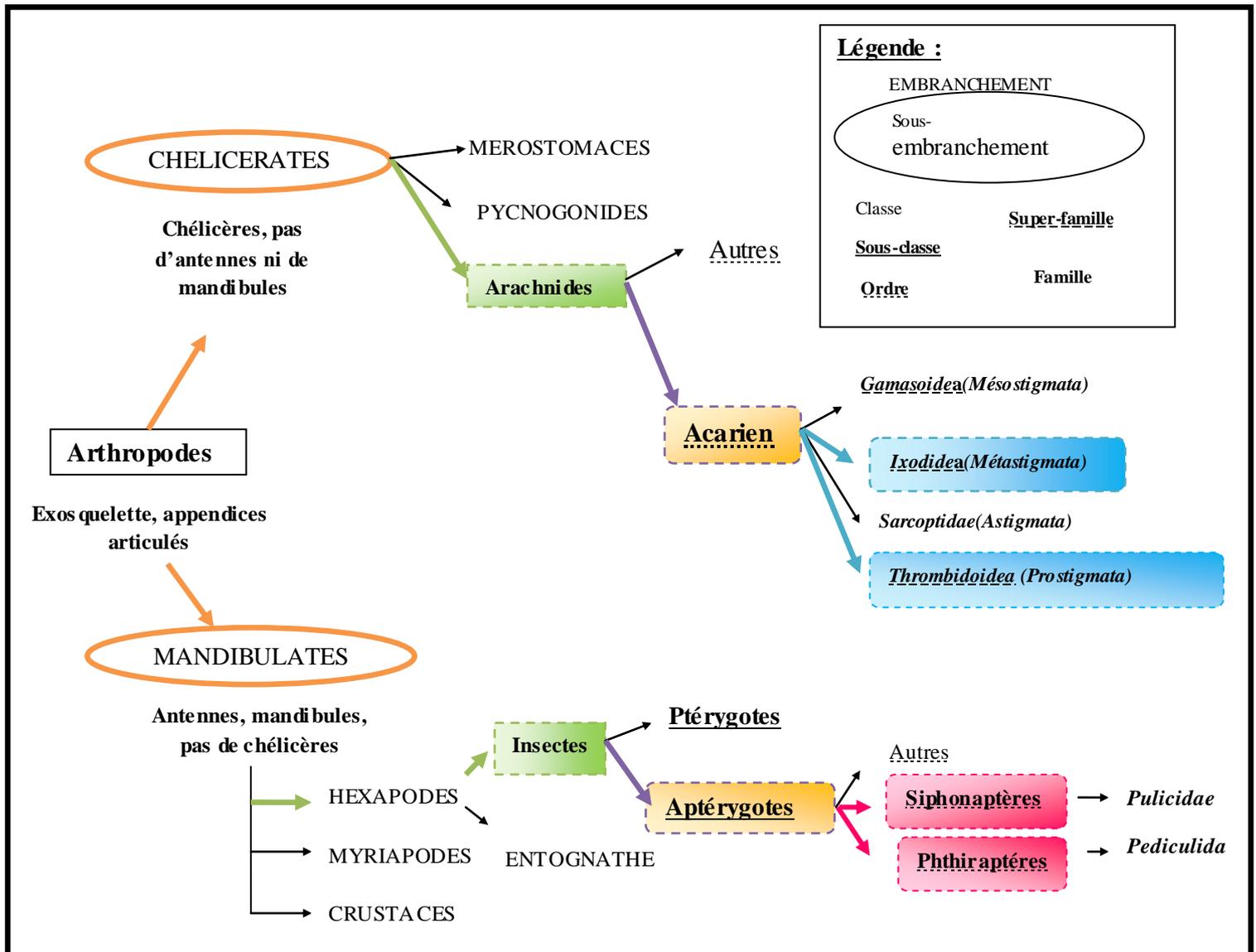


Figure 1 : Classification des arthropodes (Euzéby J.P., 1990; Moulinier C., 2003).

II. Principaux arthropodes parasites des rongeurs :

II.1. Les Arachnides :

Le nom de la classe tire son origine du mot grec arachné signifiant « araignée ». Les arachnides sont une classe d'arthropodes chélicérés terrestres, souvent insectivores. (Rodhain et Perez, 1985).

II.1.1. Les Tiques dures:

Les tiques (angl: Ticks), sont des arthropodes hématophages qui affectent la quasi-totalité des vertébrés à travers le monde essentiellement les mammifères et les oiseaux (Haert et Shaers,



1997; Pérez-Eid, 2007). On les retrouve dans le monde entier, aussi bien dans les zones glacées et les zones désertiques, que dans des régions de plaine et d'altitude. Elles représentent un groupe très particulier d'ectoparasites, regroupant près de 900 espèces, parmi lesquelles on distingue les tiques dures (Ixodina) et les tiques molles (Argasina) (Bitam, 2012).

II.1.1.1. Origine :

Les tiques seraient apparues il y a environ 225 millions d'années, dans des zones présentant un climat chaud et humide, certainement en tant que parasites des reptiles. Puis à l'ère tertiaire, elles seraient devenues des parasites aussi bien des oiseaux et des mammifères, leur origine est mal connue. (Bourdeau, 1993 ; Klompen *et al.*, 1996 ; Perez-Eid et Gilot, 1998). Récemment, l'analyse des séquences géniques de l'ADN ribosomal nucléaire ou mitochondrial (ADNr 16S, ADNr 18S et ADNr 12S) a permis d'établir les lignées phylogéniques des tiques (Black *et al.*, 1997).

II.1.1.2. Systématique générale des tiques : (Figure 02)

Au XIII^{ème} siècle les travaux de Linné, médecin et naturaliste, ont abouti en partie à l'établissement des premiers critères de classification des êtres vivants, ci-dessous la position systématique qu'occupent les tiques au sein du règne animal proposée par (Camicas et Morel, 1978). Ce sont des parasites appartenant à :

Sous-classe : Acarida, (Van der Hammen, 1961),

Super-ordre : Anactinotrichoida, (Van der Hammen, 1968),

Ordre : Ixodida, (Van der Hammen, 1968).

Famille : Ixodidae

Genre :

*Ixodes** *Boophilus* *Amblyomma* *Haemaphysalis*
*Rhipicephalus** *Dermacentor* *Hyalomma*

Elles sont distribuées sur plusieurs continents et reconnues depuis le début des 20^e siècles comme vectrices de maladies d'origine bactérienne, virale ou parasitaire. Elles sont considérées comme le second vecteur de maladies humaines, après les moustiques (Parola et Raoult, 2001 ; Sparagano, 2002 ; Goodman *et al.*, 2005).

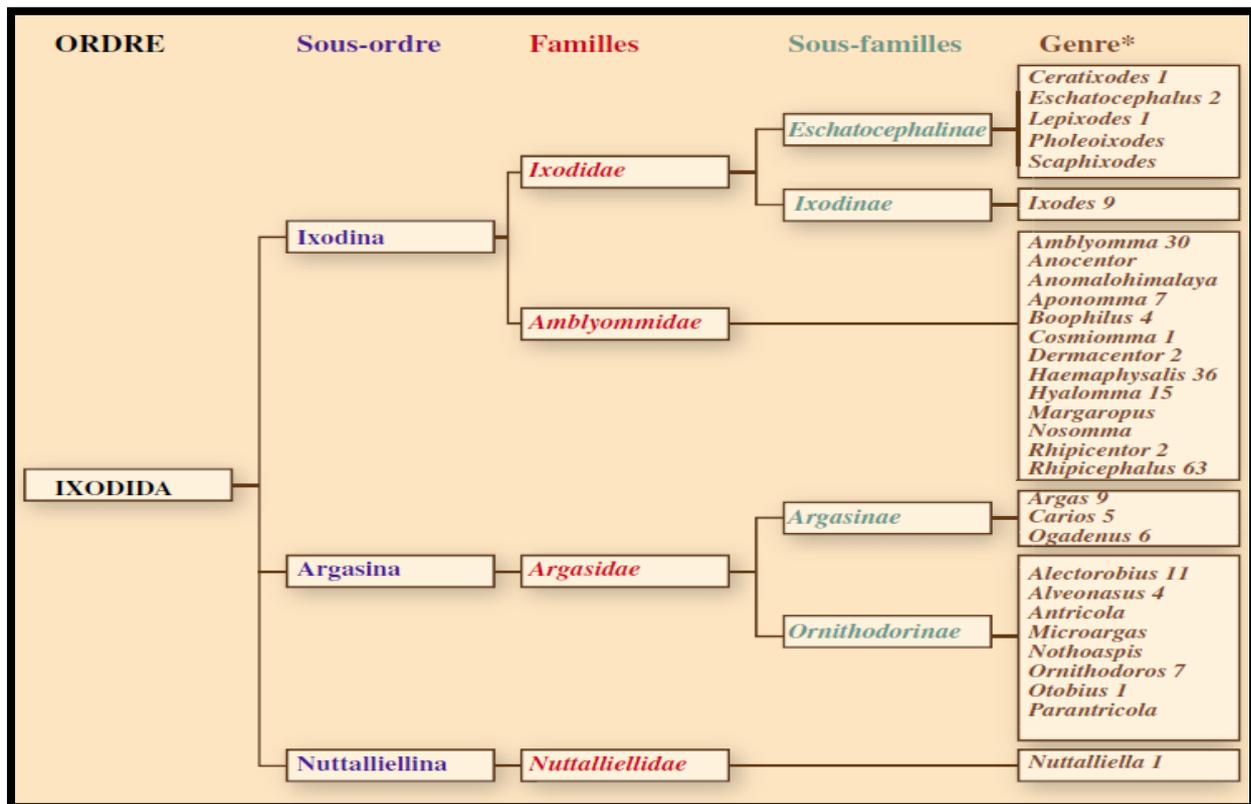


Figure 02 : Classification des tiques d'après (Camicas, Hervy, Adam et Morel, 1998).

II.1.1.3. Morphologie des Ixodidés (Ixodidae et Amblyomidae) :

II.1.1.3.1. Morphologie externe :

Comme tous les Arachnides, le corps des tiques comporte deux parties non délimitées. L'exosquelette est doté d'appendices articulés, pattes, chélicères, palpes....

Le capitulum est constitué d'une partie basale, *basis capituli*, de forme géométrique dorsalement et portant 2 dépressions percées par des aires poreuses, et d'une partie distale formée d'un hypostome, le rostre. Ce dernier est muni de dents disposées en rangées (organes d'ancrage de la tique sur l'hôte) et d'une paire de chélicères (organes de dilacération des tissus pour la pénétration), d'une paire de palpes latéraux à 4 articles (Bowman, 2009 ; Coubray, 1997) (Voir figure 03).

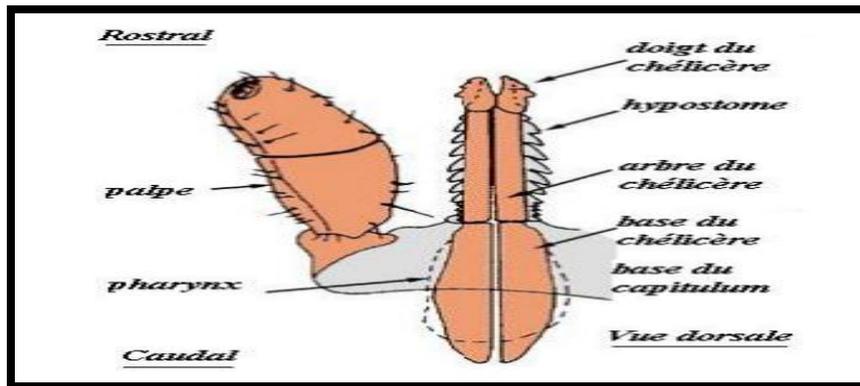


Figure 03 : Schéma des parties buccales d'une tique dure en vue dorsale (Durrey K.T.J, 2012).

✓ **Les Mâles :**

Ils ont une taille inférieure à la femelle de même espèce ; dorsalement tout le tégument est chitinisé, ventralement présence de plaques dures (les mâles ne s'alimentent pas ou peu ; leurs changements de volume sont limités) (Rodhain et Pérez, 1985).

✓ **Les femelles :**

La taille varie de 7 à 15 mm selon les espèces. Elle est peu sclérifiée et porte une paire d'aïres poreuses sur la face dorsale du capitulum, dont le rôle serait d'émettre une substance protégeant les œufs de la dessiccation (Rodhain et Pérez, 1985).

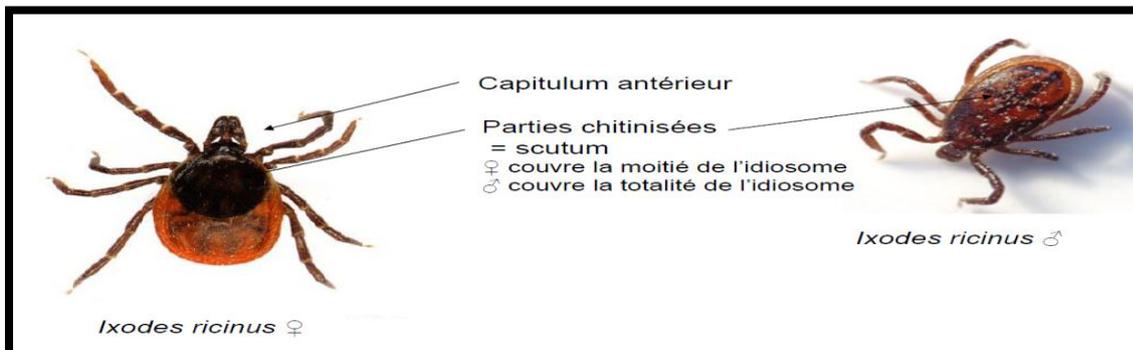


Figure 04 : Morphologie externe des adultes des tiques dures (exemple de *I. ricinus*) d'après (Huber, 2010).

✓ **La larve et la nymphe :**

Elles sont petites de taille comparées à l'adulte ; elles ont une morphologie semblable à celle d'une femelle, les larves diffèrent par le fait qu'elles soient hexapodes. Le pore génital, les aïres poreuses et toutes les structures liées à la maturité sexuelle, font défaut chez la larve et la nymphe (Rodhain et Pérez, 1985).



II.1.1.3.2. Morphologie interne : (Morel, 2000 ; Huber, 2010).

La composition générale, schématisée par la figure 05, montre différents organes à savoir :

- ✓ **Le tube digestif** débutant par un orifice buccal qui s'ouvre au-dessus de l'hypostome et limité dorsalement par les chélicères. Un pharynx musculueux et un œsophage étroit lui font suite. L'estomac central par rapport à l'ensemble du corps est la partie la plus développée. Il est lié par un court intestin à l'ampoule excrétrice qui s'ouvre par l'anus.
- ✓ **L'excrétion** est assurée par une paire de longs tubes de Malpighi, qui s'enroulent autour des différents organes pour collecter les produits nitrogénés rejetés.
- ✓ **La respiration** se fait par des trachées qui débouchent au niveau des stigmates situés postérieurement à la quatrième paire de coxa, ces trachées font défaut chez les larves qui ont une respiration à travers le tégument.
- ✓ **Les glandes sexuelles**, paires à l'origine, se réunissent en un massif unique en partie postérieure du corps d'où partent les canaux d'élimination qui se réunissent antérieurement avant de déboucher en un conduit unique par le pore génital.
- ✓ **La circulation** est assurée par un cœur dorsal pulsatile allongé permettant la circulation de l'hémolymphe dans l'hémocoèle.
- ✓ **Le système nerveux** concentré en masse ganglionnaire (ganglion cérébroïde) traversé par un œsophage.

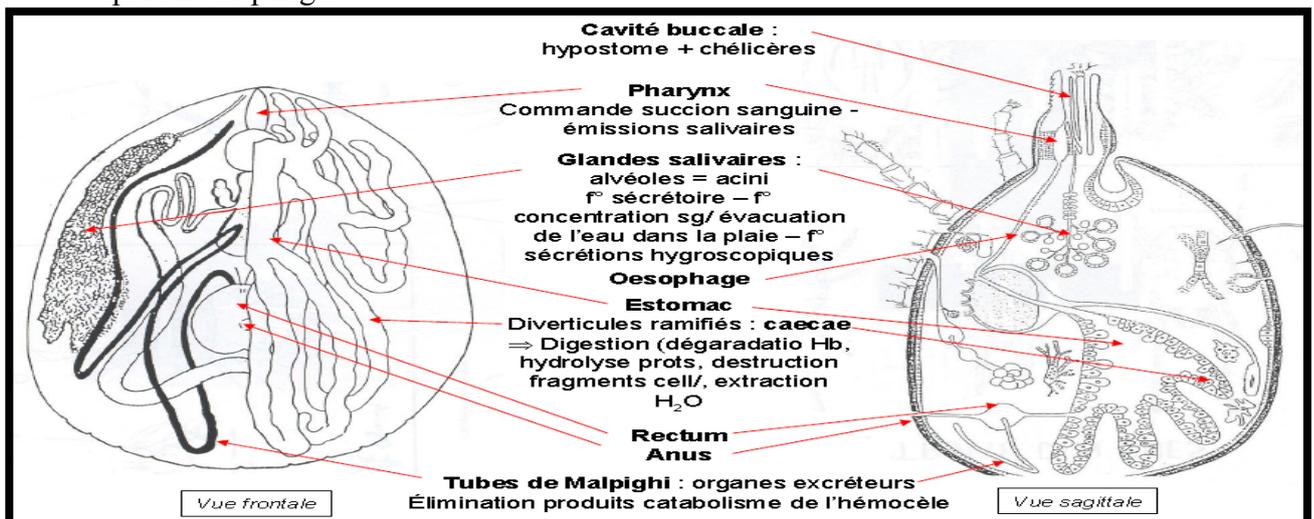


Figure 05: Schéma de la disposition des appareils digestif et génital des tiques femelles (d'après Perez- Eid, 2007). A gauche : cas des Argasina ; A droite : cas des Ixodina.



II.1.1.4. Cycle évolutif :

Le cycle de développement des Ixodidae comprend quatre stades d'évolution, chaque stade aura une préférence trophique variable (**Figure 07**). Après l'accouplement et un repas sur l'hôte, la femelle adulte, se laisse tomber au sol et cherche un endroit pour s'abriter où elle ne sera pas exposée à la dessiccation (**Wattiez et Beys, 1999**).

La ponte est variable de 800 à plus de 20 000 œufs selon l'espèce et/ou la quantité de repas sanguin, la femelle meurt quelques jours après et les œufs éclosent après une embryogenèse de 20 à 50 jours, donnant des petites larves (**Socolovschi et al., 2008**). Ces larves vont se fixer sur des micromammifères pour se gorger de sang. Après un repas de plusieurs jours, les larves se détachent et tombent au sol pour y effectuer une métamorphose en nymphes qui peut durer 2 à 8 semaines selon les espèces et les conditions climatiques (**Socolovschi et al., 2008 ; Beau, 2008**). Le repas de sang dure 4 à 6 jours (**Beau, 2008**). La métamorphose en adultes est en général plus longue, jusqu'à 20 à 25 semaines dans les conditions les plus défavorables (**Socolovschi et al., 2008**) (**Figure 06**).

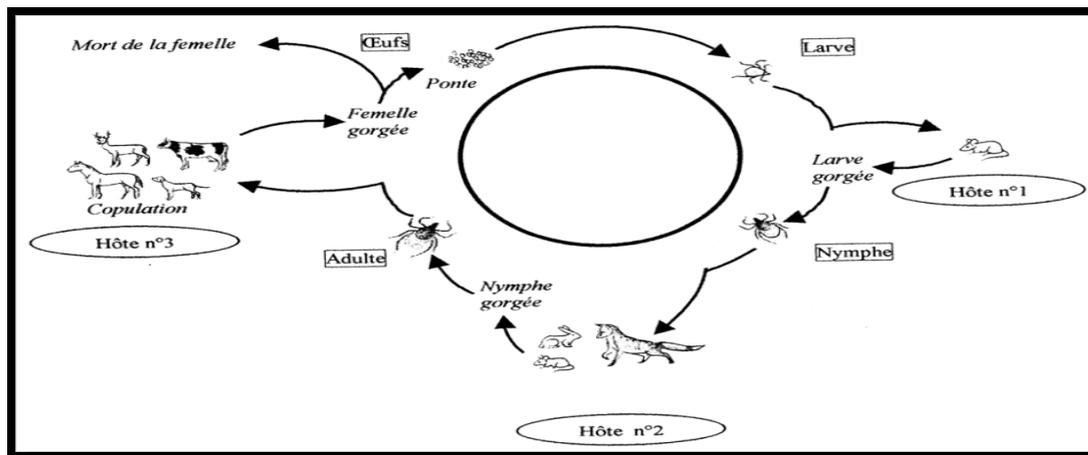


Figure 06 : Cycle biologique d'*Ixodes ricinus* (**Guettard, 2001**).

II.1.1.5. Ecologie des tiques :

Les tiques dures passent plus de 90% de leur temps en vie libre (**Needham et Teel, 1991**). Elles sont le plus souvent exophiles, vivant dans des biotopes ouverts tels que forêts, pâturages, prairies ou steppes (**Sonenshine, 1991 ; Sonenshine et Mather, 1994**). Certaines espèces, ou certains stades d'une même espèce, notamment dans le genre *Ixodes*, sont endophiles. Elles vivent dans des habitats protégés comme des terriers ou des nids (**Socolovschi et al., 2008**). Enfin d'autres espèces, qualifiées de cryptophiles par Morel,



s'abritent au sein d'un biotope ouvert dans un microbiotope restreint, comme une haie ou un talus abrité (Morel, 1969).

II.1.1.6. Les tiques en Algérie :

La répartition géographique des tiques en Algérie a fait l'objet de plusieurs études : En 2006, **Meddour Bouderra et Meddour** ont pu recenser la présence de 15 espèces de tiques sur des animaux domestiques et sauvages prospectées essentiellement dans le Nord Est Algérien. Dans le but d'étudier la répartition et la biodiversité de la faune Ixodienne dans l'Est Algérien; une autre étude a été réalisée par **Dib et al.** en 2002, où 4 genres et 7 espèces ont été identifiés. Un précédent travail publié par **Boukhaboul** en 2003 à Tiaret rapporte, en plus des genres recensés la présence de *Dermacentor* et *Heamaphysalis*. Une étude plus récente en Algérie réalisée en 2013 par **Kernif** et collaborateurs, où 20 espèces ont été recensées appartenant à 6 genres à savoir (**Figure 09**) : *Ixodes*, *Dermacentor*, *Boophilus*, *Rhipicephalus*, *Heamaphysalis* et *Hyalomma* ; dont cinq espèces ont été inféodées aux milieux désertiques ; cinq sont présentes sur toute la zone Nord-est de l'Algérie et les autres espèces sont omniprésentes.

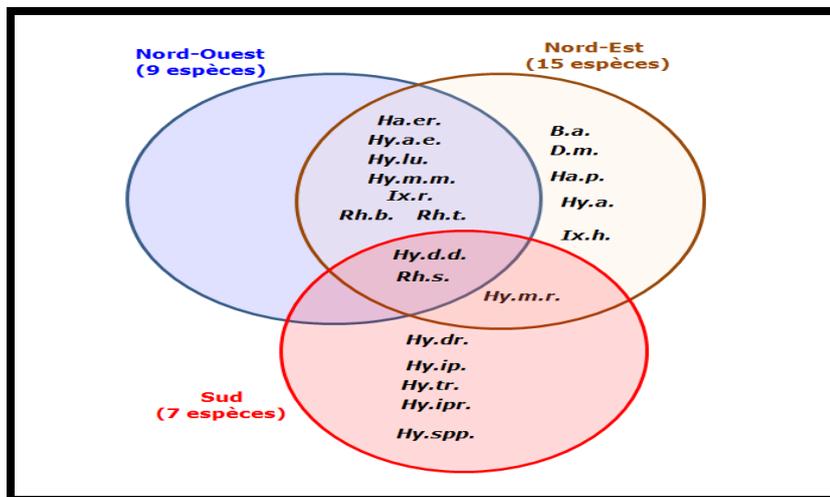


Figure 07 : Distribution des Ixodidae en Algérie selon les trois aires bioclimatiques (**Kernif et al., 2013**).

II.1.2. Les Acaridés:

Les mites sont des petits arthropodes, généralement moins de 1 mm de long. Le corps est en forme de sac et ne montre aucune segmentation, d'où le nom d'acararien (du grec akarês : insécable). En réalité, il semble que le corps des acarariens était constitué de 13 métamères, ultérieurement confondus. On peut néanmoins distinguer deux régions du corps : une partie



postérieure, le **gnathosoma** composé de pièces buccales, et une partie postérieure l'**idiosoma** comprenant le reste du corps. Ce dernier est divisé en Podosoma qui porte les pattes et l'opisthosoma. (Pedro et Boris, 2005 ; Bussiéras et Chermette , 1992).

II.1.2.1. Systématique :

La classification des acariens est basée sur la position ainsi la présence de stigmates. Ils représentent un groupe diversifié ; près de 30000 espèces sont répertoriées, mais la diversité réelle du groupe est probablement supérieure au million d'espèces (Wall et Shearer , 2001).

Sous-classe : Acarida, (Van der Hammen, 1961),

Sous ordre : Mesostigmata,

Genre : (quelques exemples)

| | | |
|----------------------|----------------------|-----------------------|
| <i>Dermanyssus</i> | <i>Ornithonyssus</i> | <i>Liponyssoides*</i> |
| <i>Haemolaelaps*</i> | <i>Laelaps*</i> | <i>Eulaelaps</i> |

II.1.2.2. Morphologie des Acaridés :

II.1.2.2.1. Morphologie externe :(André, 2005 ; Pedro et Boris, 2005 ; Ripert, 2007).

✓ **Gnathosoma (rostre) :**

Il comprend les pièces buccales, qui varient considérablement entre les acariens, mais la plupart des espèces parasites ont :

- une paire de chélicères utilisée pour perforer l'épiderme de l'hôte.
- Des pièces impaires généralement très peu développées (hypostome).

✓ **Les pattes :**

Situées sur le Podosoma ; 4 paires chez les adultes et les nymphes, 3 paires chez les larves. Disposées soit en un groupe, dans la partie antérieure du corps soit en deux groupes (2 paires antérieures et 1 ou 2 paires postérieures). Elles sont soit fixées directement sur le tégument par leur hanche, soit insérées sur des épaissements chitineux, les épimères.

Chaque patte est formée de 6 ou 7 articles : Hanche ou coxa, tranchater, fémur parfois dédoublé, genou ou patelle, tibia et tarse. Le tarse porte généralement 2 griffes, parfois atrophiées et dans certains groupes (**Figure 08**).

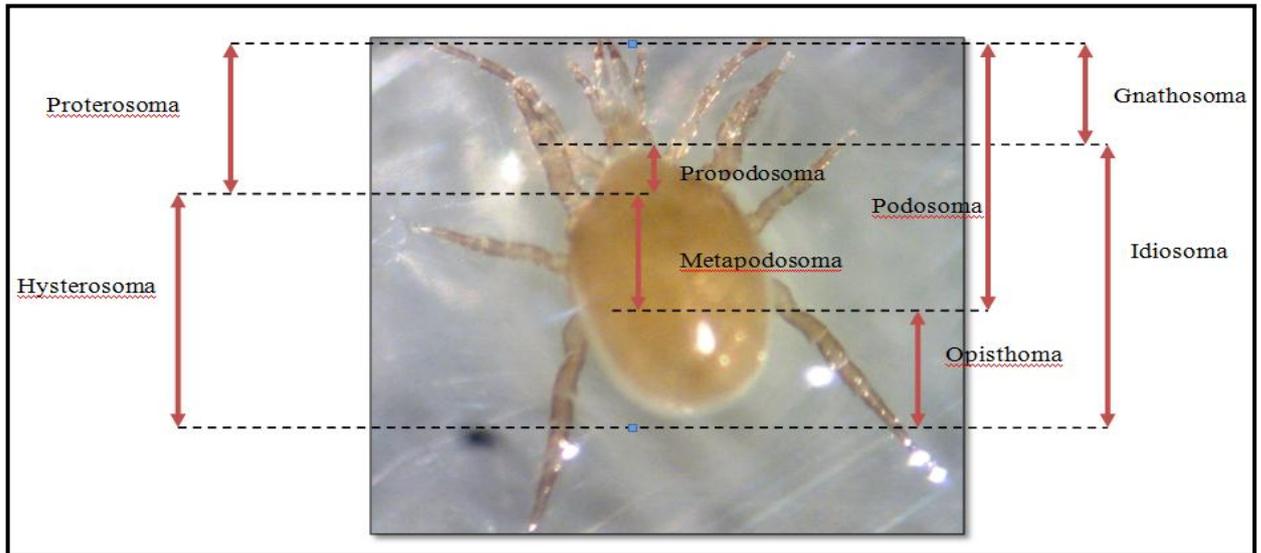


Figure 08 : Morphologie d'un *Dermanyssus gallina* Gx 10(Original).

II.1.2.2. Anatomie (Bussiéras et Chermette, 1991):

✓ Tubes digestif :

Le système digestif des acariens est trop simple et composé d'une bouche, un pharynx musculoux, un court œsophage, un intestin moyen ou estomac qui se termine par l'anus.

✓ Appareil respiratoire :

La plupart des espèces ont un système respiratoire trachéal avec la présence d'ouvertures stigmatiques, qui font défaut dans les Astigmata où la respiration est assurée par la cuticule.

✓ Organes de sens :

Les yeux sont souvent absents et beaucoup d'acariens s'appuient sur des poils ou soies dont la fonction est sensorielle.

II.1.2.3. Cycle  volutif :

Le mode de vie des mites est variable, beaucoup vivent librement dans le sol ou l'eau. Il existe en particulier un grand nombre d'espèces parasites, éventuellement pathogènes pour les plantes, les animaux ou l'Homme. Nous nous sommes intéressés dans ce travail aux acariens hématophages, parasites des rongeurs. Le cycle de vie des acariens comporte cinq étapes :  uf, larve, protonympe, deutonympe et adultes. Le stade deutonympe est généralement peu actif, pourvu d'organes de fixation permettant son transport passif par des animaux (Bussiéras et Chermette, 1991). Les mites se nourrissent du sang des rongeurs, après 12h   24h les f melles commencent à pondre. Les œufs peuvent  clorre en deux à trois jours, libérant une larve hexapode qui passe par deux stades nymphaux avant de devenir un parasite adulte, mais la durée de la phase deutonymphale n'a pas été déterminée. Les adultes peuvent vivre jusqu'à 34 semaines sans se nourrir (Pedro et Boris, 2005) (Figure 09).

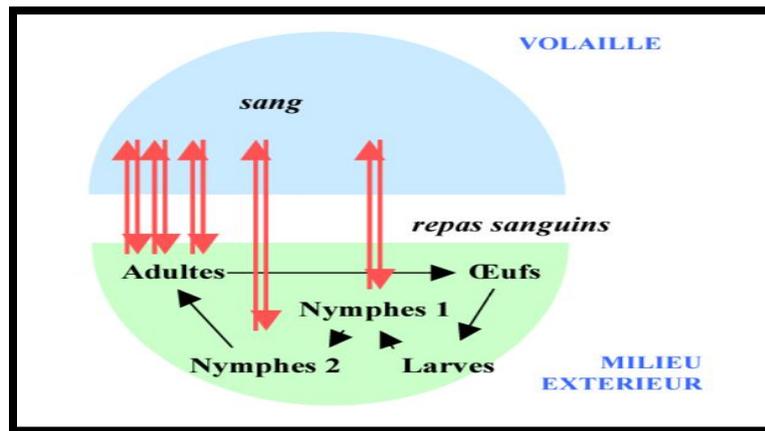


Figure 09 : Cycle biologique de *Dermanyssus gallinulae*.

II.1.2.4. Distribution des Acaridés en Algérie :

Les études menées sur les acariens hématophages sont très rares ; toutes fois la plus part des travaux réalisés en Algérie étaient consacrés à étudier la répartition des acariens phytophages, vue leur impact qu'ils exercent sur le plan économique et écologique comme étant des arthropodes ravageurs de plusieurs plantes. Néanmoins, il n'est pas à négliger le rôle vectoriel des acariens hématophages dans la transmission de certaines maladies, notamment ceux des oiseaux et des rongeurs comme ces deux derniers ont contact étroit avec l'Homme.

Des travaux d'intérêt médical sur l'inventaire et la distribution de ces acariens en Algérie ainsi que leurs préférences trophiques sur des oiseaux, rongeurs, lézards..... sont en cours de réalisation dans le cadre d'une surveillance entomologique, mammalogique et ornithologique en Algérie.

II.2. Classe des Insectes :

Les insectes sont des arthropodes de taille variable, appartenant aux mandibulés, ou antennés. Leur corps est composé de trois parties : la tête, portant antennes et pièces buccales, le thorax, portant 3 paires de pattes et éventuellement des ailes, et l'abdomen.

II.2.1. Ordres des Siphonaptères :

Les puces sont des insectes aptères piqueurs de petite taille (1-8mm) holométaboles appartenant à l'ordre des Siphonaptères (anciennement Aphaniptères), ayant un corps aplati latéralement. Elles ont une très grande importance comme étant vecteurs de plusieurs agents pathogènes dans plusieurs régions dans le monde. Environ 2574 espèces appartenant à 16



familles et 238 genres ont été répertoriées, mais quelques espèces seulement sont considérées comme pathogènes à l'Homme (Duchemin et al., 2006 ; Franc, 2006 ; Bitam et al., 2010a).

II.2.1.1. Origine et phylogénie des puces :

Si l'on se réfère à une définition moderne des puces, les plus anciens spécimens de fossiles conservés dans l'ambre datent de l'Eocène (40 millions d'années) ou du Miocène inférieur (20 millions d'années). Plus récemment, plusieurs spécimens de puces ont été retrouvés dans des sites archéologiques, notamment *P. irritans* en Hollande dans un site datant de l'âge du fer ou au Groenland. Sur le plan phylogénétique, les puces sont rattachées aux mécoptères et notamment aux *Boreidae* (en anglais : «snow fleas»), à la fois sur des arguments génétiques mais aussi morphologiques (Duchemin et al., 2006 ; Bitam et al., 2010a).

III.2.1.2. Taxonomie : (Annexe1)

Ce sont des insectes appartenant à :

Ordre : Siphonaptères

| | | | |
|-----------------------|------------------------|--------------------|----------------------|
| Famille : | Pulicidae | Ctenophthalmidae | Ceratophilidae |
| Sous famille : | Pulicinae | Stenopniæ | Ceratopsyllinae |
| | Archaeopsyllinae | | Leptopsyllinae |
| | Xenopsyllinae | | |
| | Spilopsyllinae | | |
| Genre : | <i>Pulex</i> | <i>Stenoponia*</i> | <i>Nosopsyllus*</i> |
| | <i>Echidnophaga*</i> | | <i>Ceratophyllus</i> |
| | <i>Archaeopsylla</i> | | <i>Dasypsyllus</i> |
| | <i>Ctenocephalides</i> | | <i>Leptopsylla*</i> |
| | <i>Parodontis</i> | | |
| | <i>Xenopsylla*</i> | | |



III.2.1.3. Morphologie de puces :

III.2.1.3.1. Morphologie externe :

La puce est protégée par un squelette externe très résistant constitué de chitine et de polysaccharides aminés. Le corps est divisé en trois parties : tête, thorax et abdomen, et recouvert de soies ou épines orientées vers l'arrière formant parfois des peignes ou cténidies, facilitant le passage de la puce au sein du pelage ou des plumes, et portant des noms différents en fonction de leur localisation (**Beaucournu et Launay, 1990 ; Delofre, 2001 ; Cleenewerck et Frimat, 2004 ; Mcgavin, 2005**).

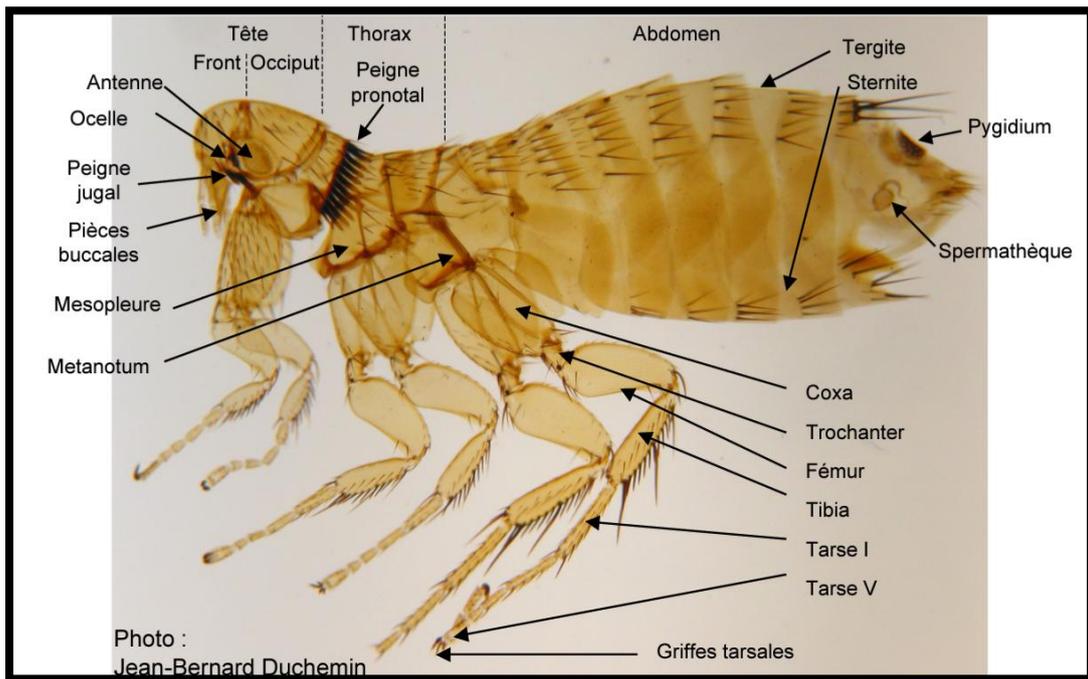


Figure 10 : Morphologie générale de *Paractenopsyllus juliamarinus*, femelle Gr x10(**Robert, 2010**).

✓ Tête ou capsule céphalique

Selon les espèces, la tête peut avoir différentes formes : arrondie, trapézoïdienne ou sub-réctangulaire (**Beaucournu et Launay, 1990 ; Delofre, 2001**).

Elle est composée de deux parties : antérieure et postérieure, séparées de chaque côté par la fossette antennaire dans laquelle se loge des antennes courtes, à 3 articles (**Sonenshine, 1991 ; Baud'huin, 2003 ; Pailley, 2007**), qui sont érectiles chez les mâles (**Duchemin et al., 2006 ; Bitam et al., 2010a**). Dorsalement, la tête est partagée en 3 zones: Front, Occiput et Pronotum (**Beaucournu et Launay, 1990 ; Delofre, 2001 ; Duchemin et al., 2006**). Les pièces buccales sont formées d'une trompe contenant un labium peu développé ; mais les



seules pièces performantes sont les mâchoires et le labarum (Pailley, 2007).

Les yeux sont absents ou rudimentaires et ne sont plus considérés (Bitam et al., 2010a), au vu de leur structure et de leur innervation, ils sont positionnés latéralement sous chaque fossette antennaire (Delofre, 2001 ; Duchemin et al., 2006).

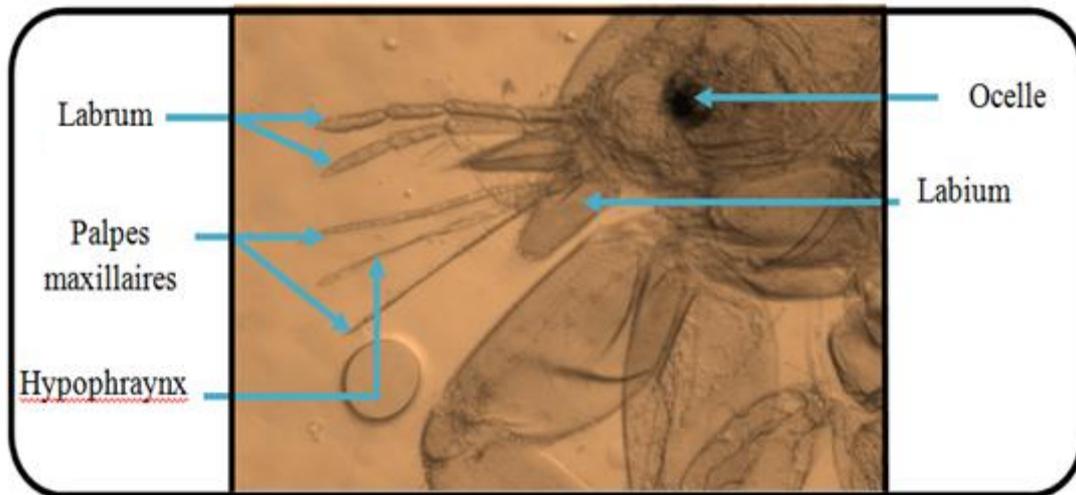


Figure 11 : Tête de puce, vue latérale au microscope photonique Gx 10 *Xenopsylla cheopis* (Original).

✓ Thorax :

Comprend trois anneaux distincts : prothorax, mésothorax et métathorax (Delofre, 2001 ; Baud'huin, 2003) chacun porte un stigmate et une paire de patte, dont la troisième paire plus développées, ce qui leur confère une aptitude au saut (Bourdoiseau, 2000 ; Duchemin et al., 2006). La patte de la puce comporte 5 éléments: La hanche ou coxa, trochanter, fémur, tibia et tarse, constituée de 5 articles dont le dernier porte une paire de griffes (Loiselle, 1993 ; Delofre, 2001 ; Baud'huin, 2003). Le prothorax porte parfois un peigne (Khelil, 1995) ; et les ailes sont remplacées par une grande plaque ou écaille aliforme (Baud'huin, 2003).

✓ Abdomen

Comporte 10 ou 11 segments abdominaux, divisés dorsalement en tergites, et ventralement en sternites. Il peut se dilater de façon très importante grâce aux membranes reliant chaque segment (Delofre, 2001 ; Duchemin et al., 2006). Le segment X porte une zone bien définie, appelée sensillum dont le rôle exacte est mal connu (Duchemin et al., 2006).



III.2.1.3.2. Anatomie

✓ Tube digestif

C'est un long conduit composé de: un pharynx, un œsophage, un proventricule enbulbe muni de denticules internes qui permettent de fractionner le passage du sang vers l'intestin, un estomac volumineux ou mesenteron recouvert d'une membrane péritrophique, un intestin court et étroit qui se termine par un anus qui est enserré entre le tergite et le sternite XI (Beaucournu et Launay, 1990 ; Moulinier, 2002). A son extrémité distale s'ébauchent quatre tubes de Malpighi rétrograde assurant ainsi l'excrétion (Rothschild et al., 1975; Moulinier, 2002).

✓ Système nerveux

En position ventrale, il est composé de ganglions abdominaux qui sont au nombre de huit chez le mâle et de sept chez la femelle.

✓ Appareil respiratoire

La respiration s'effectue par un système de trachées s'ouvrant à l'extérieur par des stigmates respiratoires. L'appareil respiratoire se poursuit par des cellules trachéolaires qui se terminent par des trachéoles très fines. L'expiration est active contrairement à l'inspiration qui est passive (Panchout, 2007).

III.2.1.4. Cycle de vie

Comme des insectes holométaboles, les puces achèvent le cycle de l'œuf à l'adulte en passant par différents stades larvaires et un stade nymphal (Bitam et al., 2010a; Milon, 2010). L'achèvement du cycle de vie dépend des conditions abiotiques et biotiques, et varie considérablement entre les espèces et le sexe (Rodhain et Perez, 1985). Les détails sont surtout connus pour l'espèce de *Xenopsylla cheopis*, par exemple, dure entre neuf et quinze jours pour son plein développement, mais peut prendre beaucoup plus en fonction des conditions (Bitam et al., 2010a).

✓ La reproduction

La femelle possède une ou deux spermathèques selon les espèces. Les adultes mâles et femelles copulent; la femelle au-dessus du mâle. La reproduction est permanente mais dépend toutefois de l'alimentation (C.C.L.C.I.N. de l'inter région Paris-Nord, 2001).

✓ Les œufs

Les œufs sont ovalaires ou ronds mesurant de 0,3 à 0,5 mm. Leur couleur varie du blanc au



jaune (C.C.L.C.I.N. de l'inter région Paris-Nord, 2001). Ils sont pondus isolément à l'intérieur des habitations. Après l'accouplement et un repas de sang les femelles pondent des œufs isolés ou par série de 2 à 6 dans la litière ou dans les anfractuosités des parterres, où l'humidité et la température sont plus ou moins élevées et stables ; la ponte se fait également sur le pelage de l'hôte (Bitar, 1998 ; Ratovonjato et al., 2000). Le nombre d'œufs pondus est en fonction de l'espèce, la température, et du type de repas. Ils peuvent éclore dans 1 à 10 jours, selon la température et l'humidité (Bitam et al., 2010a).



Figure 12 : Œufs d'une puce Siphonaptère Gr 4x10(Original).

✓ Les larves

De l'œuf va sortir une minuscule larve allongée, vermiforme, apode et sans yeux avec des pièces buccales mordantes ; elle se nourrit de débris de phanères et de produits de digestion de sang par les adultes (Hsu et al., 2002). Les larves se développent dans un milieu ombragé, humide et à température modérée (Signoli et al., 2007); elles sont très hygrophiles, à phototactisme négatif et à géotropisme positif (Bitam et al., 2010a) et, bien que dépourvues de pattes, sont extrêmement agiles et remuantes. Les trois stades larvaires durent chacun 2 à 6 jours (Camicas et al., 1998 ; Villigrs, 1963). La durée de l'évolution peut dépasser 15 jours. Arrivées à maturité, elles choisissent un interstice, pour devenir nymphes (C.C.L.C.I.N. de l'inter région Paris-Nord, 2001).



Figure 13 : Larve d'une puce Siphonaptère Gr 4x 10(Original).

✓ La nymphe (pupe ou chrysalide)

Ovoïde et blanchâtre, à l'intérieur du cocon qui devient rapidement couvert par les débris qui vont l'aider pour son camouflage. La nymphe dans son cocon peut constituer le stade



derésistance aux conditions environnementales (Silverman et Rust, 1983; Krasnov et al., 2001). Ce stade est immobile dure 1 à 2 semaines en moyenne (Rodhain et Perez, 1985).



Figure 14 : cocon et nymphe (pupe) d'une puce Gr 4x10.

✓ Les adultes

L'émergence peut être très retardée et déclenchée par des stimuli (chaleur, vibrations, ...) (Silverman et Rust, 1985). Les puces nouvellement émergées sont attirées par différents stimulus produits par leurs hôtes pour réaliser leur premier repas (C.C.L.C.I.N. de l'inter région Paris-Nord, 2001). Les puces nouvellement émergées sont douées, d'un phototropisme positif et d'un géotropisme négatif, peuvent survivre une à deux semaines avant de trouver un hôte (Dryden, 1997).

III.2.1.5. Ecologie des puces

Les puces sont hématophages stricts pour les deux sexes. Les piqûres sont pluriquotidiennes, rapides (2 à 10 minutes) et indolores (Duchemin et al., 2006). Le poids moyen de sang ingéré peut atteindre 0,42 mg (Rothschild, 1975). L'augmentation de la température rapproche la fréquence des repas (Signoli et al., 2007). En général, le repas du sang est nécessaire pour accomplir le développement des ovaires des puces femelles (Bitam et al., 2010a). La puce adulte peut en outre survivre 6 mois sans nourriture; la plupart des adultes vivent pendant 1 an (Ghalmi, 2011). Lors de la pique, ces insectes inoculent des allergènes contenus dans leur salive (Cleenewerck et Frimat, 2004), puis retirent leur trompe et aspirent un mélange de sang et de lymphe (Ghalmi, 2011).

III.2.1.6. Les puces en Algérie :

Un travail en cours en collaboration avec l'IRD, dont une partie traite sur l'inventaire et rôle pathogène des puces (Siphonaptères) en Algérie. Ce travail multidisciplinaire intervenant plusieurs spécialistes (Biologistes, cliniciens, vétérinaires, agronomes.....) dont le but essentiel est de réaliser une surveillance des arthropodes vecteurs et répertorier les différentes espèces d'agents pathogènes bactériens en Algérie.



Un total de 13 espèces a été identifié appartenant à 12 genres à savoir: *Xenopsylla*, *Archaeopsylla*, *Ischnopsylla*, *Nosopsylla*, *Pulex*, *Ctenocephalides*, *Pariodentis*, *Dasypsyllus*, *Ceratophyllus*, *Stenoponia*, *Echidnophaga* et *Leptopsylla*.

II.2.2. Les Phtiraptères (les poux) :

Les Phtiraptères ou poux (angl: louse) sont des insectes aptères, ectoparasites obligatoires de mammifères et d'oiseaux ainsi l'Homme. Ils représentent des sérieuses menaces pour la santé des êtres vivants (Homme et animal) pas seulement à cause de leur pouvoir hématophage mais aussi leur faculté de transmettre des pathogènes (**Rozendaal, 1999**).

Plus de 5000 espèces de poux sont ectoparasites des oiseaux et des mammifères mais la plupart sont méconnus sur le plan importance médicale et vétérinaire, et sont divisées en deux groupes selon leur habitude alimentaire où on note les poux suceurs (associés aux mammifères), et broyeurs (Associés aux oiseaux) (**Gary et al., 2009**). Ce sont, des parasites hautement spécifiques qui vont même jusqu'à préférer, chez un animal déterminé, certaines parties de la surface corporelle (**Lefèvre, 2003**).

II.2.2.1. Origine et Taxonomie

Les poux sont originaires du même parasite ancêtre qui est de l'ordre de Psocoptera qui remonte à l'aire jurassique (100 millions d'année), une ancienne classification repartie l'ordre des Phtiraptera en 2 sous ordres; les anoploures (Poux suceurs) et les mallophages (Poux broyeurs). De ce fait une classification récente classes les poux en 4 sous ordres :

| Poux broyeurs | | Poux suceurs | |
|---------------|------------|--------------|----------|
| Amblycera | Ischnocera | Rhynocera | Anoplura |

III.2.2.2. Morphologie des poux :

Les poux sont des insectes à corps aplati dorso-ventralement. Leurs couleurs à jeun varient en fonction de leurs hôtes habituels, allant du jaune très clair chez les sujets blonds au noir chez les sujets très bruns. Gorgés de sang, ils deviennent brun-rouge (**Danis et al., 2007**). Ils présentent des pièces buccales piqueuses et suceuses chez les **Anoploures** et broyeuses chez les **Mallophages**. A part cette différence au type de la pièce buccale les anoploures et les mallophages ont la même morphologie générale, ils ont un corps segmenté en trois parties; tête à deux courtes antennes, thorax et abdomen avec trois paires de pattes, ainsi les organes sensorielles sont peu développés et consistent à des yeux vestigiaux voir absents (**Wall et Shearer, 2001 ; Petrie, 2009**).



Figure 15: Représentation générale des poux à la loupe Gr. X40 (Anoploure : *Solenopotes bovis* à gauche, Mallophage : *Damalinia caprae* à droite) (**Original**).

II.2.2.3. Cycle de développement :

Le cycle se déroule entièrement sur l'hôte et ils ne peuvent survivre plus de deux jours hors l'hôte. Les poux s'accouplent plusieurs fois au cours de leur vie et la femelle fécondée pond 5 à 10 œufs (Lentes) par jour et 300 à 400 au cours de sa vie; sauf pour *Pthirus pubis* qui ne pond pas plus de 3 œufs par jour (**Wall et Shearer, 2001**). Chaque œuf ou lente est fixé sur le poil par une substance collante et est visible à l'œil nu (**Lefèvre, 2003**). L'éclosion se fait au bout de 6 jours et libère une larve très fragile, la mue se poursuit trois fois (Jusqu'à la larve 5), la durée totale du cycle est en moyenne de 18 jours selon les espèces (**Bussieras et Chermette., 1992 ; Danis et al., 2007**).

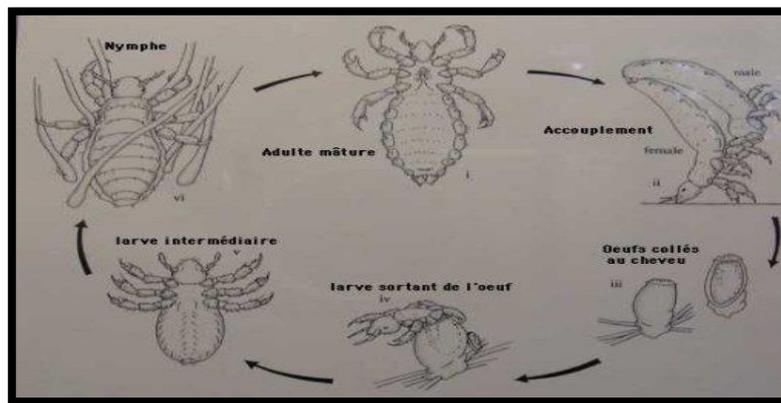


Figure 16 : Cycle biologique des poux de tête *Pedisulus humanus capitis*(://www.ac-grenoble.fr/ecoles/hg/spip.php?article439).



I. Généralités sur les rongeurs :

Les rongeurs représentent un chaînon important des écosystèmes en termes de biomasse. Plus précisément, plus de 40% des espèces de mammifères sont des rongeurs (Le Louarn et Quéré, 2003). Ce sont généralement des animaux terrestres de petite taille. Leur principale caractéristique, qui leur a donné leur nom, est de ronger; celle-ci est associée à une structure bien particulière des mâchoires. L'absence des canines entre les incisives et les dents jugales (prémolaires et molaires) est à l'origine de la présence d'un diastème ou « barre » espace mandibulaire dépourvu de dents typique de l'ordre des rongeurs (Duplantier et Granjon, 1993; Couzi, 2011; Hadjoudj, 2011).

I. 1. Systématique évolutive des rongeurs :

L'origine des rongeurs remonte au début de l'ère tertiaire, il y a environ 65 Ma, époque à laquelle leur lignée se serait séparée de celle des Lagomorphes (Huchon et al., 2002). Leur diversification aurait ensuite eu lieu à la limite Paléocène-Eocène (55 Ma), un scénario proposé à la fois grâce aux interprétations des données paléontologiques (Hartenberger, 1998) et moléculaires (Huchon et al., 2002).

La classification des rongeurs est basée sur les structures mandibulaires et l'insertion des muscles masséters, servant à la mastication (Duplantier et Granjon, 1993).

L'ordre des Rongeurs a été subdivisé en deux sous-ordres, les Sciurognathes et les Hystricognathes par Tullberg (1899). Sur la base de caractères crâniens (en particulier relatifs à la structure de la mandibule). Les Sciurognathes sont rapidement apparus comme un groupe paraphylétique, qualifié de «wastebasket group » par ARTENBERGER (1985). Plus récemment, un autre découpage a été proposé par Mckenna et Bell (1997) qui incluent aussi les formes fossiles, illustrant la difficulté à classer certains groupes dans les deux sous-ordres admis jusque-là. Enfin, pour Carleton et Musser (2005), les rongeurs incluent 3 familles qui se répartissent en 5 sous-ordres, comme suit :

- Sciuromorpha (3 familles : Aplodontiidae, Sciuridae et Gliridae) ;
- Castorimorpha (3 familles : Castoridae, Geomyidae et Heteromyidae) ;
- Myomorpha (2 super-familles : Dipodoidea et Muroidea) ;
- Anomaluroomorpha (2 familles : Anomaluridae et Pedetidae) ;
- Hystricomorpha (2 infra-ordres : Ctenodactylomorphi et Hystricognathi)

I.2. Répartition des rongeurs :



I.2.1. Dans le monde :

La répartition géographique des rongeurs dans le monde a fait l'objet d'une synthèse publiée par Petter (1961). En effet, différents facteurs interviennent dans le déclenchement de pullulations comme les sécheresses prolongées, le type de culture et de paysage, la densité initiale des ravageurs, leur mode de vie, le contrôle par les prédateurs, la compétition interspécifique (**Leirs, 1997; Pech et al., 2003; Singleton et al., 2003**)

En Afrique beaucoup de travaux sont réalisés sur les Gerbillinae. En effet, pour ce qui concerne leur taxonomie, les travaux de Bernard (1970) en Tunisie, d'Hubert et al. (1973, 1977), de Duplantier J.M. et Musser G.G. (1993) au Sénégal de Morsy et al. (1987) en Egypte et de Setzer (1956) en Libye sont à citer. Au Maroc des études sont réalisées dans le même sens, soit ceux de Cabrera (1932), de Saint Girons et Petter (1965), d'Aulagnier et Thevenot (1986), de Zaim et Pascal (1988), et de Thevenot et Aulagnier (2006) (**Adamou-Djerbaoui et al., 2011**).

I.2.2. Les rongeurs en Algérie :

Le peuplement de Rongeurs de l'Algérie compte actuellement 26 espèces. Selon Kowalski et Rzebik-Kowalska, 11 d'entre elles sont des espèces inféodées aux milieux désertiques, 13 ne fréquentent que la zone méditerranéenne du pays, qui ne représente qu'environ 13 % de sa superficie totale, et les 2 dernières sont omniprésentes. Les rongeurs des milieux désertiques ont fait l'objet d'une attention particulière dans les domaines de leur biologie et de leur écologie; mais très peu sur les espèces vivant en région méditerranéenne. Si de nombreux travaux ont été consacrés à l'analyse des répartitions et des normes de choix de l'habitat chez ces premières espèces, il n'en est pas de même pour celles hébergées par les milieux méditerranéens du pays (**Adamou-Djerbaoui et al., 2011**).

II. Rôle pathogène des rongeurs :

Un certain nombre de maladies véhiculées par les rongeurs sont actuellement considérées comme étant en pleine recrudescence: hantavirus et fièvres hémorragiques un peu partout dans le monde (**Kariwa et al., 2007**), peste en Algérie, en Lybie, en Afrique de l'Est, à Madagascar (**Duplantier et al., 2005**), borréliose (**Trape et al., 1996, 2013**) et schistosomose (**Duplantier et Sene, 2000, 2006**) au Sahel. La compréhension des processus à l'origine de l'émergence/réémergence de ces pathologies, le besoin de compléter nos connaissances sur



les cycles de ces pathogènes, la nécessité d'améliorer la prévention et le traitement des maladies en découlant afin de limiter leurs conséquences en termes de santé publique et d'impact économique rendent nécessaire une meilleure connaissance des espèces impliquées ainsi que des voies éventuelles de transmission des maladies concernées à l'Homme.

Les maladies associées aux rongeurs peuvent être classées en trois catégories : celles qui sont directement ou indirectement transmises à l'Homme, celles qui sont transmises aux animaux domestiques et enfin celles qui n'affectent que les rongeurs eux-mêmes. Si les deux premières catégories affectent l'Homme soit directement (santé humaine), soit indirectement (coût économique des pertes de bétail), la dernière catégorie n'est pas pour autant à négliger car elle joue probablement un rôle important dans la régulation des populations de rongeurs (**Hubert et Adam, 1983**).

Nous ne détaillerons dans ce chapitre que les agents pathogènes d'origine bactérienne et transmis par le biais des arthropodes hématophages présents dans notre zone d'étude et pour lesquelles il existe des données, issues d'investigations menées localement.

II.1. Rôle direct :

Ce mode de transmission est sans doute le moins fréquent. Les morsures en elles-mêmes sont rarement dangereuses, mais le problème réside dans les infections secondaires liées aux bactéries transmises lors de la morsure (**Granjon et Duplantier, 2009**).

II.2. Maladies transmises via les arthropodes :

II.2.1. La Peste :

La peste est une zoonose mortelle associée à un rongeur et transmise par les puces. Elle est causée par une bactérie Gram négatif *Yersinia pestis*. La peste est une maladie réémergente dans le monde « OMS » ; c'est une maladie endémique dans de nombreux pays d'Afrique, Amérique et Asie (**Bitam et al., 2010b**).

Les travaux de paléo-microbiologie réalisés dans plusieurs laboratoires ont confirmé que *Y. pestis* est responsable de deux pandémies historiques au 5-7^{ème} et 14-18^{ème} siècle et d'une troisième pandémie qui a débuté en 1894 et est responsable des cas actuels. En effet, la peste demeure une maladie infectieuse contemporaine et *Y. pestis* est une bactérie rapidement évolutive, qui a récemment acquis des facteurs de résistance aux antibiotiques et est classée parmi les agents de bioterrorisme de groupe A par les Centers for Diseases Control and Prevention. *Y. pestis* est une bactérie de classe 3 qui doit être manipulée en laboratoire de sécurité P3 (**Perry et Fetherston, 1997; Inglesby et al., 2000**).



II.2.1.1. Description de la bactérie :

Y. pestis est une bactérie gram-négatif de la famille des entérobacteriaceae, groupe des gamma Protéobacteries. Les analyses moléculaires indiquent qu'il s'agit d'un clone ayant émergé depuis 1,500-20,000 ans d'un ancêtre commun à *Yersinia pseudotuberculosis* qui est une bactérie environnementale, enteropathogène pour l'Homme. Il est possible de classer les souches de *Y. pestis* en trois biovars : le *biovar Antiqua* (fermentation du glycérol et réduction des nitrates), *biovar Medievalis* (fermentation du glycérol et absence de réduction des nitrates) et *biovar Orientalis* (absence de fermentation du glycérol et réduction des nitrates) (**Inglesby et al., 2000 ; Bitam et al., 2010b**).

II.2.1.2. Réservoir et habitat :

Il existe certaines espèces de rongeurs sauvages fouisseurs (marmotte par exemple) résistants à *Y. pestis* (qui se contaminent mais restent chroniquement infectées) comme il existe d'autres espèces sensibles (qui meurent de peste en quelques jours) ; ces derniers participent au cycle épidémiologique de la peste. La transmission entre rongeurs sauvages est assurée par les puces des rongeurs, qui peuvent également transmettent *Y. pestis* aux rongeurs commensaux (rats) (**Houhamdi et al., 2006**).

II.2.1.3. Modes de transmission :

La bactérie est transmise lors de l'injection du sang issu d'un hôte infecté à un hôte sain. Le mécanisme de la transmission fait intervenir le « blocage » de la puce (**Carneil et Mollaret, 1998 ; Hunter A. et al., 1994**), par la formation dans son tube digestif, de biofilm (bouchon obstructif) qui se fixe au niveau du proventricule (entre l'œsophage et l'intestin). Les agrégats bactériens formés sont denses et bloquent la digestion empêchant ainsi la puce de se nourrir, cette dernière affamée, effectue un nouveau repas sanguin et régurgite des bactéries et conduit à une transmission efficace (**Malek et Rouabhia, 2010**). La transmission du rat à un autre s'effectue par leur puce spécifique ; *Xenopsylla cheopis* (**Bitam et al., 2010b**).

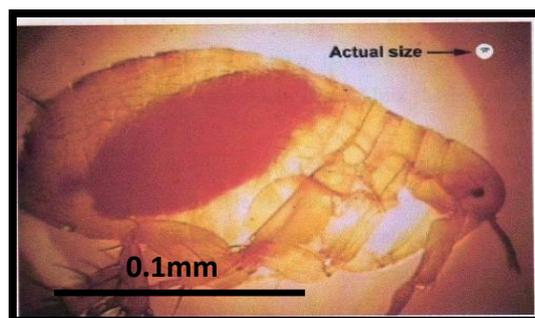


Figure 17: Phénomène du blocage proventriculaire chez *Xenopsylla cheopis* (Mokeddem et Bensafia, 2005).

II.2.1.4. Formes cliniques :

Cette maladie se manifeste sous trois formes : la peste bubonique ou ganglionnaire, la peste pulmonaire et la peste septicémique.

✓ La peste bubonique :

C'est la forme classique de la maladie. Après une incubation brève de 2 à 7 jours, le début est brutal et se manifeste par un syndrome infectieux sévère. La fièvre est élevée à 39-40°C, accompagnée de céphalées, des frissons et d'un faciès congestif. Une agitation ou au contraire une prostration peuvent s'observer, ainsi que des signes gastro-intestinaux de type nausées, vomissements, diarrhée. Le signe clinique majeur est le bubon, adénopathie tendue, inflammatoire, douloureuse, siégeant le plus souvent au niveau inguinal ou axillaire, entourée d'une périadénite avec placard érythémateux, correspondant à l'inflammation du ganglion lymphatique dans le territoire de drainage de la piqûre d'ectoparasite. Des lésions cutanées au site d'inoculation ont été décrites. L'évolution vers une septicémie est fréquente (Pilleul, 1979 ; Tollenaere, 2009).

✓ La peste septicémique :

Le tableau clinique est identique aux autres septicémies à bacilles à Gram négatif, fièvre élevée, Frissons, Asthénie (fatigue importante), Malaises, avec une plus grande fréquence cependant des troubles gastro-intestinaux.

✓ La peste pulmonaire :

C'est une forme primitive rare, mais une forme de dissémination secondaire de peste primitivement bubonique ou septicémique relativement fréquente. Le taux de mortalité est



élevé pour cette forme. L'incubation pour la forme pulmonaire primitive est de un à trois jours. Elle se manifeste par un syndrome grippal avec fièvre élevée, puis survient une pneumopathie avec toux et expectoration hémoptoïque (**Pilleul, 1979 ; Tollenaere, 2009**).

II.2.1.5. La peste en Algérie :

La peste humaine réapparaît périodiquement dans ce qu'on appelle les foyers de peste, comme en témoigne la réapparition de la peste humaine 2003 dans la région d'Oran, en Algérie. En Juillet 2008 **Bitam et al.** ont rapporté l'émergence d'un nouveau foyer de peste dans une région reculée de l'Algérie. Quatre patients sont venus à l'hôpital universitaire de Laghouat avec des signes d'infection grave et douloureux, enflammés, des ganglions lymphatiques évocateurs de bubons. Un autre patient est tombé malade d'une pneumonie et le coma après un bubon.

II.2.2. Les Rickettsioses :

Les Rickettsioses sont l'une des causes importantes de fièvre en Afrique du Nord et dans les voyageurs venant à partir de cette zone (**Kernif et al., 2012**). Elles constituent un groupe de maladies infectieuses transmises ou en relations avec des animaux qui peuvent être soit des arthropodes (tiques, puces, et poux), soit du bétail (**Raoult et Brouqui, 1998**).

Le terme de «rickettsie» décrit un ensemble de bactéries classées au sein de la famille des Rickettsiaceae. Initialement, cette classification reposait sur des caractères phénotypiques incluant leur écologie, les données épidémiologiques le pouvoir pathogène expérimental ou clinique ainsi que le sérotypage (**Raoult et Brouqui, 1998 ; Raoult, 2005**).

II.2.2.1. Description de la bactérie:

Les Rickettsies sont des petites bactéries à développement intracellulaire obligatoires (**Denis et al., 2007; Kernif et al., 2012**). Ce sont des alpha-protéobactéries de 0,8 à 0,2 µm de long et de 0,3 à 0,5 µm de diamètre (**Bessis, 2008**). La structure de leur paroi est celle des bactéries à Gram négatif ; cependant, elles ne sont pas colorées par le Gram mais par la coloration de Gimenez et celle de Giemsa (**Flandrois, 1997 ; Denis et al., 2002**). La taxonomie des rickettsies a été réorganisée et continue d'être modifiée ; actuellement, 25 espèces sont reconnues dans le genre *Rickettsia* (**Kernif et al., 2012**), dont 15 sont considérées comme



pathogènes à l'Homme (**Raoult et Roux, 1997**). Elles sont divisées en deux grands groupes (**Kernif et al., 2012**) (voir Tableau 1):

- ✓ **Le groupe de la fièvre pourprée (SFG):** Il comprend la plus part des rickettsioses transmises par les tiques, sauf *Rickettsia felis* qui est transmise par les puces et *R. acari* transmises par les mites.
- ✓ **Le groupe typhus(TG) :** Il comprend *R. prowazekii* agent de typhus exanthématique ou endémique transmis par les poux de l'Homme et *R. typhi* agent de typhus murin transmise par les puces de rat (**Pichard, 2002 ; Bessis, 2008**).

II.2.2.2. Réservoirs et modes de transmission :

Les rickettsies sont en général transmises par les tiques, les puces ; les mites et les poux. Après piqûre de l'arthropode ou pénétration à travers des lésions de grattage, la cellule épithéliale constitue la principale cible de la bactérie. Au niveau du site de l'inoculation, une escharre noirâtre va apparaître puis la bactérie pourra gagner la circulation lymphatique puis sanguine entraînant une rickettsiémie (**Figure 18**). La bactérie va atteindre alors plusieurs organes dont la peau avec une éruption, le poumon, le cerveau, le cœur etc... (**Zenazen et Hammami, 2011; Kernif et al., 2012**).

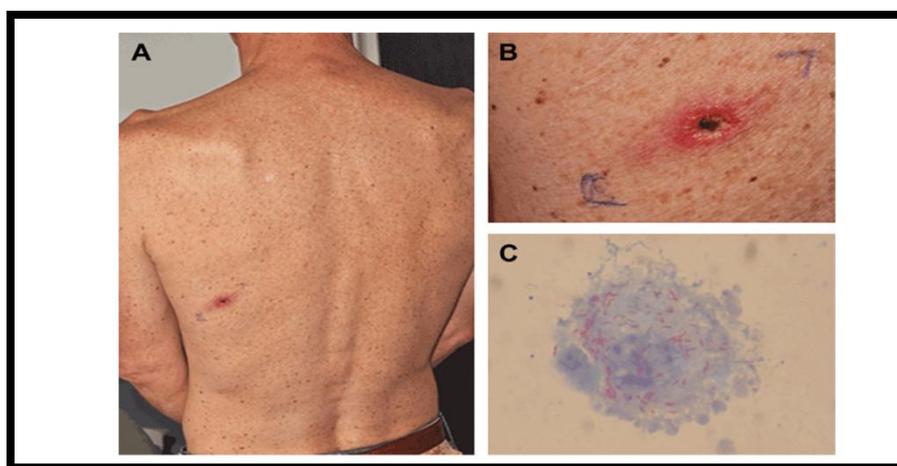


Figure 18 : Escarre d'inoculation (**Kernif et al., 2012**).

La plus part des Rickettsies sont transmises par les tiques. Ces bactéries sont strictement associées à une ou plusieurs espèces de tiques. Les tiques jouent à la fois le rôle de vecteur et de réservoir. En effet, chez les tiques, les Rickettsia sont transmises de génération à génération par voie transovarienne. (**Raoult et Roux, 1997**).



II.2.2.3. Distribution géographique des Rickettsioses :

En Afrique du Nord, 10 espèces de rickettsies ont été détectés dans des tiques ou des cas humains, dont *R. conorii* sous-espèce *conorii*, *R. conorii* sous-espèce *israelensis*, *R. aeschlimannii*, *R. sibirica mongolitimoniae*, *R. massiliae*, *R. slovacca*, *R. raoultii*, *R. Monacensis*, *R. helvetica* et *R. africae*.

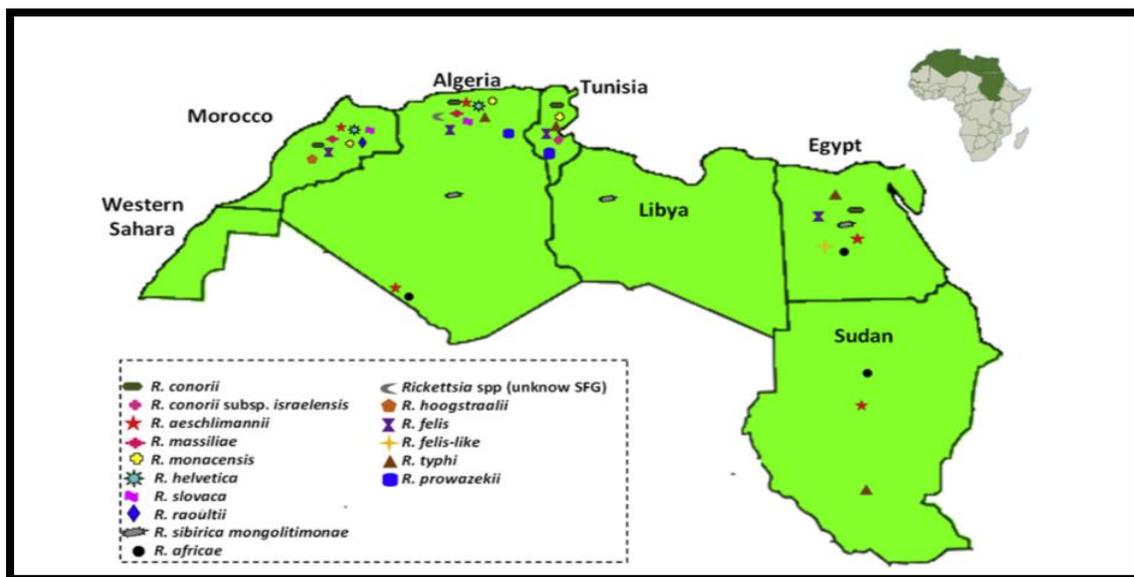


Figure 19 : La distribution géographique de la fièvre boutonneuse et le groupe typhique dans le Nord de l'Afrique (Kernif et al., 2012).

II.2.3. Les Bartonelloses :

Les bartonelloses sont des affections humaines ou animales, transmises par les arthropodes (puces, poux et très rare par les tiques) et dues à des microorganismes placés dans le genre *Bartonella* (Ripert, 2007).

II.2.3.1. Description de la bactérie :

Les bactéries constituant la famille des *Bartonellaceae* sont de petite taille qui ne dépasse pas 3 µm de longueur, Gram négatif, polymorphes. Certaines d'entre elles possèdent des caractéristiques morphologiques particulières : *B. bacilliformis*, *B. clarridgeiae*, *B. boviset* *B. capreoli* qui sont flagellées (Breitschwerdt et Kordick, 2000), alors que *B. henselae*, *B. quintana* et *B. tribocorum* possèdent des pilis (Akardjoudje et Cossart, 2003). Elles appartiennent au sous-groupe alpha de la classe *Proteobacteria* (Joblet et al., 1995 ; Jensen et al., 2000 ; Fournier et al., 2003) plus précisément à 2 *Proteobacteria* (Roux, 1999 ;



Raoult, 2005), hémotropes infectant de nombreux mammifères domestiques ou sauvages, et plusieurs d'entre elles sont directement incriminées comme agents de zoonoses (**Sauget, 2005**) et considérée comme maladies émergente (**Chang et al., 2000**). Le genre *Bartonella* comprend actuellement 31 espèces ou sous espèces capables d'infecter l'Homme et l'animal (**Boulouis et al., 2005; Dehio, 2004; Dehio et al., 2004; Maillard et al., 2006**). Le **tableau I** présente les principales espèces de *Bartonella* et leurs réservoirs mammifères.

II.2.3.2. Réservoirs et modes de transmission :

Les animaux domestiques et sauvages représentent un réservoir important des *Bartonella*. Le chat a longtemps été considéré comme un hôte réservoir n'exprimant pas de symptômes, mais des preuves directes et indirectes (Sérologiques) indiquent que cette espèce peut aussi être affectée par *Bartonella*. Le chien est plutôt considéré comme un hôte accidentel, avec un tableau clinique se rapprochant de celui de l'Homme. Au sein des réservoirs, la transmission se fait principalement par l'intermédiaire d'arthropodes hématophages, comme la puce du chat (*Ctenocephalides felis*), les tiques (Du genre *Ixodes*) ou les mouches piqueuses (Hippoboscidae) (**Boulouis et Chomel, 1999; Dehio, 2004; Dehio et al., 2004; Maillard et al., 2005; Bitam et al., 2010a**).



Tableau I : Les principales espèces de *Bartonella* et leurs réservoirs mammifères (Chang et al., 2005).

| Espèce de <i>Bartonella</i> | Année de découverte | Réservoir principal |
|---|---|---|
| <i>B. alsatica</i> | 1999 | Lapin sauvage |
| <i>B. bacilliformis</i> | 1906 | Homme |
| <i>B. bovis</i> | 2002 | Bovin (<i>Bos taurus</i>) |
| <i>B. capreoli</i> | 2002 | Chevreuril (<i>Capreolus capreolus</i>) |
| <i>B. chomelii</i> | 2004 | Inconnu |
| <i>B. clarridgeiae</i> | 1996 | Chat |
| <i>B. doshiae</i> | repositionnement dans la classification en 1995 | Campagnol agreste |
| <i>B. elizabethae</i> | repositionnement dans la classification en 1993 | Rat |
| <i>B. grahamii</i> | repositionnement dans la classification en 1995 | Micrommamifères sauvages |
| <i>B. henselae</i> | repositionnement dans la classification en 1993 | Chat |
| <i>B. koehlerae</i> | 1999 | Chat |
| <i>B. quintana</i> | repositionnement dans la classification en 1993 | Homme |
| <i>B. schoenbuchensis</i> | 2001 | Chevreuril (<i>Capreolus capreolus</i>) |
| <i>B. tribocorum</i> | 1998 | Rat |
| <i>B. vinsonii</i> subsp. <i>vinsonii</i> | repositionnement dans la classification en 1993 | Campagnol |
| <i>B. vinsonii</i> subsp. <i>berkhoffii</i> | 1996 | Coyote |
| <i>B. vinsonii</i> subsp. <i>arupensis</i> | 1999 | Souris sauvage |
| <i>B. washoensis</i> | 1999 | Ecureuil fouisseur |

II.2.3.3. Distribution géographique des Bartonelloses :

La répartition géographique des *Bartonella* sp. semble liée à la répartition de leurs hôtes ou de leurs vecteurs. *Bartonella henselae* et *Bartonella quintana* ont une distribution géographique mondiale. *Bartonella bovis*, *Bartonella clarridgeiae* et *Bartonella vinsonii* sub sp. *berkhoffii* sont présentes en Europe et en Amérique. *Bartonella elizabethae*, *Bartonella koehlerae*, *Bartonella vinsonii* sub sp. *arupensis* et *Bartonella vinsonii* sub sp. *vinsonii* sont présentes en Amérique. *Bartonella alsatica*, *Bartonella birtlesii*, *Bartonella capreoli*, *Bartonella chomelii*, *Bartonella doshiae*, *Bartonella grahamii*, *Bartonella schoenbuchensis*, *Bartonella taylorii* et *Bartonella tribocorum* ne semblent avoir été identifiées qu'en Europe. *Bartonella*



bacilliformis a une répartition géographique très restreinte superposable à la distribution de son vecteur (**Tableau II, Annexe II**).

Il est a signalé également qu'un nouveau génotype nommé *Bartonella eldjazairii* est identifié dans une espèce de puce *Xenopsylla cheopis* collectée sur les souris domestiques capturées à Zhana localité de Mascara, toujours en Algérie, cinq espèces de Bartonella ont été identifiées dans les puces collectées sur des rongeurs et hérissons, nous notons *B. elizabethae*, *B. clarridgeiae*, *B. bacilliformis*, *B. tribocorum* et *B. sp* qui été isolé pour la première fois à partir des rats de Chine dont on a toujours pas donner de nom (**Bitam et al., 2012**)

II.2.3.4. Aspects cliniques (Bartonelloses propres à l'Homme) :

Les infections à Bartonella doivent être évoquées face à des tableaux cliniques très différents : la maladie des griffes du chat en cas d'adénopathie et de contact avec un chat ; la bactériémie chronique chez tout sans-abri même asymptomatique ; l'endocardite lors d'endocardite à hémocultures négatives ; l'angiomasose bacillaire et la péliose hépatique chez les patients immunodéprimés avec de la fièvre et la maladie de Carrion dans la population native des Andes et chez les touristes fébriles au retour de ces régions. Les symptômes les plus courants sont des endocardites, atteintes viscérales, des troubles musculo-squelettiques, les méningo-encéphalites et les myocardites (**Fourniern et Raoult, 2009**).

II.2.4. Borreliose de Lyme :

Parmi les spirochètes, le complexe *Burgdorferi sensu lato* est responsable de la Borreliose de Lyme. Ce complexe comprend plus de 13 espèces de Borrelia. Quatre d'entre eux sont clairement pathogènes pour l'Homme: *B. burgdorferi sensu stricto*, *B. afzelii*, *B. spielmanii* et *B. garinii*. Elles peuvent générer un érythème migrant, une lésion initiale de la peau, et peuvent ensuite se propager en profondeur dans la foule d'envahir les tissus éloignés, en particulier le système nerveux, les articulations ou la peau (**Baranton et De Martino, 2009 ; John et Halperin, 2011**).

II.2.4.1. Description de la bactérie :

Borrelia burgdorferi présente une structure hélicoïdale caractéristique des spirochètes. C'est une bactérie très mobile et mesurant entre 4 à 30 μm de longueur et 0,2 à 0,4 μm de diamètre (**Postic et Baranton, 2000; Mougeot, 2000**). Les spires sont peu serrées (de 4 à 8 tours



d'amplitude variant de 1,5 à 4,6 μm) et semblent orientées vers la gauche, enveloppés par une membrane externe multi-lamellaire qui entoure le cylindre protoplasmique formé de peptidoglycane et membrane cytoplasmique et du contenu cytoplasmique (**Figure 20**) (**Bedoussa, 2005 ; Baranton et De Martino, 2009**).

Le genre *Borrelia* appartient à l'ordre des *Spirochaetales* caractérisé par leur morphologie hélicoïdale et leur organe locomoteur interne (**Perolat P. et Phillippon A., 2005**).

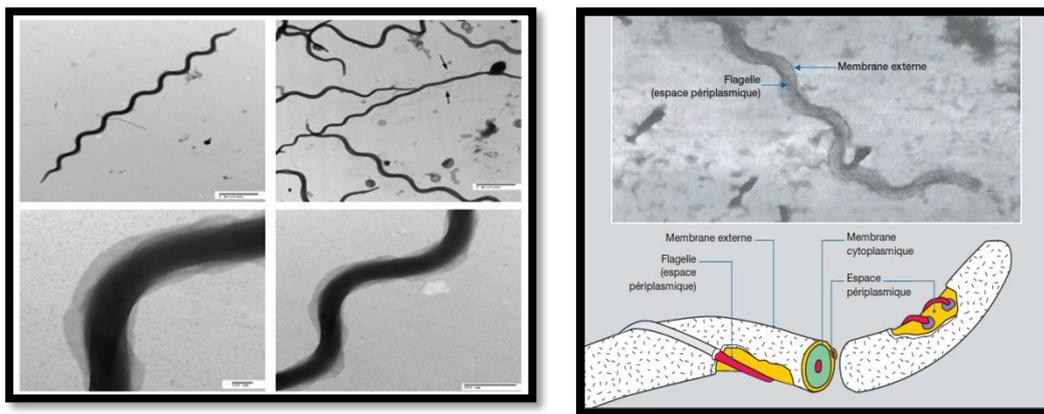


Figure 20: Ultra structure de *Borrelia* (**John et Halperin, 2011**).

II .2.4.2. Réservoirs et modes de transmission :

Il existe plusieurs modes de transmission de la maladie mais le mode principal, est la transmission vectorielle par les tiques dures surtout par *Ixodes ricinus* (**Parola et Raoult, 2001**). Cependant des puces, des moustiques et des tabanidés ont été trouvés comme porteurs du spirochète. Expérimentalement, 59% des taons et 24% des moustiques sont porteurs de *Borrelia burgdorferi* dans l'intestin, après avoir été nourris avec du sang de bovin infecté. D'autre part, l'infection a été transmise expérimentalement des moustiques aux hamsters. Ces vecteurs secondaires peuvent avoir une influence non négligeable sur l'entretien de l'infection en zone d'endémie, de par la multitude de repas sanguins qu'ils peuvent réaliser sur de nombreux hôtes (**Trap, 1990 ; Baranton et al., 1992 ; Parker et White, 1992 ; Keita, 1994 ; Jaulhac et Monteil, 1997 ; Mougeot, 2000 ; Harvey et Salvato, 2003 ; Gaëlle, 2006**).

En effet on retrouve *B. afzelii* chez les petits rongeurs, *B. garinii* et *B. valaisiana* chez les oiseaux, *B. burgdorferi sensu stricto* et *B. afzelii* chez l'écureuil. Ces spécificités pourraient s'expliquer par un phénomène de résistance au complément de l'hôte (**Kurtenbach et al.,**



2002). En Europe, les réservoirs sont constitués par les campagnols, les mulots et les musaraignes. Les oiseaux, par contre, sont de plus en plus considérés comme un réservoir très important de la bactérie. D'autre part, les oiseaux migrateurs pourraient être d'excellents moyens de transport de l'agent pathogène et des tiques (**Gaëlle, 2006**).

II.2.4.3. Aspect clinique :

La maladie de Lyme est très bien décrite chez l'Homme, chez qui le tableau clinique est assez complexe. Chez les animaux, la symptomatologie est beaucoup plus fruste et moins caractéristique, et l'atteinte est plus souvent révélée par les séquelles sérologiques qu'elle induit que par les signes cliniques observés (**Trap, 1990**).

En effet, les manifestations bien distinctes de la maladie chez certains patients (Cutanées, neurologiques ou articulaires) ainsi que la ségrégation géographique de certaines atteintes (Articulaires aux Etats-Unis, neurologiques surtout en Europe et Acrodermatite chronique atrophiante essentiellement en Europe) ont poussé les scientifiques à chercher une association clinique avec les différentes espèces constituant *Borrelia burgdorferi sensu lato* (**Postic et Baranton, 2000 ; Degheilh, 2003 ; Vandenbroucke, 2004**).

Il en ressort que :

- Les affections cutanées du type érythème migrant peuvent être dues aux trois principales espèces pathogènes du complexe à savoir *B. burgdorferi sensu stricto*, *B. afzelii* ou *B. garinii*.
- Par contre, le lymphome cutané bénin et l'acrodermatite chronique atrophiante sont quasi-exclusivement rencontrés lors d'infections par *B. afzelii*.
- Les problèmes neurologiques résultent principalement d'infections par *B. garinii*.
- Les arthrites sont plutôt le fait de *B. burgdorferi sensu stricto*. On peut cependant retrouver *B. afzelii*, par exemple, dans des prélèvements de synovie sur lors d'arthrites (**Lischer et al., 2000**).

Ces spécificités d'espèce ne sont pas expliquées à ce jour mais le tropisme pourrait résulter de l'attachement des *Borrelia* à certains glycosaminoglycans caractéristiques de différents types de cellules (**Sibilia et al. 2002**).

II.2.4.4. Distribution géographique :

La répartition géographique la borreliose de Lyme est mondiale mais non uniforme. En effet, elle est conditionnée par l'aire de distribution de ses vecteurs et des hôtes compétents (**Figure 21**).



Figure 21: Distribution des borrelies (Centre nationale de référence des borrelies IP paris Postic, 2004).

On peut donc la limiter à une ceinture recouvrant la zone tempérée de l'hémisphère nord. Cette zone comprend la majeure partie de l'Eurasie et des États-Unis, ce qui correspond fidèlement à la zone où la maladie est endémique et de haut risque zoonotique (Harvey et Salvato, 2003).

II.2.5. Autres :

Les ehrlichioses et les anaplasmoses sont causées par des bactéries intracellulaires de la famille des Anaplasmataceae. Ces bactéries sont connues depuis longtemps en médecine vétérinaire mais ont été récemment décrites en médecine humaine. Trois espèces ont été décrites comme pathogènes humains émergents en Europe et en Amérique: *Anaplasma phagocytophilum*, *Ehrlichia chaffeensis* et *E. ewingii*. La maladie se présente en général comme un syndrome pseudo-grippal associé à une leuconéutropénie. Des cas graves peuvent survenir chez les immunodéprimés. A ce jour aucun cas humain n'a été décrit en Afrique. (Dawson, 1991 ; Dumler, 1995 ; George et Chastel, 2004).

II.3. Maladies transmises par les urines et les fèces :

II.3.1. La Leptospirose :

Maladie de répartition mondiale. Elle est particulièrement endémique dans les départements d'outremer. La forme la plus dangereuse est la leptospirose ictéro-hémorragique.

Cette maladie peut être transmise par un grand nombre de mammifères, mais les rats sauvages demeurent les principaux vecteurs. La transmission se fait surtout par contact avec les milieux



souillés, par les animaux infectés. La prévention en laboratoire consiste essentiellement en la surveillance de l'animal et la recherche du germe chez les espèces sauvages (**Acha et Szyfres, 2001**).

En milieu urbain, c'est aussi la maladie des égoutiers. *Rattus rattus*, *Rattus norvegicus* et *Mus musculus* sont des réservoirs reconnus dans divers pays du monde, ainsi qu'en Afrique (**Faine, 1987**).

II.3.2. Les Salmonelloses :

L'Homme est susceptible de s'infecter au contact d'aliments souillés par les excréta (urines et fèces) murins. Les rongeurs commensaux, par leur proximité à l'homme, sont à même de lui transmettre ces bactéries qui peuvent entraîner des diarrhées graves (**Brooks et Rowe, 1987**).

II.3.3. Les Arénavirus :

Les arénavirus se transmettent directement du rongeur à l'Homme sans l'intermédiaire d'un vecteur, par contact direct avec les urines (principalement) ou les crottes des rongeurs. Cinq sont actuellement connus dans l'Ancien Monde (**Emonet et al., 2006**). Le virus de la fièvre de Lassa a été découvert pour la première fois en 1969 dans le nord du Nigeria (**Frame et al., 1970**). Un seul des rats, *Mastomys natalensis*, semble être le principal hôte réservoir de ce virus (**Lecompte et al., 2006 ; Fichet-Calvet et al., 2007**). Le virus de la chorio-méningite lymphocytaire (CML) est très fréquent chez la souris domestique (*Mus musculus*), un peu partout dans le monde (**Brooks et Rowe, 1987**).

Enfin, trois autres arénavirus ont été isolés en Afrique sur différents rongeurs (**Base de données Crora, Institut Pasteur Dakar**), mais nous ne connaissons pas pour le moment de maladie humaine associée.



I. Résultats :

I.1. Résultats de la capture des rongeurs :

Au cours de cette étude un total de 255 rongeurs a été capturé à travers les 10 wilayas de l'Algérie. Dix espèces appartenant à deux familles ont été identifiées. La répartition et la fréquence d'apparition des rongeurs sont représentées dans le Tableau VIII.

Une lecture du Tableau VIII montre une dominance de l'espèce *M. shawii* avec un total de 64 captures, soit une moyenne de 25,1%. Suivie en deuxième position par les deux espèces *M. musculus* et *R. rattus* avec un total de 45 rongeurs soit une moyenne de 17,65%. Le pourcentage le plus faible est représenté par l'espèce *L. barbarus* soit 2,35%.

Nous avons pu identifier la présence de l'espèce *R. rattus* dans toutes les wilayas à l'exception de la wilaya de Tlemcen et Laghouat.

L'espèce *G. gerbillus* était inféodée au milieu désertique avec un total de 7 captures au niveau de la wilaya de Djelfa ;

La wilaya de Boumerdes représente une grande diversité de rongeurs, où 6 espèces ont été capturées.





I.2. Résultats de L'identification :

Un total de 340 individus a été collecté, appartenant à deux classes d'arthropodes différentes. Les insectes sont représentés par les puces dont quatre espèces ont pu être recensées à savoir : *Xenopsylla cheopis*, *Nosopsylla fasciatus*, *Stenoponia tripectinata* et *Leptopsylla segnis*. La classe des arachnides est représentée par les tiques (*Rhipicephalus sanguineus* et *Ixodes ricinus*) et les mites (*Leaplaps echidnina*). La présence de poux n'a pas été signalée. Les groupes d'ectoparasites et leur abondance dans chaque hôte sont présentés dans le tableau IX.

Tableau IX : Les groupes d'ectoparasites et leur abondance dans chaque hôte.

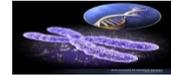
| Espèces de Rongeurs | Les ectoparasites | | | | | | | | | | | | | |
|----------------------|-------------------|----|---------------------|-----|------------------------|----|------------------|----|-------------------|----|----------------------|----|---------------------|-----|
| | Les puces | | | | | | | | Les tiques | | | | Les mites | |
| | <i>X. cheopis</i> | | <i>N. fasciatus</i> | | <i>S. tripectinata</i> | | <i>L. segnis</i> | | <i>I. ricinus</i> | | <i>R. sanguineus</i> | | <i>L. echidnina</i> | |
| | NC | TI | NC | TI | NC | TI | NC | TI | NC | TI | NC | TI | NC | TI |
| <i>A. sylvaticus</i> | 13 | 0 | 13 | 38 | 13 | 24 | 13 | 0 | 13 | 6 | 13 | 0 | 13 | 40 |
| <i>C. russula</i> | 24 | 0 | 24 | 0 | 24 | 0 | 24 | 0 | 24 | 0 | 24 | 10 | 24 | 46 |
| <i>L. barbarus</i> | 6 | 18 | 6 | 0 | 6 | 0 | 6 | 0 | 6 | 0 | 6 | 0 | 6 | 0 |
| <i>M. shawii</i> | 64 | 45 | 64 | 22 | 64 | 14 | 64 | 0 | 64 | 0 | 64 | 5 | 64 | 0 |
| <i>M. musculus</i> | 45 | 0 | 45 | 0 | 45 | 0 | 45 | 0 | 45 | 0 | 45 | 0 | 45 | 0 |
| <i>M. spretus</i> | 27 | 0 | 27 | 40 | 27 | 0 | 27 | 0 | 27 | 0 | 27 | 0 | 27 | 0 |
| <i>P. obesus</i> | 16 | 0 | 16 | 0 | 16 | 0 | 16 | 10 | 16 | 0 | 16 | 0 | 16 | 0 |
| <i>R. norvegicus</i> | 8 | 0 | 8 | 0 | 8 | 0 | 8 | 0 | 8 | 0 | 8 | 0 | 8 | 0 |
| <i>R. rattus</i> | 45 | 25 | 45 | 0 | 45 | 0 | 45 | 0 | 45 | 0 | 45 | 0 | 45 | 112 |
| <i>G. gerbillus</i> | 7 | 0 | 7 | 13 | 7 | 6 | 7 | 0 | 7 | 8 | 7 | 3 | 7 | 0 |
| Total | 225 | 88 | 255 | 113 | 255 | 20 | 255 | 10 | 255 | 14 | 255 | 18 | 255 | 198 |

- **NC :** Nombre de collecte.
- **TI :** Taux d'infestation des rongeurs.

L'indice d'arthropodes collectés suivie par des tests de laboratoire peut être utilisé pour décrire le fardeau de la maladie.

La moyenne de nombre d'arthropodes recueillis par les rongeurs est calculée de la sorte.

$$\text{Indice d'arthropodes} = \frac{\sum \text{d'arthropodes collectés}}{\sum \text{des rongeurs capturés}}$$



I.2.1. Les tiques :

Durant cette étude nous avons collecté 32 tiques sur quatre différentes espèces de rongeurs, dont 2 mâles, 7 femelles, 09 nymphes et 14 larves ; en se basant sur les critères d'identification on a pu identifier deux espèces :

R. sanguineus N= 18 (56,25%) Figure 33

I. ricinus N= 14 (34,75%) Figure 34

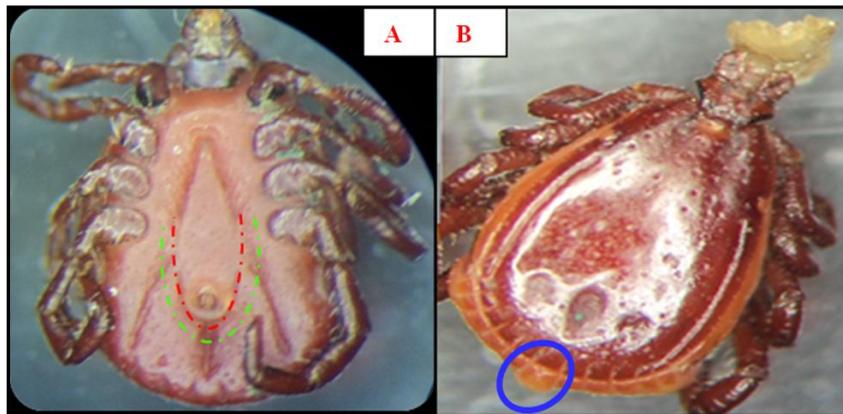


Figure 33: *Rhipicephalus sanguineus* mâles. (A): Face ventrale; (B): Face dorsale. (G : x40) (Original).

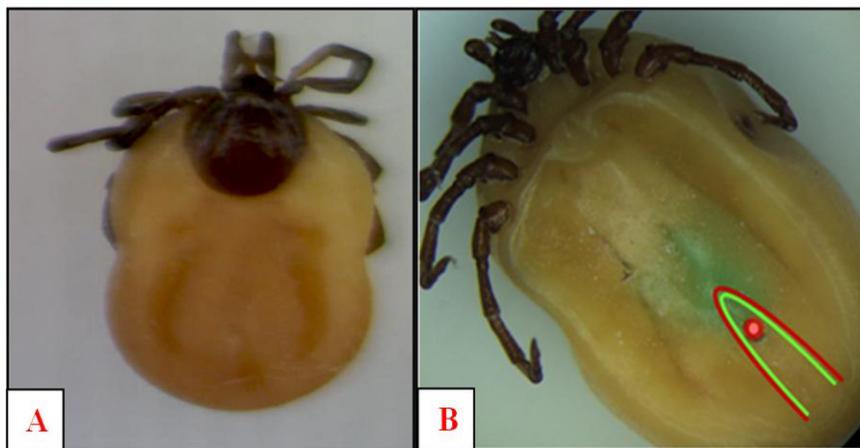


Figure 34 : *Ixodes ricinus* femelle. (A) : Face dorsale ; (B) : Face ventrale. (G : x40) (Original).

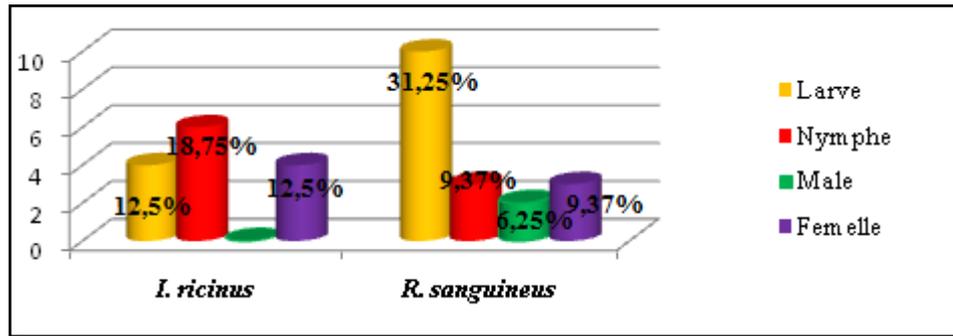


Figure 35 : Abondance des espèces de tiques récoltées.

Nous remarquons que l'espèce *Rhipicephalus sanguineus* est la plus abondante avec un total de 18 tiques, soit une moyenne de 56,25%.

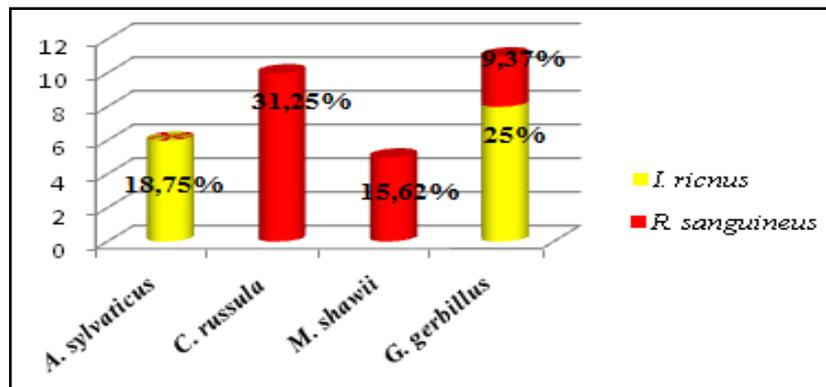


Figure 36 : La répartition des tiques en fonction des espèces de rongeurs.

Les tiques n'ont pas une spécificité parasitaire vis-à-vis de leurs hôtes. Nous parlons de préférences trophiques, un même hôte peut être parasité par différentes espèces de tiques, le cas de l'espèce *G. gerbillus*.

Cependant les autres espèces de rongeurs, notamment *L. barbarus*, *M. musculus*, *Mus spretus*, *P. obesus*, *R. norvegicus* et *R. rattus* étaient dépourvues de tiques. C'est peut être due à plusieurs raisons, tel que : le traitement des animaux par les insecticides lors des campagnes de lutte, la distribution régionale des rongeurs et sans oublié les préférences trophiques.

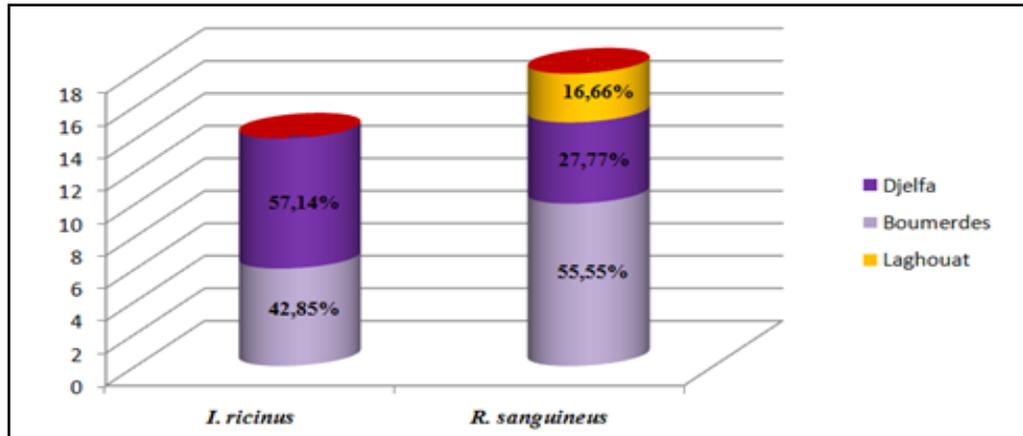
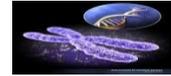


Figure 37 : Répartition des tiques en fonction des régions.

Nous constatons, que *R. sanguineus* était identifiée dans trois régions différentes de l'Algérie à savoir : Boumerdes, Laghouat et Djelfa. Par contre, l'espèce *I. ricinus* était récoltée qu'à la wilaya de Boumerdes, et Laghouat durant la période hivernale.

I.2.2. Les puces :

Nous avons récolté un total de **231** puces sur 7 espèces d'hôtes. L'identification révèle la présence de 4 espèces (*X. cheopis*, *S. tripectinata*, *N. fasciatus* et *L. segnis*).

✓ *X. cheopis* N= 88 (38,05%) **Figure 38.**

✓ *N. fasciatus* N= 113 (48,91%) **Figure 39.**

✓ *S. tripectinata* N= 20 (8,65%) **Figure 40.**

✓ *L. segnis* N= 10(4,32%) **Figure 41.**



Figure 38 : *Xenopsylla cheopis* (G x 40). (A): mâle ; (B): femelle (Original).



Figure 39 : *Nosopsylla fasciatus* (G x 40). (A): femelle ; (B): mâle (Original).

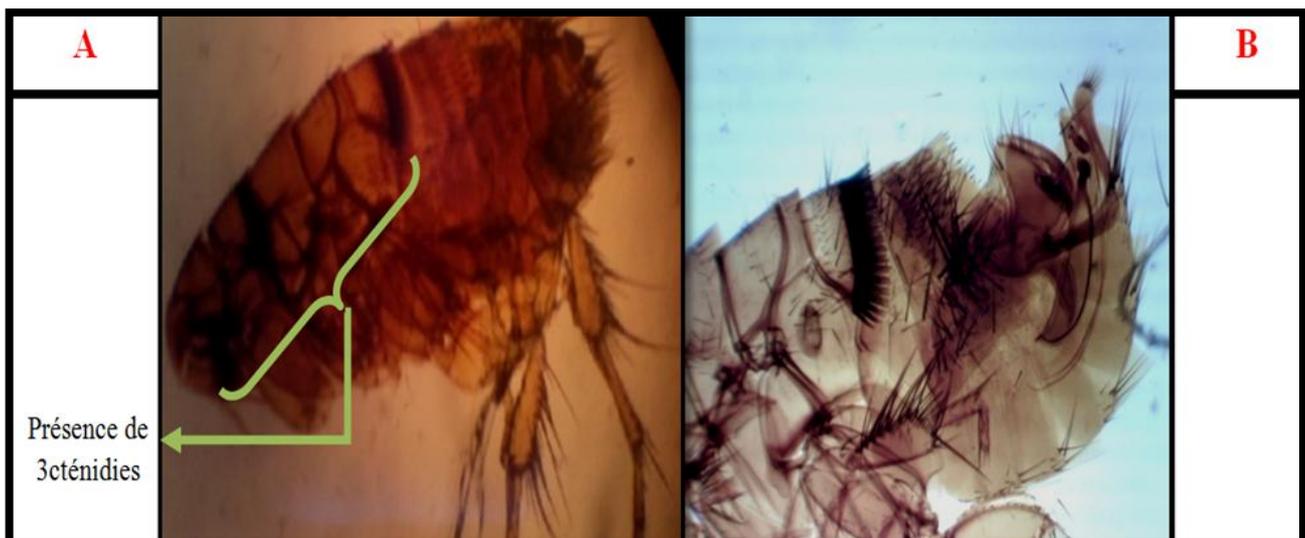


Figure 40 : *Stenoponia tripectinata* (G x40). (A) : femelle ; (B) : appareil génital d'un mâle (Original).

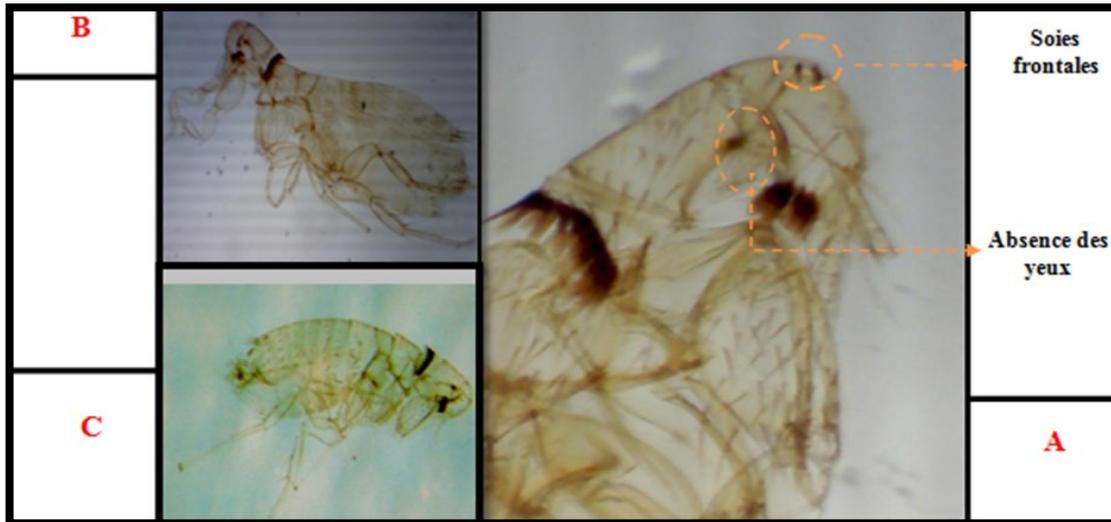


Figure 41 : *Leptopsylla segnis* (G x40). (A) : Capsule céphalique ; (B) : femelle ; (C) : mâle (Original).

Nous remarquons que l'espèce *N. fasciatus* est la plus dominante avec un total de 113 individus, soit une moyenne de 48,91%. Les autres espèces sont représentées par un ordre décroissant : *X. cheopis* (38,09%) suivit de *S. tripectinata* (8,65%) et *L. segnis* (4,32%) avec un très faible pourcentage (Figure 42).

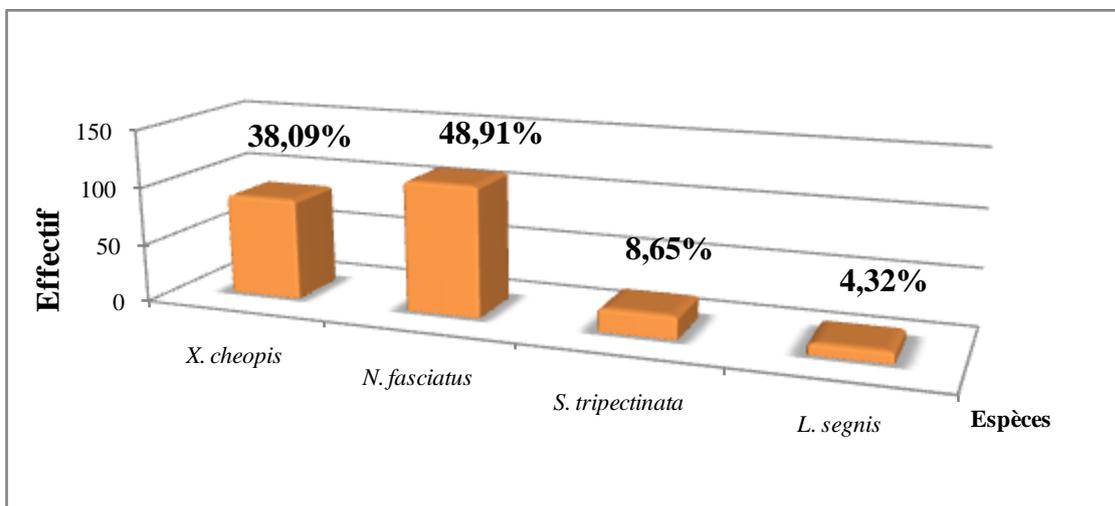


Figure 42 : Effectif des espèces de puces identifiées dans les dix wilayas.

La distribution des espèces de puces collectées est en fonction de leurs hôtes (Figure 43).

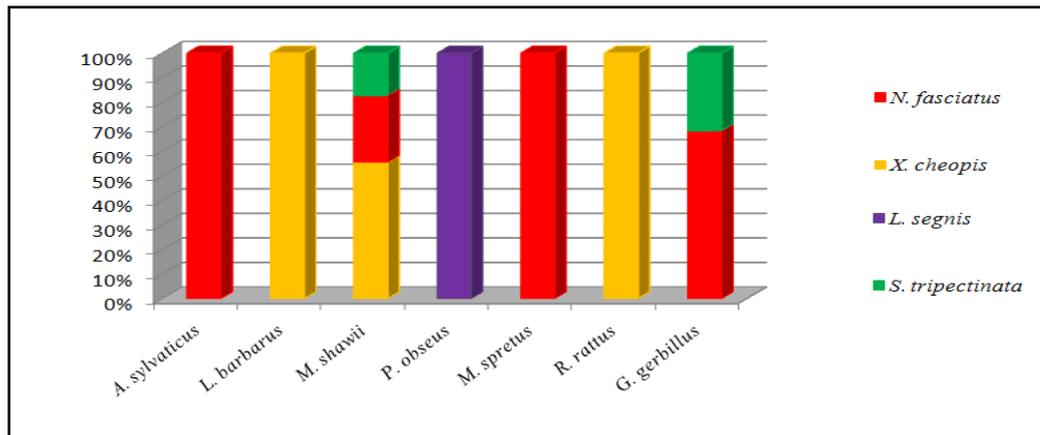
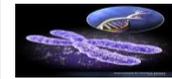


Figure 43 : Répartition des puces en fonction des espèces de rongeurs.

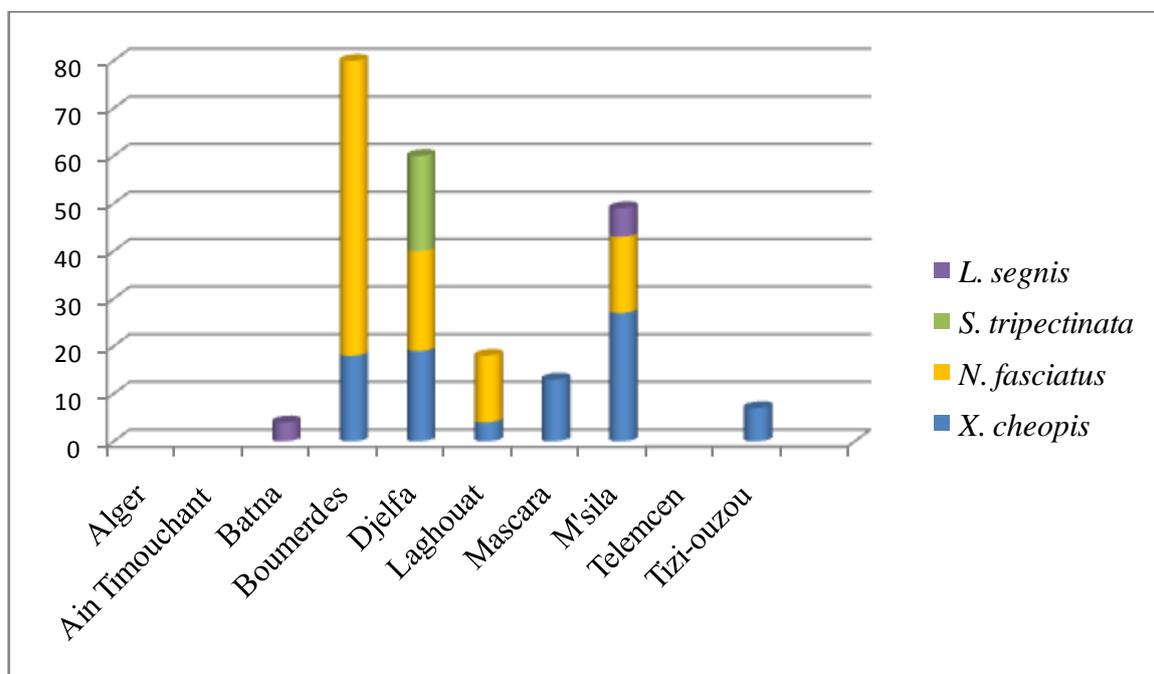


Figure 44 : Répartition des Puces en fonction des régions.

L'espèce *X. cheopis* est présente au niveau de six sites sur les dix prospectés, avec une variation d'effectif : M'sila (27 individus), Djelfa (19 individus), Boumerdes (18 individus), Mascara (13 individus), Tizi-Ouzou (7 individus) et 4 individus à Laghouat.

L'espèce *Nosopsylla fasciatus* est la plus abondante avec un pourcentage (48,91%), elle est retrouvée au niveau de 4 wilayas à savoir : Boumerdes (62 individus), Djelfa (21 individus), M'sila (16 individus), Laghouat (14 individus) et Tizi-Ouzou (7 individus), par contre qu'elle est absente dans les autres sites de collecte. Cette différence de distribution et d'abondance serait peut être liée à la situation géographique des 4 régions (altitude et latitude), ainsi qu'aux conditions climatiques (température et humidité).



Elle est signalée sur 4 espèces de rongeurs: *A. sylvaticus* (33,62%), *M. shawii* (19,46%), *M. spretus* (35,39%) et *G. gerbillus* (11,50%) qui fréquentent le même biotope.

Concernant la puce *Leptopsylla segnis* 10 individus seulement ont pu être capturés sur les dix sites de l'étude.

I.2.2.3. Les mites :

Un total de 41 acariens a été récolté sur 3 espèces d'hôtes: *A. sylvaticus*, *R. rattus* et *C. russula*, et répartis en trois régions à savoir : Alger, Mascara et Boumerdes. La diagnose des acariens a conduit à l'identification d'une seule espèce : *Laelaps echidnina* (Figure 45).

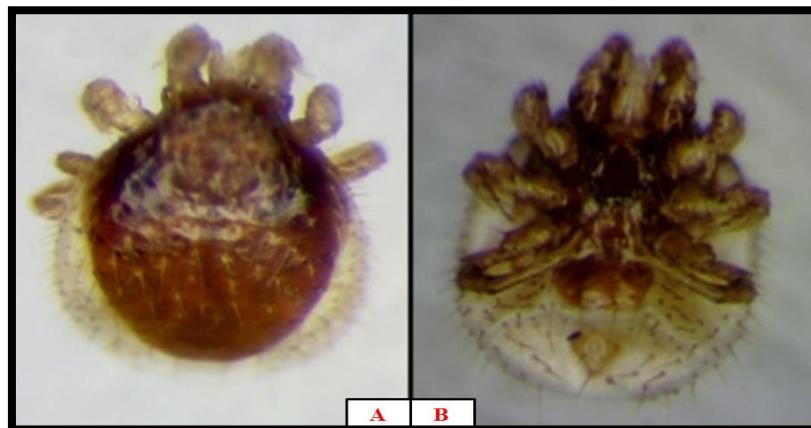


Figure 45 : *Laelaps echidnina* sous loupe binoculaire GX40. (A) : Face dorsale; (B) : Face ventrale (Original).

Laelaps spp sont plus faciles à distinguer, car ils sont gros (0,75 à 1 mm) et fortement sclérifiés avec ventouse ressemblant à des ambulacres sur tous les tarsi. La femelle *L. echidnina* possède une plaque génitale ventrale en forme de bouclier avec une concavité postérieure arrondie qui correspond parfaitement à la marge convexe antérieure (Watson J., 2008). La répartition des acariens en fonctions des espèces d'hôtes est représentée ci-dessous :

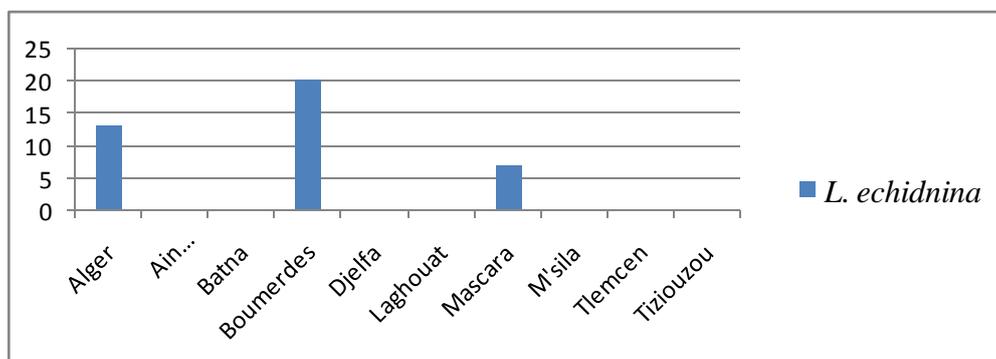


Figure 46 : Effectif des espèces d'acariens identifiées en fonction de régions.

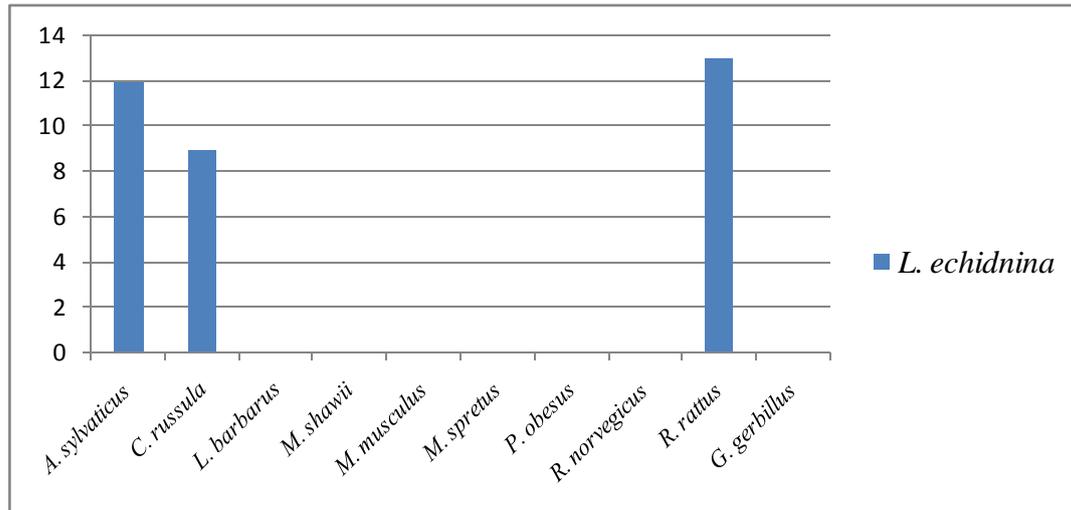


Figure 47 : Répartition des acariens en fonction des espèces hôtes.

L'effectif le plus élevé d'acariens était collecté sur l'espèce *R. rattus* avec 20/41 soit un taux de 48,78%, suivie de *A. sylvaticus* (12/41 soit 29,26%) et *C. russula* (9/41 soit 21,95%).

Sur les dix wilayas étudiées, trois ont montré la présence d'acariens à savoir : Boumerdes (21/41 soit 51,21%), Alger (13/41 soit 31,70%), et Mascara (7/41 soit 17,07%).

I.3. Résultats de la biologie moléculaire :

Les échantillons destinés à l'extraction ont été choisis de façon aléatoire. La recherche des agents pathogènes par PCR a porté sur un total de 118 prélèvements : 12/32 tiques soit 37,5%, 75/231 puces soit 32,46% et 41/41 acariens soit 100%. Chaque échantillon doit porter un numéro et un code afin de le distinguer en post PCR. La liste détaillée des échantillons est représentée dans le tableau X (**Annexe V**).

✓ Détection de *Rickettsia sp* :

L'analyse de PCR révèle 3 positifs à *Rickettsia sp* soit 2,54% (3/118). Ce résultat positif correspond à la présence d'ADN amplifié du genre *Rickettsia* (**Figure 48**). Deux positifs ont été retrouvés sur deux tiques de la région de Boumerdes et dont l'espèce de tique est *I. ricinus* collectée sur *A. sylvaticus*. Le troisième positif correspond à une tique femelle du genre *Rhipicephalus* collectée à partir du *G. gerbillus* au Djelfa.

La migration sur le gel révèle des bandes d'environ 710 pb correspondant au témoin positif T⁺. L'ADN des tiques récoltées révèlent la présence d'une *Rickettsia* chez les tiques testées.

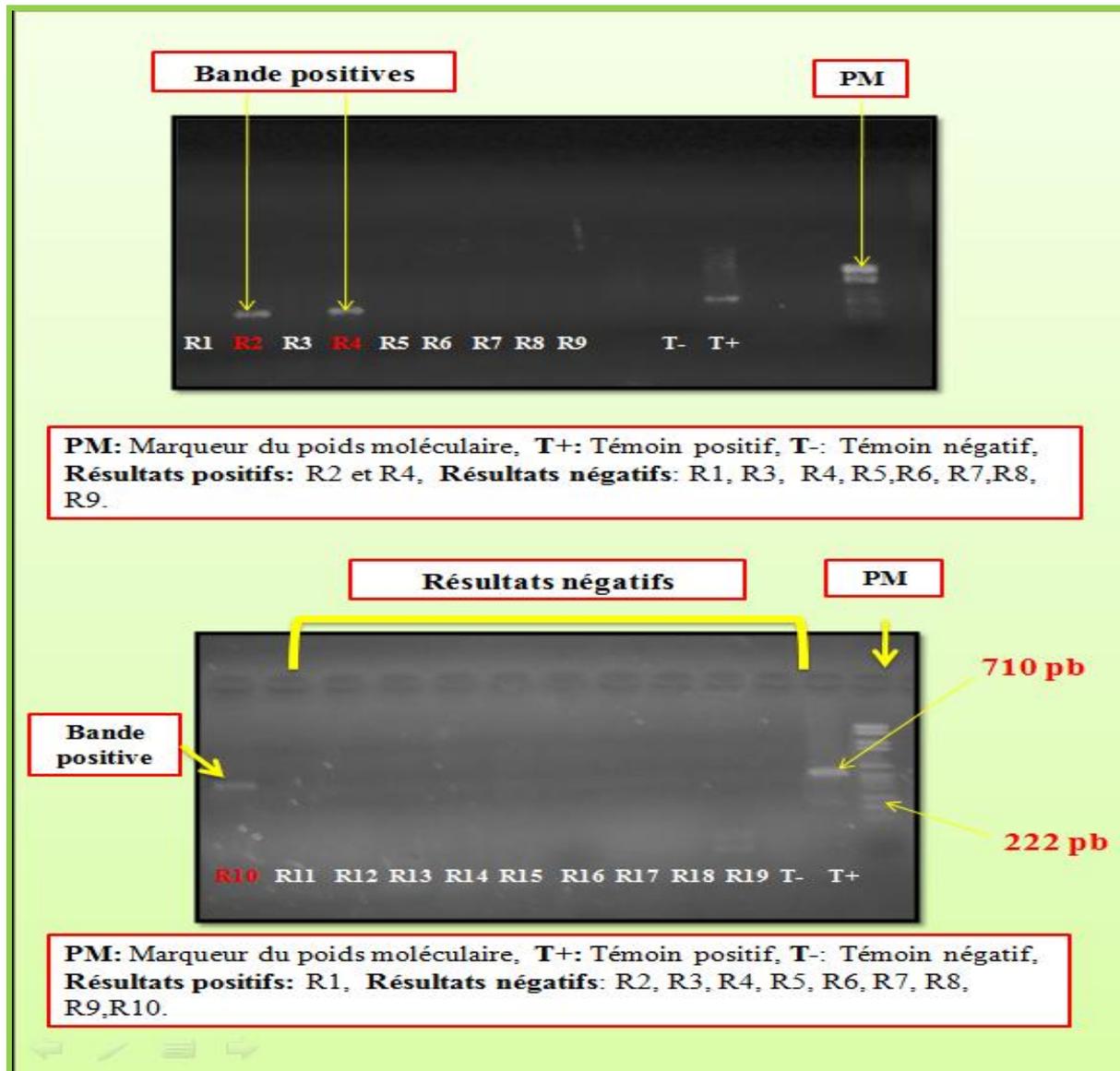
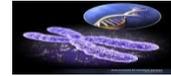


Figure 48 : Détection du gène *ompA* de *Rickettsia sp.*

✓ **Détection de *Bartonella sp.* :**

Un total de 4 résultats positifs (3,38%) est obtenu par l'analyse des amplifiants des ADN, les échantillons positifs correspondent à des puces de la région de Mascara collectées sur l'espèce *R. rattus* (**Figure 49**).



Figure 49 : Détection de *Bartonella sp* (Gène *Fts Z*) par PCR sur gel d'agarose 1.5%.

✓ **Détection de *Yersinia pestis* :**

Y. pestis a été détectée chez 3 puces dont l'espèce est *X. cheopis*, ces dernières ont été collectées à partir des *R. rattus* de la wilaya de Mascara (**Figure 50**).

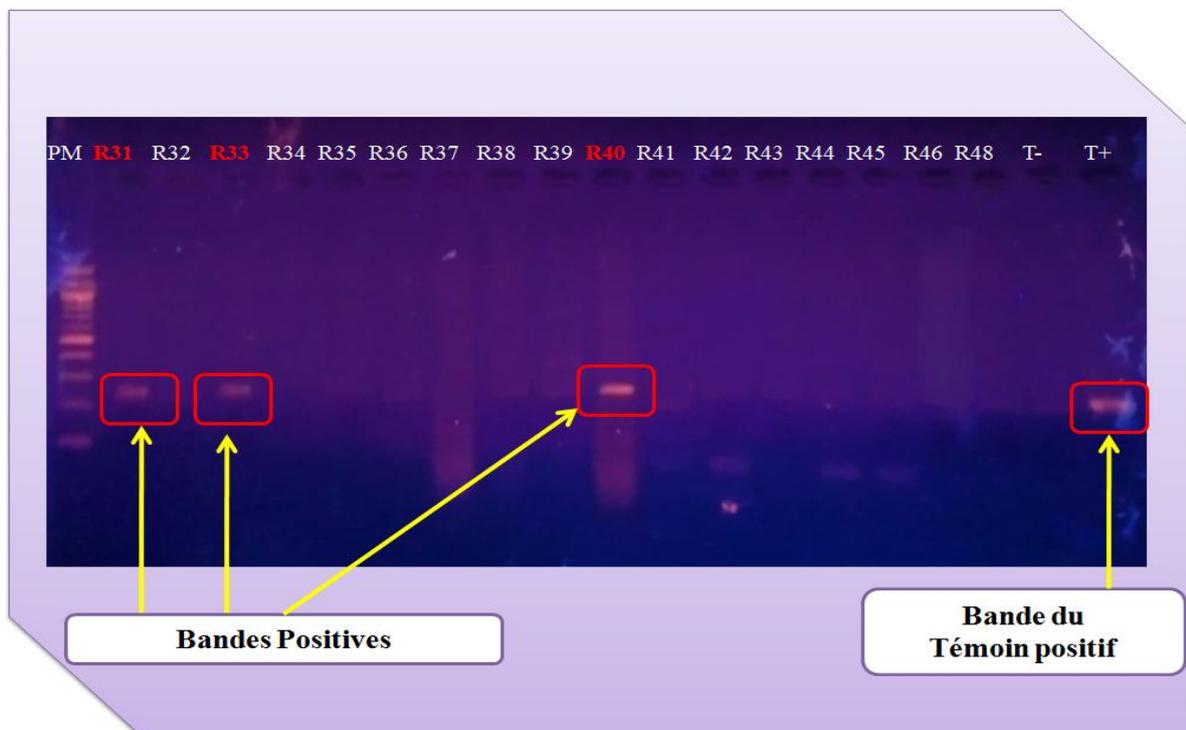


Figure 50 : Gel de PCR du gène *Glpd* de *Yersinia pestis*.



✓ Détection de *Borrelia sp* :

La visualisation du gel d'agarose montre la présence d'un seul positif correspondant à une tique dont l'espèce est *I. ricinus* soit (0,84%) ; la tique a été collectée à partir de *G. gerbillus* de la région de Boumerdes (**Figure 51**).

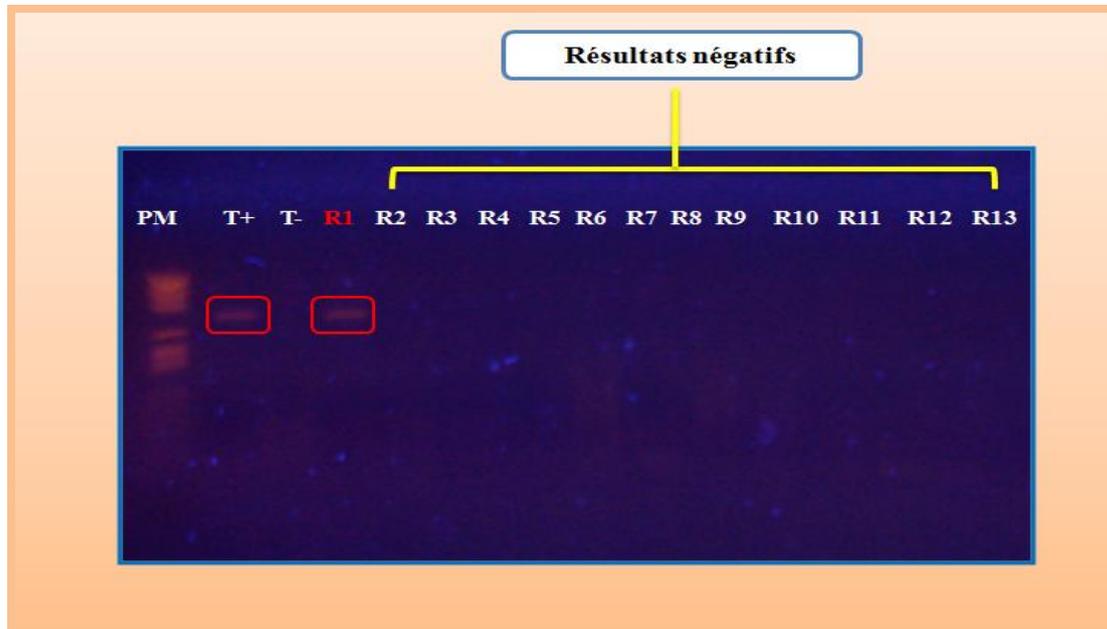
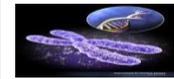


Figure 51 : Détection de *Borrelia sp.* (Gène OspA) par PCR sur gel d'agarose.

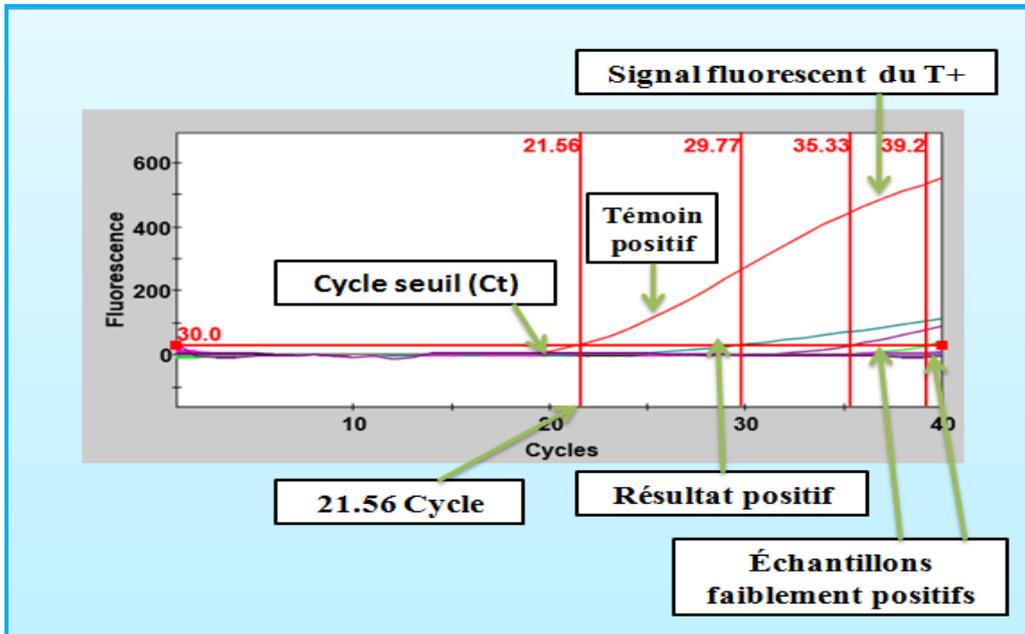
Une deuxième analyse moléculaire a été réalisée sur les mêmes échantillons dans le but de détecter *Coxiella burnetii* et *Anaplasma phagocytophilum*.

Le résultat de la PCR en temps réel est représenté graphiquement sous forme de courbes sigmoïdes. Chaque courbe correspond à un seul échantillon. Elle représente la mesure de la fluorescence de cet échantillon pour chaque cycle. Le signal seuil est calculé automatiquement et matérialisé sur le graphe par une ligne horizontale.

L'intensité de la fluorescence est exprimée en fonction du nombre de cycles. Elle est proportionnelle à la concentration d'amplicons, le cycle seuil (Ct) représente le nombre de cycles requis où le signal d'émission de fluorescence est statiquement et significativement plus élevé que la ligne de base.



✓ Détection d'*Anaplasma phagocytophilum* :



| Echantillons positifs | Nombre de Cycles (Ct) |
|-----------------------|-----------------------|
| R13 | 35.33 |
| R14 | 39.32 |
| R16 | 29.77 |

Figure 52 : Tracé de *Anaplasma phagocytophilum* par PCR en temps réel.

✓ Détection de *Coxiella burnetii* :

Les analyses menées sur les arthropodes sont avérées toutes négatives, et aucun positif à *C. burnetii* sur les 118 échantillons testés n'a été détecté (**Figure 53**).

Malgré la négativité des résultats sur (tiques et mites), d'autres actions de collectes sont nécessaires pour mieux prévoir le risque de transmission de cet agent infectieux transmis par les tiques et les mites.

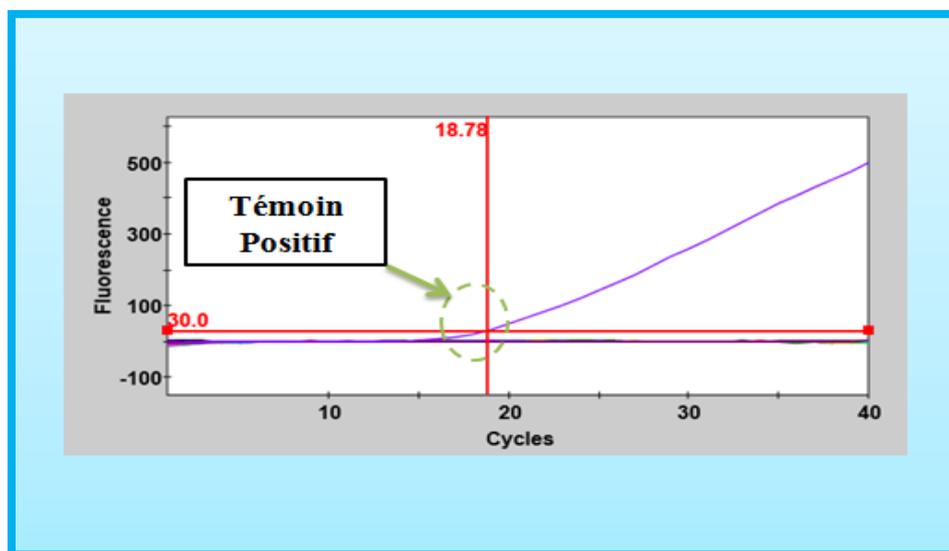


Figure 53 : Tracé de *Coxiella burnetii* par PCR en temps réel.



II. Discussion :

II.1. Capture de rongeurs :

Beaucoup de travaux sont disponibles sur l'écologie, la systématique et la dynamique des populations de rongeurs en Algérie. La répartition des rongeurs en Algérie a fait l'objet de plusieurs études à l'échelle situationnelle à travers le territoire national du pays. Plusieurs analyses factorielles des correspondances ont été appliquées sur des données d'abondance et de localisation de ces derniers. Cette étude a permis de révéler les modes de répartition et d'identifier à partir d'un ensemble de paramètres décrivant les milieux échantillonnés les éléments efficaces dans la sélection de l'habitat chez ces espèces. Donc, la différence de distribution et d'abondance des rongeurs serait peut être liée à la situation géographique des lieux de capture (altitude et latitude). Le climat serait aussi un autre paramètre déterminant les normes de sélection de l'habitat chez plusieurs espèces.

Nos résultats sont similaires aux travaux de **Khidas et al., (1999)** qui ont étudié la répartition du mulot sylvestre *A. sylvaticus* et de la souris sauvage *M. spretus* à l'échelle stationnelle en Kabylie du Djurdjura. Il ressort que le mulot et la souris sauvage se comportent de façon inverse vis-à-vis de la nature et de la structure du milieu. Le mulot semble sensible au caractère forestier des milieux ainsi qu'à la présence de rochers et de gros blocs de pierre; il se retrouve dans divers types de milieux, mais il occupe préférentiellement les formations forestières (sensu lato). La souris sauvage occupe surtout les biotopes ouverts et ne semble pas très affectée par l'anthropisation des milieux.

Une autre étude menée par **(Bachar et Belhamra, 2012)** sur l'éco-biologie des rongeurs sauvages de la zone de Biskra a montré des variations sur les populations de rongeurs observés qui présentent une affinité au caractère de ravageurs agricoles. L'analyse statistique des données par le biais d'un ACP (analyse des composantes principales) ont montré: une dominance de l'espèce *P. obesus* dans des régions caractérisées par un climat froid et sol limoneux-argileux. Les stations à climat relativement humide montrent une cohabitation des deux espèces *P. obesus* et *M. shawii*. La population de *M. shawii* est dominante à Hraich et caractérisée par une végétation d'herbacées très abondante. *P. obesus* est dominante dans la station de Doucen par rapport aux autres espèces de rongeurs, elle est endémique adaptée au biotope caractérisé par une végétation d'herbacées très abondante. Ces résultats expliquent la présence de ces deux espèces dans les wilayas de M'sila et Batna.



Par contre, nos résultats ne se concordent pas avec ceux retrouvés par l'I.N.P.V. en 2011 à fin de mettre en œuvre d'un dispositif spécifique d'intervention s'appuyant sur la contribution des agriculteurs, encadrés par les services de la protection des végétaux. Cette dernière a montré que 29 wilayas à travers l'Algérie ont été touchées par les rongeurs, avec une prédominance de trois espèces : *M. shawii*, *G. gerbillus* et *R. rattus*.

Une étude plus récente réalisée par **Souttou et al.** en 2012 dans un Milieu semi aride à Djelfa confirme nos résultats, où 68,8% des individus capturés appartenaient à l'espèce *M. shawii*. On peut dire donc les facteurs (sol, végétation, agro-système, et humidité relative) influent sur la dynamique des populations des rongeurs sauvages affectant les agro-systèmes oasiens.

II.2. Identification des arthropodes :

✓ Tiques :

Les rongeurs ont été plus parasités par les stades pré-imaginaux que par les stades adultes. Nous pouvons dire que le nombre des femelles pour chaque espèce est plus important que le nombre des mâles. Cette prédominance qui a ses répercussions sur le plan pathologique, vue que seules les femelles prélèvent le sang en grandes quantités sur les animaux pour répondre à leur besoin nutritif d'embryogénèse et de ponte et que c'est au cours de ce repas que les agents pathogènes sont transmis, des résultats similaires sont rapportés par (**El Gueroui, 2005**) dans la région de Guelma qui relate une prédominance des spécimens du sexe femelle (67,74%) par rapport à ceux du sexe mâle (24,51%) ainsi que par (**Dib et al., 2002**) qui a rapporté un taux d'infestation par des tiques femelles (67,47%) par rapport aux mâles (32,52%) dans la région d'El-Tarf) et par (**Boughareb et al., 2002**) qui signale que sur les tiques parasites des bovins de la région de Tizi-Ouzou, les femelles marquent un taux de 60,85% et les mâles 39,14%.

Selon **Randimby et al., (2001)** certaines espèces de tiques peuvent être considérées comme ayant un spectre large, et d'autres un spectre d'hôtes étroit. Effectivement on peut dire que d'après nos résultats l'espèce *R. sanguineus* a un spectre d'hôte large comparé à celui d'*I. ricinus*.

D'après **Bitam et al., (2006)** la tique *R. sanguineus* est inféodée au chien, bien qu'elle soit capable de se nourrir sur un grand nombre d'espèces d'hôtes, où nous avons pu la récolter sur quatre espèces de rongeurs, ce qui confirme nos résultats.



La fixation de *R. Sanguineus* sur l'Homme est possible (notamment pour les larves) et lors des périodes chaudes, il est également été constaté que ces dernières devenaient plus agressives en périodes sèches s'étalent du mois de Mai au mois de Juillet dans les régions méditerranéennes.

Les tiques du genre *R. sanguineus* sont, en raison de leur préférence connue pour les chiens, probablement ce sont les tiques les plus répandues dans le monde. Leur localisation géographique est corrélée à un climat doux, climat retrouvé dans le bassin Méditerranéen (**Parola et Raoult , 2001**).

Les tiques appartenant à l'espèce *I. ricinus* sont adaptées à un climat humide frais , qui correspond à notre région méditerranéenne du mois de décembre au mois d'Avril, après cette période les conditions climatiques changent avec une augmentation de température et diminution du taux d'humidité. Ces facteurs seront défavorables pour la survie des tiques *I. ricinus*, de ce fait elles vont rentrer dans leur hibernation, s'enfonçant à l'intérieur du sol cherchant plus d'humidité. Ce phénomène s'appelle l'éclipse saisonnière qui est dans notre cas une éclipse estivale (**Bitam et al., 2003**).

Nos résultats sont en parfait accord avec ceux de (**Hammouda et al, 2004**) qui ont noté son absence à Ath-Zmenzer, faible effectif à Beni-Douala et Ath-Ziki et un effectif très élevé à Ighersafen.

L'absence de cette dernière dans les autres wilayas est peut être due à leurs altitudes qui sont basses et défavorables pour sa survie. Au niveau de la région de Boumerdes la présence remarquable de cette tique est due à la présence des conditions favorables, dont les pelouses sont couvertes en général de graminées, ces dernières constituent un habitat préféré pour les rongeurs.

✓ Les puces :

L'espèce *X. cheopis* a une répartition essentiellement afro-tropicale, mais elle présente actuellement dans toutes les zones chaudes ou tempérées chaudes du globe. Son implantation hors de ces régions demeure sporadique et liée soit à des « immigration » répétées (port, par exemple), soit à la colonisation de microclimat. Ces résultats concordent les recherches de **Beaucournu et Launay (1990)** qui ont constaté sa présence dans toutes les zones chaudes et tempérées.



Selon **Duchemin et al., (2006)**, le genre *Xenopsylla* est largement réparti sur le monde en zones tempérées chaudes, sub-tropicales et tropicales. *X. cheopis* c'est la seule espèce de ce genre qui subsiste en zone tempérée chaude (**Moulinier, 2002**).

Elle a été identifiée chez 3 espèces différentes de rongeurs à savoir *L. barbarus*, *R. rattus* et *M. shawii* sur le quel elle est plus abondante avec un taux de 51,13 %. Cette puce est rencontrée principalement chez le rat. Elle ne possède ni peigne génal, ni peigne thoracique (**Ménier et Beaucournu, 2001**). Nos résultats se contredisent avec ceux de **Beaucournu et Launay (1990)**, ont également remarqué que sa répartition est liée au rat (hôte primitif).

La faible densité ou l'absence de *N. fasciatus* au niveau de certains sites est probablement attribuée aux conditions défavorables pour son développement (forte sensibilité aux variations d'humidité), ainsi qu'à la rareté des hôtes primitifs (*R. norvegicus* avec 8 captures seulement), qui n'étaient pas parasités, à cause de l'utilisation des insecticides. Ces hôtes vivent dans les habitations humaines où l'hygiène est contrôlée (**Duchemin et al., 2006**).

Cette espèce est parasite de rongeurs, essentiellement Muridés et Gerbillidés, dans toute l'Eurasie, ce genre est particulièrement bien représenté dans le sud de la région paléarctique et la sous-région indienne. En dehors d'une espèce endémique d'Afrique centrale, il fait défaut aux autres régions biogéographiques, du moins que taxa autochtones (**Beaucournu et Launay, 1990**).

Stenoponia tripectinata, espèce incriminée dans la transmission du Bacille de Yersin, dans le foyer naturel de peste au Kurdistan iranien (**Baltazard et al., 1952**). Elles constituent dans cette région la majorité des puces qui parasitent les mérions (*Meriones persicus*, 1875, *M. libycus*, 1823, *M. vinogradovi*, 1931 et *M. tristrami* Th., 1892), en 1963 KELEIN a étudié la faune pulicidienne, du point de vue systématique et écologique (**KLEIN, 1963a et b**). C'est une puce nidicole; semble à phénologie hivernale mais localement très abondante en été; essentiellement à très basse altitude et en biotopes ouverts, le plus souvent sur sols alluvionnaires ou à fine texture. Elle a été signalée pour la première fois en Algérie dans la wilaya de Biskra (**Jordan, 1958**) et dans un deuxième temps au niveau de la région de Médéa (**Hopkins et Rothschild, 1971**). Elle a une forte spécificité envers *M. musculus*, *R. rattus* et *M. shawii* (**Beaucournu et Launay, 1990; Bitam et al., 2010a**).

Le faible effectif de cette espèce peut être l'activité saisonnière de cette espèce (**Beaucournu et Launay, 1990**) ou bien par le faible taux de survie pour des adultes en conditions



optimales (40 jours) (**Duchemin et al. 2006**). La collecte a été réalisée pendant la période estivale au niveau de Batna période non convenable à cette espèce. Nous pouvons donc déduire que les variations saisonnières interviennent sur l'intensité de parasitisme, et par conséquent, le taux d'infestation des hérissons varie au cours de l'année comme le confirme **Beaucournu et Launay en (1990) et Delofre (2001)**.

Leptopsylla segnis a une répartition cosmopolite avec son hôte mais elle est absente des zones subsahariennes, c'est une puce de fourrure, généralement spécifique de Muridés (*Mus*, *Apodemus*, *Lemniscomys*.....). Apparemment hiverno-vernale, mais les données sont assez contradictoires d'un auteur à l'autre, ceci pouvant être du au fait que les hôtes sont soit selvatiques, soit synanthropes.

En conclusion, nous pouvons dire que :

- Les puces sont fondamentalement associées à des hôtes. Les animaux qui ne possèdent pas l'abri spécifique ne sont pas parasités.
- La répartition des puces est basée sur la biogéographie, le macroclimat et le microclimat, l'environnement écologique et l'hôte.
- Le transfert de puces entre les hôtes se fait par fréquentation des mêmes biotopes ou par la disparition de l'hôte primitif, c'est l'occasion pour une puce d'acquérir un nouvel hôte (**Duchemin et al., 2006**).

Certaines espèces de puces sont inféodées à un hôte particulier, ce n'est cependant pas la règle générale et la majorité des puces ont un spectre d'hôtes large et peu spécifique. L'analyse des assemblages entre les différentes espèces de puces et leurs hôtes montre une forte importance des biotopes et de leurs microclimats (**Krasnov et al., 1997**). Les puces présentent une spécificité écologique plus fréquemment qu'une spécificité d'hôte. Leur répartition spatiale est très liée aux différents biotopes, notamment du fait des stades larvaires, plus sensibles aux variations microclimatiques. Un même hôte mammifère pourra donc être parasité par des espèces de puces différentes selon les milieux dans lesquels il est capturé. Le transfert de puces entre hôtes par fréquentation des mêmes biotopes (populations de rongeurs ou micromammifères, prédateurs, oiseaux colonisant des terriers) ou disparition de l'hôte primitif sont autant d'occasions pour une puce d'acquérir un nouvel hôte et le phénomène de capture est banal. Il est donc très difficile actuellement de retrouver, sauf exceptions, une



correspondance entre la phylogénie des hôtes et l'association avec leurs puces (**Duchemin et al., 2006; Bitam et al., 2010a**).

✓ Les mites :

Les rapports des infestations par les acariens dans les laboratoires de rongeurs ont généralement été rares au cours des 2 dernières décennies. Récemment, toutefois, plusieurs institutions ont reporté les infestations avec *O. bacoti* (acariens du rat tropical) et *Laelaps echidnina* (acariens du rat épineux) (**Chu et Couto, 2005; Cole et al., 2005; Coons, 2005; Hill et al., 2005; Kelaher et al., 2005**).

L. echidnina sont bien connus comme des ectoparasites de rat et la souris domestique dans la plupart des régions tropicales, subtropicales et tempérées du monde. Ils se produisent fréquemment sur le même hôte individuel. *L. echidnina* est plus répandue sur *R. rattus*, des préférences d'hôte semblables de *L. echidnina* ont été notées par : **Mitchell (1964 a, b), Radovsky et al. (1979)** et **Tenorio et Goff (1980)** à Hawaii ; **Wilson N. (1967)** à Micronésie ; **Altred (1969)** à la nouvelle Guinée et **Hadi et al.** en 1983 en Indonésie.

Par contre, nos résultats ne concordent pas avec ceux de **Easterbrook et al., (2007, 2008)** qui ont pu trouvé *O. bacoti* et *L. echidnina* sur des *Rattus norvegicus* capturés dans les ruelles à Baltimore, Maryland, ces deux acariens ont également été identifiés lors d'épidémies répétées d'acariens dans les colonies de rongeurs dans l'institution des ressources animales entre 2005 et 2007 (**Watson, 2008**).

II.3. Détection moléculaire :

En plus de leur important rôle de nuisance, les rongeurs peuvent être à l'origine de maladies redoutables :

✓ *Rickettsia sp* :

Nos résultats sont similaires aux travaux de **Bitam et al. (2006)** qui ont pu détecter la présence de *Rickettsia sp* chez l'espèce *R. sanguineus* collectées sur un hérisson à Alger. Une étude plus récente réalisée sur des tiques du genre *I. ricinus* de la Région de Tizi-Ouzou a montré la présence *Rickettsia sp* chez 11 tiques sur les 13 testées. Ceci suggère que la Rickettsiose est relativement présente et serait plus fréquente qu'elle ne le paraît. Sa présence peut être due à plusieurs facteurs tels que la dégradation d'hygiène (**Parola et al, 2009**).



Une étude plus récente réalisée par **Tomasz et al. en (2009)** a pu montrer la présence de L'ADN rickettsial a été détecté dans 70 tiques (32,7%) sur 214 tiques collectées à partir de 3 sites de la Pologne, dont 107 appartiennent à l'espèce *I. ricinus*.

En **2008** au Maroc, **Sarih et al.** ont pu déterminer la présence de l'ADN de *Rickettsia sp* dans 5 tiques *R. sanguineus* parmi les 106 testées, ce qui confirme nos résultats.

L'ADN du gène ompA spécifique à *Rickettsia sp* a été aussi isolé à partir de *R. sanguineus* collectées à Marseille. En 2006, **Eremeeva et al.** ont reporté la détection la détection de *R. massiliae* à partir de 2/20 *R. sanguineus* collectées à l'Est de l'Afrique. Il a été aussi retrouvé dans *R. sanguineus* et *R. turanicus*, *D. marginatus*, *I. ricinus*, *Haemaphysalis sp.*, et des argasidés au Mali, Espagne, Grèce, l'Afrique Centrale et dans plusieurs régions du monde (**Sekeyová et al., 1998; Cardenosa et al., 2003; Matsumoto et al., 2004; Parola et al., 2005**).

En effet, les tiques sont des vecteurs importants de pathogènes reconnus ou émergents. A ce titre, il est important de connaître l'état de leur distribution et de leur infection par des micro-organismes; cette distribution n'est pas figée, et la dynamique de son évolution est liée aux variations du climat et de l'environnement (**Schwartzman, 1996 ; Anderson et Neuman, 1997 ; Birtles et al., 1999 ; Breitschwerdt et Kordick, 2000 ; Chang et al., 2000 et Parola P. et al., 2005**), considèrent que les tiques peuvent être de potentiels porteur et/ou vecteur de *Rickettsia sp*.

✓ *Bartonella sp*:

Le genre *Bartonella* est difficile à obtenir en culture in vitro. Les seuls moyens de diagnostic possible restent la sérologie et la PCR. Ces deux méthodes sont rapides, sensibles et surtout fiables pour diagnostiquer des patients qu'on suppose atteints ou non de bartonelloses (**Giordano et al., 2009**). Pour notre étude, la détection des bactéries du genre *Bartonella* est faite sur tous les ectoparasites collectés. Après analyse par PCR, nous avons pu détecter le germe *Bartonella* sur 4 puces du genre *Xenopsylla sp*.

En Algérie, l'étude faite par **Bitam et al. en 2009** sur les puces récoltées à partir des rongeurs, et des hérissons dans la région d'Oran et de Mascara a donné un résultat positif pour les trois espèces (*Xenopsylla cheopis*, *Archaeopsylla erinaceii* et *Leptopsylla segnis*).

✓ *Yersinia Pestis* :



Bitam et al. (2010b) ont réalisé plusieurs études sur des puces et des rates de rongeurs pour la détection de *Y. pestis* en Algérie. En 2009 ces études ont prouvé l'existence de cet agent ré-émergent sur des rates de rongeurs collectés à Laghouat où il y a eu une épidémie de peste en Juin 2008.

Sur la totalité des puces analysées nous avons identifié la présence de quatre positives. Ces résultats montrent que le germe pathogène circule toujours dans les régions de notre étude. La présence de *Y. pestis* dans les rongeurs et les puces nécessite beaucoup d'intérêt à suivre les prospections entomologiques et mammalogiques dans le centre de la surveillance des épidémies de la peste en Algérie. Pour cela, il serait intéressant de faire une prospection dans d'autres sites afin d'éviter d'éventuelles nouvelles épidémies de peste en Algérie.

✓ *Borrelia sp* :

Connue comme l'un des agents les plus importants, vu son impact en santé publique. Dans cette étude un seul positif a été obtenu, mais ce dernier ne permet pas d'estimer sa présence dans la région, ni le risque de maladies associées (**Parola et Raoult , 2001**).

Par ailleurs, **Hammouda et al., en (2004)**, avait trouvé 18 puits positifs et un seul négatif dans la région de Tizi Ouzou. De plus, en Europe, *Ixodes ricinus* est l'espèce majeure impliquée dans la transmission des borrelies (**Euzéby, 1989; Hubalek et Halouzak, 1997**).



L'objectif de ce travail est de rechercher les agents pathogènes, par des techniques de biologie moléculaire (PCR), transmis par des ectoparasites des réservoirs animaux (rongeurs) en Algérie.

I. Présentation de la zone d'étude:

L'étude a été menée sur les arthropodes ectoparasites de rongeurs dans le cadre de l'établissement d'un inventaire. La période de collection s'est étalée de Juin 2010 à Mai 2011.

L'Algérie est le plus grand pays d'Afrique après le Soudan, sa superficie atteint 2 382 000 km². Elle s'étend sur environ 18 degrés de latitude (37°N-19°N) et un peu plus de 20 degrés de longitude (8°35'W-12°E). Elle constitue un immense trait d'union entre la Méditerranée et l'Afrique sahélienne par l'intermédiaire du Sahara. Elle représente une grande diversité de climats, de reliefs, de vecteurs et de types de végétation. L'Algérie présente des contrastes climatiques et paysagers qui se succèdent le long d'un gradient latitudinal. Cinq étages bioclimatiques y sont distingués (humide, sub-humide, semi-aride, aride et saharien) (Daget, 1977). Du nord au sud, on distingue quatre domaines: le Tell méditerranéen, les hauts plateaux steppiques, l'Atlas saharien et le Sahara.

Dans cette étude nous avons tenté de représenter deux domaines biogéographiques: (Le domaine steppique et Le domaine tellien), pour cela dix wilayas ont été sélectionnées à savoir : Alger, Ain-Timouchant, Batna, Boumerdes, Djelfa, Laghouat, Mascara, M'sila, Tlemcen et Tizi-Ouzou, dont chacune présente un intérêt particulier et dont l'ensemble représente une complémentarité des aires de répartition de l'ensemble des espèces de rongeurs existantes dans ces deux domaines (**Figure 22**).

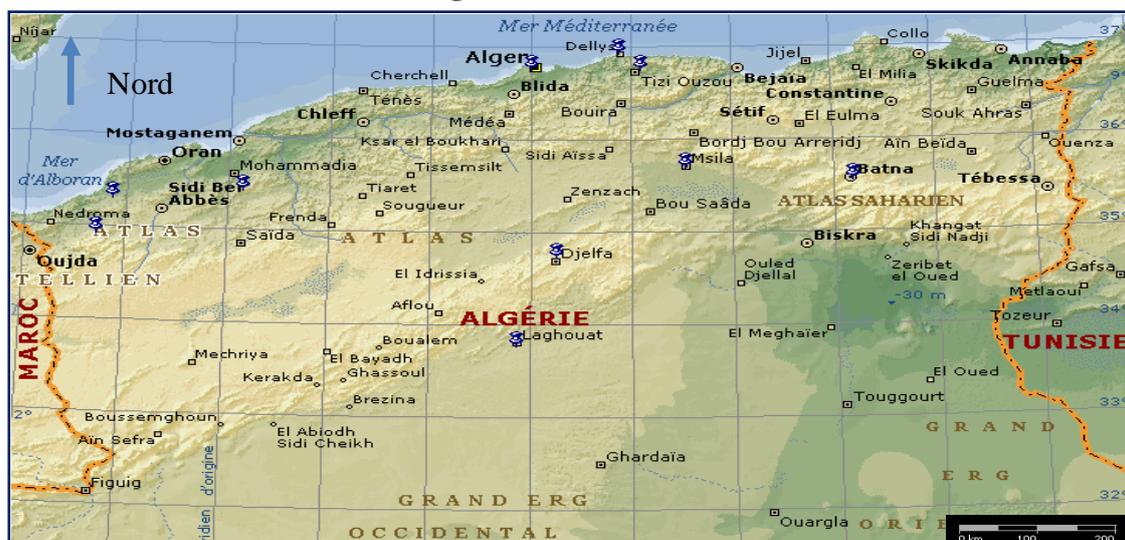


Figure 22 : Carte représentant la localisation des différents sites de capture.



II. Matériel et Méthodes :

II.1. Matériel:

II.1.1. Matériel biologique :

- Rongeurs capturés.
- Les ectoparasites collectés : tiques, acariens (mites) et puces.

II. 1.2. Matériel non biologique :

Le matériel non biologique (réactifs, appareillage et petit matériel) est mentionné en **Annexe III**.

II.2. Méthodes :

II.2.1. Capture des rongeurs :

Dans le cadre de prévention de maladies vectorielles, une capture de rongeurs a été réalisée Par une équipe de l'Institut Pasteur d'Algérie à l'aide de deux types de pièges BTS (Besançon Technologie Système) et Shermann. Un total de 30 pièges a été appâté avec des aliments préférés par les rongeurs puis déposés à différentes régions du pays à plusieurs reprises pendant toute la durée d'étude.

D'autres types de pièges peuvent être utilisés : tapettes permettent la capture des rongeurs morts, elles sont fabriquées en bois. Les pièges de type tapette sont beaucoup plus petits et légers à transporter que ceux utilisés pour la capture d'animaux vivants (**Kia et al., 2008**).



Figure 23 : Capture de rongeurs (Original).



II.2.2. Collecte des ectoparasites :

Les ectoparasites ont été ramassés en utilisant soit une brosse contre la fourrure des rongeurs le cas de la famille des siphonaptères ou bien à l'aide d'une pince pour les tiques. Tous les ectoparasites ont été conservés à l'alcool 70°, ensuite transférés au laboratoire pour l'identification des espèces (Kia *et al.*, 2009).

II.2.3. Identification des spécimens :

II.2.3.1. Rongeurs :

Une fois au laboratoire, le rongeur capturé est sacrifié, dans le but d'étudier sa morphologie externe et la biométrie crânienne (Hadjoudj *et al.* 2011).

L'identification des espèces de rongeurs est basée sur des caractères externes (Figure 24) Pour cela il est indispensable de prendre les mensurations suivantes :

✓ Longueur de la tête et corps (T. + C.)

L'animal est posé sur le dos à plat sans l'étirer. La longueur (T.+ C.) est prise du bout du nez à l'anus. Les mensurations prises sont exprimées en millimètres.

✓ Longueur de la queue (q.)

La longueur de la queue (Q) également exprimée en millimètres, est prise à partir de l'anus jusqu'à l'extrémité du pinceau terminal.

✓ Longueur de la patte postérieure (pp.)

La mesure de la patte (pp.) va du talon jusqu'au doigt le plus long dont l'ongle est inclus. Elle est exprimée en millimètres.

✓ Longueur de l'oreille (Or.)

La mesure de l'oreille (Or.), exprimée en millimètres est faite depuis l'échancrure antérieure du trou auditif, jusqu'au point le plus éloigné du pavillon.

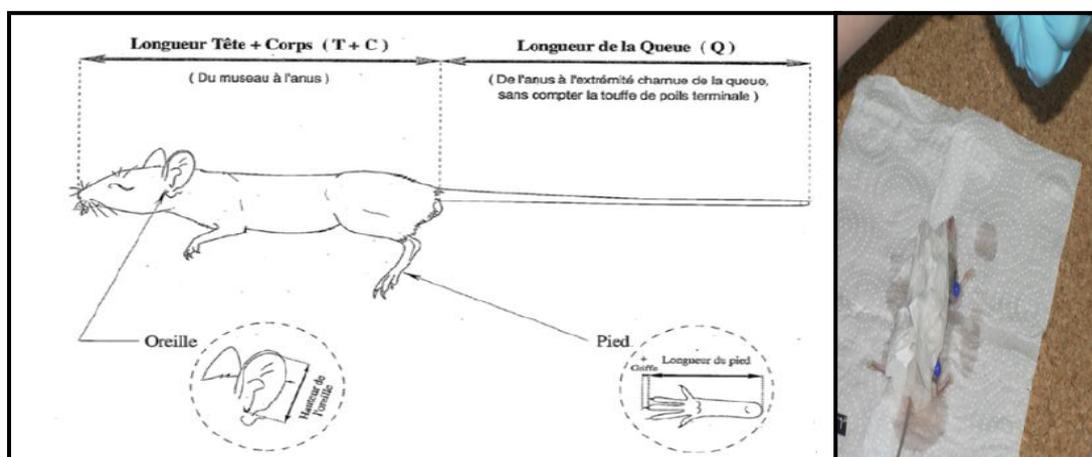


Figure 24 : Mensuration morphométriques prises sur les rongeurs, à gauche (Berenger, 2003), à droite (Original).



II.2.3.2. Ectoparasites :

L'identification des ectoparasites a été réalisée en utilisant des clés dichotomiques connues.

✓ Les tiques (Figure 25)

Au laboratoire, l'identification des tiques a été réalisée sous loupe binoculaire (Loupe Gr. x40). Pendant l'identification, l'affiliation au genre puis de l'espèce a été réalisée en se basant sur la clé dichotomique 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:

- 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.

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.

Chaque tique identifiée reçoit un code nécessaire pour les analyses par PCR ultérieures.

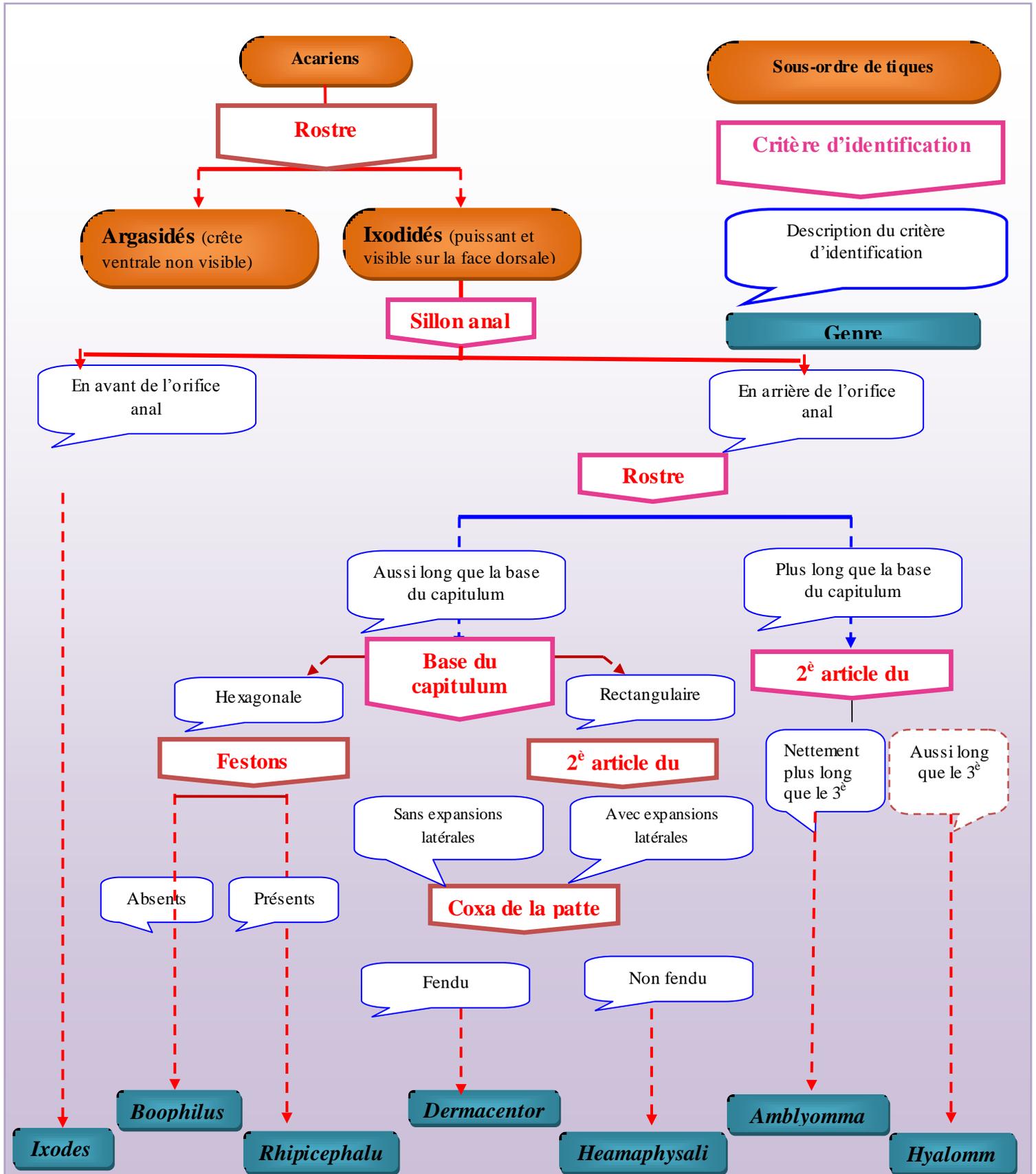


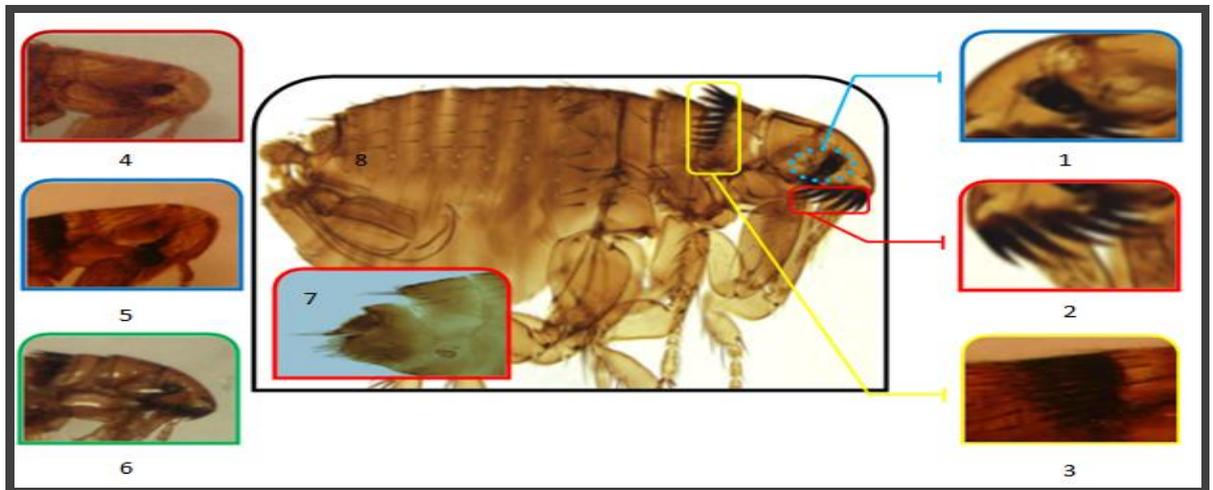
Figure 25 : Identification du genre pour les tiques dures (Moulinier, 2003)



✓ **Les puces :**

Une fois capturées l'identification du genre (**Figure 26**) et de l'espèce est réalisée sous microscope optique (Gr. X40, x100) selon la clé d'identification de **Beaucournu et Launay (1990)** en se basant sur les caractères suivant :

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



1 : Le pourtour d'un oeil

2 : Ctenidies génales

3 : Ctenidies pronatales

4 : Genre *Xenopsylla*

5 : Genre *Leptopsylla*

6 : Genre *Ctenocephalides*

7 : Morphologie du spermathèque d'une femelle

8: Morphologie d'un mâle

Figure 26: Principaux Critères d'identification des Siphonaptera (**Kernif, 2007**).

L'identification est rendue plus facile grâce à la technique d'éclaircissement et cela en suivant le protocole de **Lumaret (Figure 27)** qui nous a permis par la suite de monter des lames de références, les étapes sont les suivantes :

- ✓ Laver la puce avec de l'eau distillée stérilisée.
- ✓ Imprégner le spécimen dans un bain de KOH 20% pour l'éclaircissement de 24h à 48h à température ambiante.
- ✓ Laver abondamment avec de l'eau distillée (Trois lavages) pendant 30 min.
- ✓ Mettre la puce dans une solution d'acide Acétique (CH_3COOH) à 5% pendant 15 à 30 minutes.



- ✓ Le montage sur lame commence par mettre la puce dans une solution d'alcool 90° pendant 30 minutes ou plus, puis passer à la déshydratation par bain dans l'alcool éthylique absolu ou méthylique : 12h à 24h, enfin fixer les puces sur lames et ajouter une goutte de liquide d'inclusion rapide (Baume de Canada) et couvrir par une lamelle.

N.B : Position de la puce : Tête tournée vers la droite, les pattes vers le haut de la lame.

- ✓ La préparation sera placée à l'étuve 60°C ou 80°C : 30 min, puis à T° ambiante.

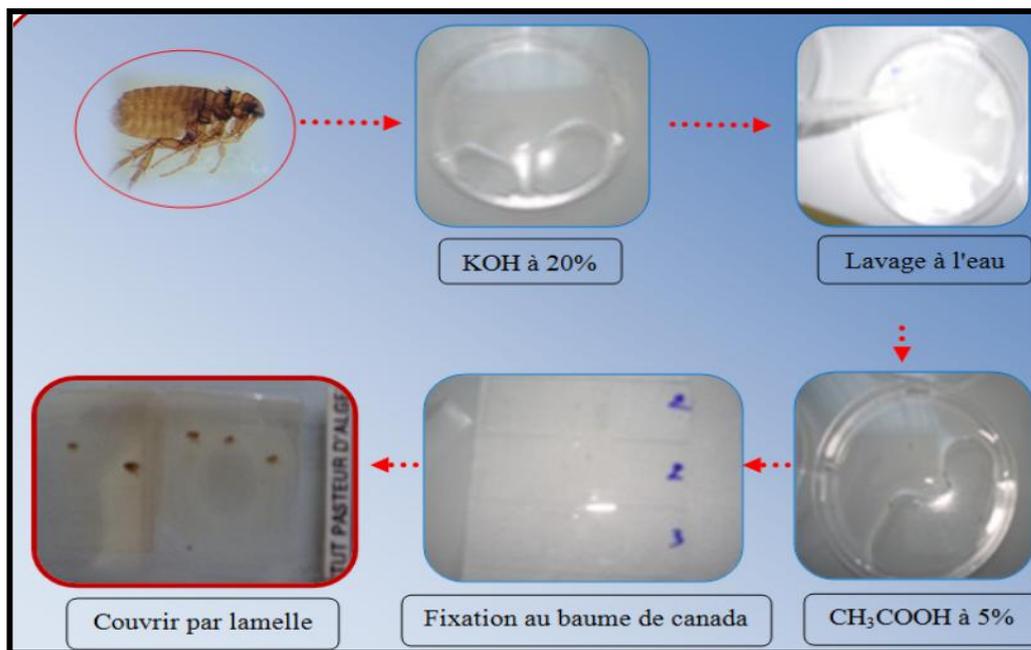


Figure 27: Etapes de montage de lame de référence pour les puces (**Original**).

- ✓ **Poux :**

Les poux sont montés entre lame et lamelle et observés sous microscope photonique ou sous loupe binoculaire (G x 40).

L'identification du sexe est basée sur la taille, les organes génitaux, et la présence des bandes transversales chitinisées sur la face dorsale chez le male.

L'identification des genres et espèces des poux a été réalisée sur la base des éléments de diagnose décrit par (**Pajot, 2000**) en vérifiant les critères suivants :

- ❖ Présence ou absence des yeux ;
- ❖ Forme de tête comparée au thorax ;
- ❖ La densité et la position des soies ;
- ❖ Taille de la première patte par rapport aux deux autres ;

Une fois que les échantillons (tiques, puces, acariens et poux) sont identifiés, certains seront utilisés pour l'extraction d'ADN afin de détecter les agents pathogènes.



II.2.4. Recherche d'agents pathogènes :

II.2.4.1. Extraction de l'ADN génomique :

✓ 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) (Figure 28) selon le protocole ci-dessous :

➤ La lyse :

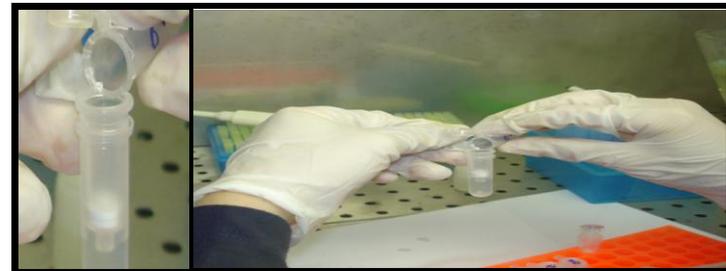
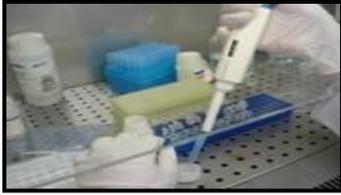
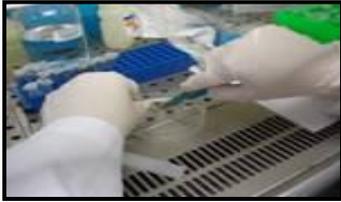
- ✓ Rincer à l'eau distillée stérile le matériel biologique à extraire son ADN afin d'éliminer toute trace d'alcool.
- ✓ Couper les échantillons en petit morceaux et les introduire dans des tubes Eppendorfs préalablement numérotés et codés.
- ✓ Ajouter 200µl d'ATL (Broyage chimique), puis à l'aide des 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 seconde.
- ✓ 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

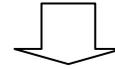
- ✓ Jeter l'éluât et placer le filtre dans un nouveau tube collecteur.
- ✓ Faire un premier lavage avec 500µl d'AW1.
- ✓ Centrifuger 1 minute à 8.000 tr/min.
- ✓ Jeter l'éluât et placer le filtre dans un nouveau tube collecteur.
- ✓ Faire un deuxième lavage avec 500µl d'AW2.
- ✓ Centrifuger 4 minutes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



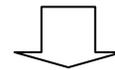
- ✓ Centrifuger une nouvelle fois 1 minute à 10.000 tr/min.
 - **Elution**
- ✓ Placer le filtre dans un nouveau tube Eppendorf
- ✓ Ajouter 200µl de tampon **AE**
- ✓ Incuber 1 à 5 minutes à température ambiante et centrifuger une dernière fois pendant 1 minute à 8.000 tr/min.
- ✓ Récupérer l'éluât qui contient l'échantillon d'ADN
- ✓ Conserver le résultat à + 4°C



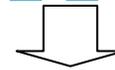
- Rincer les échantillons à l'eau distillée stérile puis couper les en petits morceaux.
- Introduire dans des tubes Eppendorf.



- 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 56°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.
- Ajouter 200 μ l d'éthanol, agiter au vortex.



- Verser le mixe dans les tubes collecteurs à filtre.
- Centrifuger 1 minute à 8000 tours.
- Jeter l'éluât et placer le filtre dans un nouveau tube collecteur.



- Effectuer un 1^{ème} lavage dans 500 μ l de AW1 :
- Centrifuger 1 minute à 8000 tours/minutes
- Jeter l'éluât et placer le filtre dans un nouveau tube collecteur
- 2^{ème} lavage dans 500 μ l de AW2 :
- Centrifuger 3 minutes à 10 000 tours/minutes
- Jeter l'éluât et placer le filtre dans un nouveau tube



- Récupérer l'éluât contenant l'ADN.
- Conservation à + 4°C.



- 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 1 minute à 8 000 tr

Figure 28: Principales étapes d'extraction d'ADN(Original).



II.2.4.2. Polymerase Chain Reaction

II.2.4.2.1. PCR Standard

✓ Principe :

La PCR est technique décrite par Kary Mulis en 1983 et publiée en 1985. Par la suite cette technique est devenue un outil quasiment universel dans le domaine de la biologie. Elle a valu à Kary Mulis le prix Nobel de Chimie en 1993 pour cette invention (**Etienne, 2000**).

Elle consiste à amplifier in vitro une partie spécifique du matériel génétique, et répétition d'élongation, en présence d'amorces nucléotidiques spécifiques et d'une ADN polymérase (**Nedjma et al., 2005**).

✓ Premier étape : dénaturation thermique

Cette étape consiste à séparer par la chaleur les deux brins d'ADN en rompant les liaisons hydrogènes. L'ADN double brins est chauffé, à une température élevée de l'ordre de 94° C. Cette température de dénaturation est supérieure à celle de l'ADN qui passe alors sous forme simple brin dans le milieu. Ces brins serviront de matrices au cours des cycles d'amplification.

✓ Deuxième étape : Hybridation des amorces

Le milieu réactionnel contient deux amorces (Reverse et Forward), chacune complémentaire d'un des brins. Celles-ci déterminent les bornes des séquences à amplifier. Le milieu est amené, à une température inférieure au Tm des amorces. La Tm est en fonction de la séquence, est, en générale ; de l'ordre de 45 à 60°C.

✓ Troisième étape : Elongation des amorces

Une ADN polymérase allonge les amorces en y incorporant les désoxyribo-nucléotides complémentaires de la séquence de la matrice à laquelle elle est hybridée. La synthèse s'effectue dans le sens 5' → 3' à 72° C, température optimale. A la fin du cycle, deux copies de la séquence d'ADN cible sont obtenues (**Bogard et Lamoril, 1998**).

✓ Protocole expérimentale :

Préparation du Mix :

Cette étape doit se réaliser sous des conditions aseptiques (DNA free) dans une pièce isolée et sous une hotte à U.V. pour éviter toute contamination du mix (**Figure 29**).



Figure 29 : Salle de préparation De mix(**Original**).

Les produits du mix et leurs volumes nécessaires pour un seul échantillon sont présentés dans le tableau ci-dessous :

Tableau III: Produits du mix.

| Produit | Rôle | Concentration | Volume pour un échantillon |
|------------------------------|--|-----------------------------|-----------------------------|
| Buffer 10X | Stabiliser le PH du milieu réactionnel | 10X | 2.5 μ l |
| dNTPs | Elongation des 2 brins d'ADN | 100M | 2.5 μ l |
| Mgcl₂ | Cofacteur positif de la Taq polymérase | 2.5Mm | 1 μ l |
| Primer 1 | La Reverse et la Forward | 1/100 | 0.5 μ l |
| Primer 2 | | 1/100 | 0.5 μ l |
| Taq polymérase | Intervient dans l'hybridation de l'ADN | 5Unités/ μ l | 0.125 μ l |
| Eau distillée stérile | Dilution des réactifs à leurs concentrations optimales d'utilisation | ----- | 13 μ l |
| Total mix | ----- | 20 μl | 20 μl |

Remarque :

Il existe une autre méthode permettant la préparation rapide du mix en utilisant le master mix ; un réactif qui contient les composants suivants : Buffer, dNTPs, MgCl₂ et la Taq Polymérase.



Dans cette méthode les volumes recommandés pour un seul échantillon sont présentés dans le tableau suivant :

Tableau IV : Volumes des produits du mix en utilisant le master mix.

| Produits | Volume nécessaire pour un seul échantillon |
|-----------------------|--|
| Master mix | 12,5 μ l |
| Primer1 | 0.5 μ l |
| Primer2 | 0.5 μ l |
| Eau distillée stérile | 6,5 μ l |
| Total du mix | 20μl |

Chaque constituant du mix est multiplié par le nombre d'échantillon étudié.

- Tous les constituants sont mélangés dans un tube Eppendorf.
- 20 μ l de ce mélange sont distribués dans chaque tube de barrettes de 8 spécifiques à la PCR (thermocycleur).

En plus des échantillons on a :

- Témoin (-) : contient 5 μ l d'eau distillée stérile plus 20 μ l de mix.
- Témoin (+): contient 5 μ l de l'ADN (+) plus 20 μ l du mix.

L'échantillon : contient 5 μ l d'ADN extrait ajouté de 20 μ l de mix.

Le volume total de chaque microtube (échantillons et témoins) est de 25 μ l.



Figure 30 : Préparation du mix (Original).



✓ Programmation du Thermocycleur

Une fois la préparation et la distribution du mix terminées, les microtubes seront placés dans le thermocycleur ; ce dernier est programmé selon le gène.

La réaction de polymérisation en chaîne est cyclique, elle se déroule en 3 étapes qui sont : **la dénaturation initiale, l'hybridation et l'élongation finale.**

Cet appareil permet d'exposer les tubes à des températures choisies et pour des durées déterminées par l'expérimentateur.

Tableau V: Gènes et amorces utilisées en PCR standard.

| Spécificité | Nom des amorces | Gènes | Séquences | Taille amplicon | Température |
|--------------------|-----------------|-------|-----------------------------------|-----------------|-------------|
| Toutes | Urbarto1 | ITS | 5'-CTT-CGT-TTC-TCT-TTC-TTC-A-3' | 732 pb | 50°C |
| Bartonella | Urbarto2 | ITS | 5'-CTT-CTC-TTC-ACA-ATT-TCA-AT-3' | | |
| Toutes | FTSZDIR | | 5'-CCG-TGA-ATA-ATA-TGA-TTA-ATG- | 333 pb | 55°C |
| Bartonella | FTSZREV | | C-3' | | |
| Toutes | 409D | GltA | 5'-CCT-ATG-GCT-ATT-ATG-CTT-GC-3' | 769 pb | 54°C |
| Rickettsies | 1258R | GltA | 5'-ATT-GCA-AAA-AGT-ACA-GTG-AAC-3' | | |
| Toutes | 190-70 | OmpA | 5'-ATG-GCG-AAT-ATT-TCT-CCA-AAA- | 630 pb | 54°C |
| Rickettsies | | | 3' | | |
| | 190-701 | OmpA | 5'-GTT-CCG-TTA-ATG-GCA-GCA-TCT-3' | | |
| | 190-180 | OmpA | 5'GCA-GCG-ATA-ATG-CTG-AGT-A-3' | | |

Toutefois le choix de l'amorce par rapport à la matrice simple brin est crucial car c'est l'amorce qui délimite la région de la matrice à amplifier dans la 2^{ème} étape du cycle et fournit l'extrémité 3' OH libre à l'ADN polymérase dans la 3^{ème} étape du cycle.

En effet le choix des séquences des deux amorces, est basé sur la vérification des points suivants :

- des **T_m** comparables, les oligonucléotides amorces doivent s'hybrider à l'ADN matrice dans les mêmes conditions de température,



- des séquences qui ne soient pas complémentaires entre elles (en particulier dans la région 3'),
- des séquences qui ne contiennent pas de séquences répétées inversées (pas de repliement intramoléculaire).

Tableau VI: Programmation du thermocycleur.

| | <i>Rickettsia sp</i> | | <i>Bartonella sp</i> | | <i>Yersinia pestis</i> | Durée |
|--------------------------------------|----------------------|------|----------------------|------|------------------------|------------|
| | omp A | gltA | URB | Ftsz | | |
| Premier cycle | 95°C | 95°C | 95°C | 95°C | 95°C | 15min |
| Dénaturation | 94°C | 94°C | 94°C | 94°C | 94°C | 1min |
| Hybridation | 58°C | 54°C | 53°C | 55°C | 59°C | 30 sec |
| Elongation | 72°C | 72°C | 72°C | 72°C | 72°C | 1min |
| Dernier cycle | 72°C | 72°C | 72°C | 72°C | 72°C | 5min |
| Conservation des échantillons | 4°C | 4°C | 4°C | 4°C | 4°C | Fin |

✓ **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 M. et Lamoril J., 1998**).

L'analyse des produits de la PCR est faite comme suit :

→ **Préparation du gel d'agarose à 1.5% :**

- Peser 1.5g 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 6.5µl 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.

→ **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.

→ 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 noir.

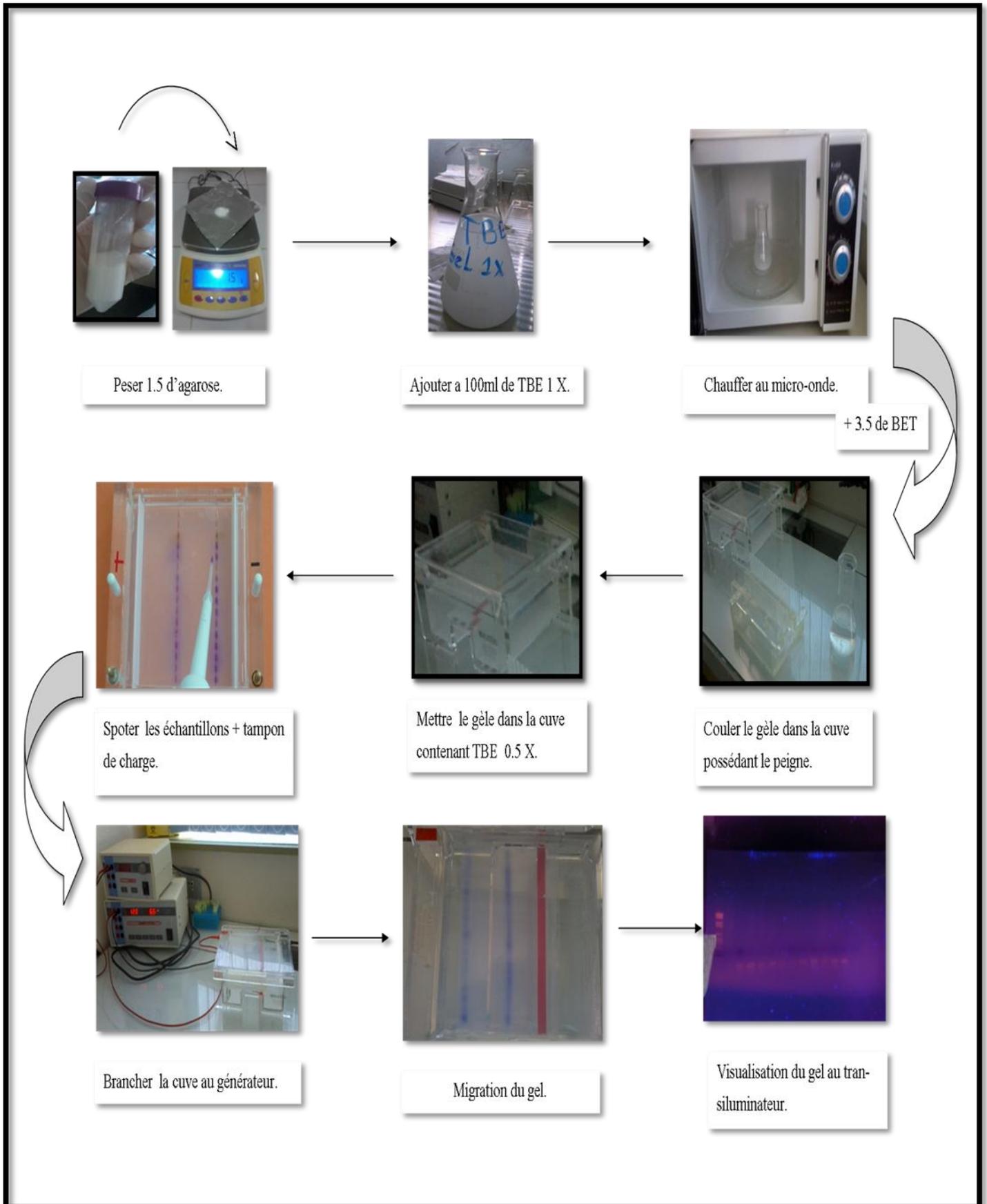


Figure 31 : Protocole d'électrophorèse sur gel d'agarose 1,5% (Original).



II.2.4.2.2. PCR en temps réel :

✓ Principe :

La PCR en temps réel 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 PCR. Etant donné qu'elle utilise généralement des systèmes en tubes fermés et que la quantification ne requiert aucune manipulation post-amplification, le temps d'analyse et 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.

En 1992, Russel Higuchi fut l'un des premiers à faire l'analyse cinétique de la PCR en élaborant un système qui détectait le produit de la PCR au fur et à mesure qu'il s'accumulait. Ce système en « temps réel » utilise un thermocycleur modifié pour stimuler l'émission des échantillons par rayonnement UV. L'émission de la fluorescence est détectée à l'aide d'une caméra CCD (Charge-coupled device). En traçant l'augmentation de l'émission en fonction du nombre de cycle, le système produit des courbes d'amplification exhibant un schéma plus complet de la PCR (**Poitras et Houde, 2002**).

En effet, l'extrême sensibilité de la PCR qualitative en fait un outil de choix pour la détection de faibles quantités d'acides nucléiques : la présence ou l'absence de la séquence nucléique au sein d'un échantillon biologique est interprétée comme un résultat « positif » ou « négatif » (**Bogard et Lamoril, 1998**).

Le concept du « cycle seuil » est à la base d'une quantification précise et reproductible pour les techniques fluorescentes en PCR. Les données de la fluorescence sont collectées à chaque cycle de la PCR et représentent la quantité de produit amplifié à cet instant. Plus l'échantillon est concentré en molécules cibles à l'origine, moins il faudra de cycles pour atteindre un point pour lequel le signal fluorescent est significativement supérieur au bruit de fond (point d'intersection de la courbe avec la ligne seuil établie). Ce point est défini comme étant le cycle seuil et apparaît en début de la phase exponentielle (**Poitras et Houde, 2002**).

La droite standard va représenter les valeurs de Ct obtenues expérimentalement d'un échantillon standard. La valeur de Ct est inversement proportionnelle au Log de la concentration initiale en molécules cibles (**Bogard et Lamoril, 1998**).

**Tableau VII :** Volumes des produits nécessaire pour un seul échantillon d'ADN.

| Produits | Volume nécessaire pour un seul échantillon |
|-----------------------|--|
| Master mix | 10 μ l |
| Primer1 | 0.5 μ l |
| Primer2 | 0.5 μ l |
| Sonde | 2 μ l |
| Eau distillée stérile | 2 μ l |
| Total du mix | 15 μl |

✓ **Protocole expérimentale**

Après avoir préparé le mélange réactionnel en additionnant des sondes fluorescentes et des primers (Tableau 06), ainsi que l'ajout des ADN de nos échantillons et du témoin positif. Le mix est mis dans un appareil de PCR quantitative en temps réel (**Figure 32**).

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.

Remarque :

La méthode de préparation du mix est similaire à celle la PCR standard, à l'exception de l'ajout de la sonde marquée. Les volumes recommandés pour un seul échantillon sont présentés dans le tableau ci-dessous :

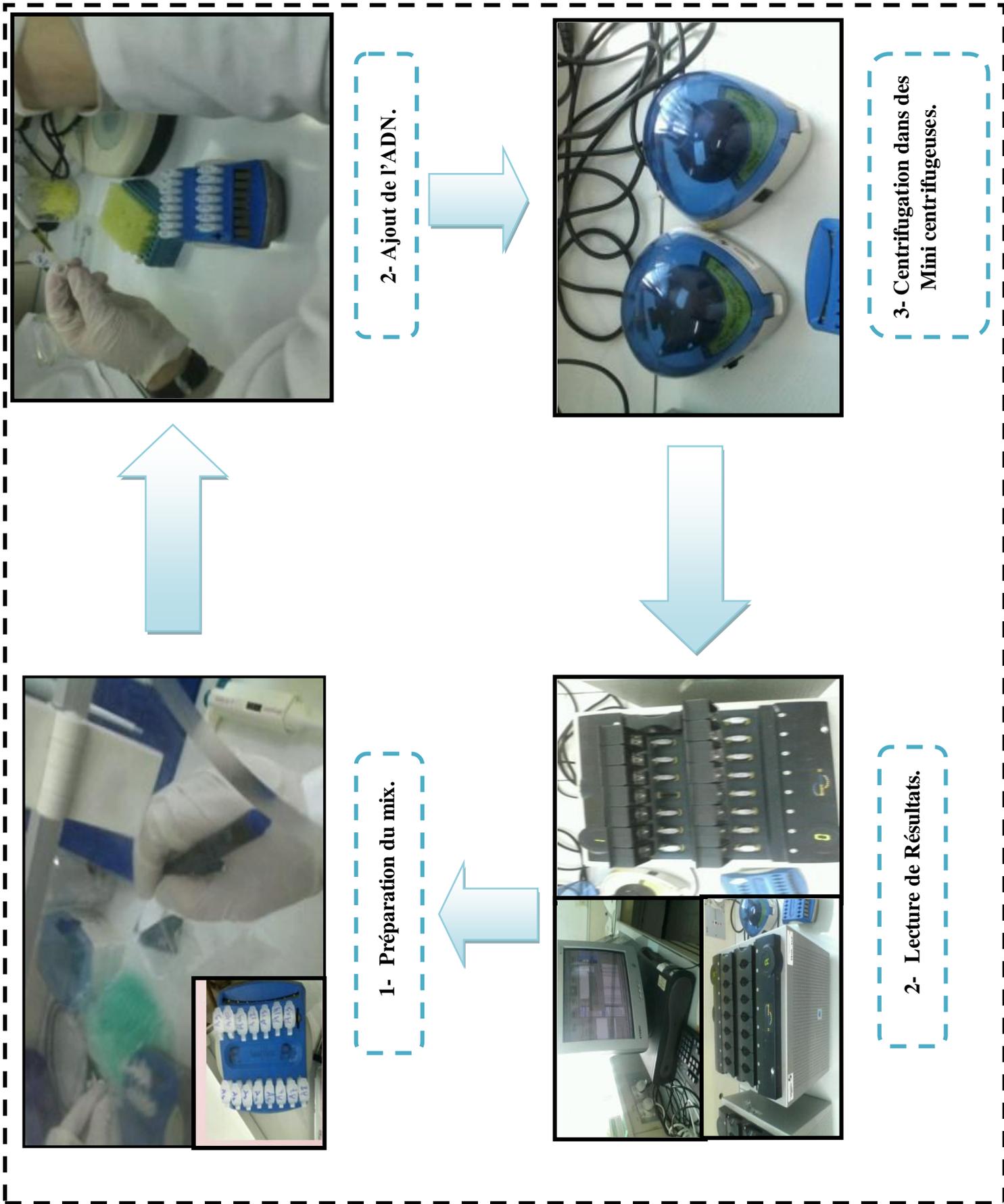


Figure 32 : Protocole expérimental de la RT-PCR (Original).

L'objectif de ce travail est de rechercher les agents bactériens transmis par les ectoparasites de rongeurs en Algérie par des outils de biologie moléculaire, afin de mettre en évidence le rôle de ces micromammifères dans l'épidémiologie de ce groupe de maladies qui présentent un risque de zoonoses.

Les rongeurs de notre étude étaient dans la plupart, une population sauvage provenant des différentes wilayas de l'Algérie. Des collectes d'arthropodes (tiques, puces et mites) ont été réalisées à partir de ces animaux.

Les résultats obtenus par la PCR standard montrent que 2,54% des arthropodes testés ont été positifs à *Rickettsia*, à 3,38% *Bartonella*, 2,54% à *Yersinia pestis* et 0,84% à *Borrelia sp.*

Alors que l'analyse moléculaire par la PCR en temps réel a décelé :

Des taux de 0,84% : positivité à *Anaplasma phagocytophylum*.

Le présent travail permet de conclure que :

- ✓ Les rongeurs sauvages peuvent jouer un rôle de sentinelle et de réservoir potentiels de plusieurs agents pathogènes.
- ✓ La détection de ces bactéries chez leurs ectoparasites suggère que ces agents pourraient être responsables de maladies infectieuses humaines d'étiologie inconnue dans notre pays.
- ✓ En conclusion, ces résultats préliminaires nécessitent des investigations complémentaires en vue de connaître et de caractériser les espèces d'agents pathogènes qui infectent les rongeurs en Algérie par le séquençage moléculaire et de préciser les différents modes de transmission des ces derniers.

Il serait intéressant de poursuivre l'étude prospective sur d'autres sur d'autres zones pouvant être infestées par ces micromammifères.

Enfin, en terme de prophylaxie il est recommandé de réaliser des campagnes régulières de désinfection de tout endroit pouvant héberger les hôtes porteurs de vecteurs afin d'éviter d'éventuelle épidémies de maladies vectorielles dues aux piqûres d'arthropodes.

Références Bibliographiques

1. **ACHA, P.N. et SZYFRES, B. (2001)**- Zoonoses et maladies communes à l'homme et à l'animal - 13ème édition.
2. **ADAMOU-DJERBAOUI, M., DJELAILA, Y., Labdelli, F. et ADAMOU S.F. (2011)**- Ecologie et infestation de *Meriones shawii* du verney dans la région de Tiaret. *Revue d'Ecologie et Environnement*, 7: 7-14.
3. **AKARDJOUJJE, S. et COSSART, S.A. (2003)**- *Etude de la biologie de l'infection à Bartonella de bovins du Pas De Calais*. Thèse de Doctorat Vétérinaire, Alfort, n° 61, 178p.
4. **ALTRED, D.M. (1969)**- Mites of the genus *Laelaps* of New Guinea (Acari : Mesostigmata : Laelpidae). *Journal of Medical Entomology*, 6: 337-385.
5. **ANDRE, J-P. (2005)**- *Guide pratique des maladies des oiseaux de cages et de volières*. Ed. MED'COM, Paris, 256p.
6. **ANDERSON, B.E. ET NEUMAN, M.A. (1997)**- *Bartonella* spp. as emerging human pathogens. *Clin. Microbiol. Rev.* 10:203-219.
7. **ANGELAKIS, E., LEPIDI, H., CANEL, A., RISPAL, P., PERRAUDEAU, F., BARRE, I., et al. (2008)**- Human case of *Bartonella alsatica lymphadenitis*. *Emerging Infectious Disease* ,14 (12) : 1951 - 1953.
8. **BACHAR, M.F. et BELHAMRA, M. (2012)**- Contribution A L'etude De La Dynamique Des Populations Des Rongeurs Sauvages Dans La Zone De Biskra. *Courrier du Savoir*,13 :71-81.
9. **BALTAZARD, M., BAHMANYAR, M., MOFIDI, Ch. et SEYDIAN, B. (1952)**- Le foyer de peste du Kurdistan. *Bull. Org. mond. Santk*, 5 : 441-472.
10. **BARANTON, GD., POSTIC, D., SAINT-GIRONS, I., BOERLIN, P., PIFFARETTI, J.C., ASSOUS, M et GRIMONT, P. (1992)**- Delineation of *Borrelia burgdorferi sensu stricto*, *Borrelia garinii* sp nov., and group VS 461 associated with Lyme borreliosis, *Intern. J. Systematic Bacteriol*, 42, 378-383P.
11. **BARANTON, G. et DEMARTINO, S.J. (2009)**- Lipsker D, Jaulhac B (eds): Lyme Borreliosis. *Curr Probl Dermatol*. Basel, Karger, 2009, vol 37, pp 1-17 (DOI:10.1159/000213066) A REVOI
12. **BAUD'HUIN, B. (2003)**- *Les parasites de la caille des blés (Coturnix coturnix)*. Mémoire de Magister, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, 113p.

13. **BEAU, C. (2008)**- *Les maladies transmises par les Tiques : problématique de Santé Publique en Alsace : histoire de frontières*. Mémoire de fin d'études, l'Ecole des Hautes Etudes de Sante Publique, 80 p.
14. **BEAUCOURNU, J.C. et LAUNAY, H. (1990)**- *Les Puces(Siphonaptères) de France et du Basin Méditerranéen occidental*. Ed. Fédération Française des sociétés de sciences naturelles, France, 511p.
15. **BEDOUSSA, A. (2005)**- *Borréliose de Lyme*. Cahier de formation Bioforma, 101P.
16. **BELL, J.C., PLAMER, S.R. et PAYNE, J.M. (1988)**- The zoonosis: infection transmitted from animal to man. *Edward Arnold Press, London UK*.
17. **BERENGERE, B. (2003)**- *Taxonomie et identification des Gerbillus de l'Afrique de l'Ouest*. Université Pierre et Marie Curie, Paris, 36P.
18. **BESSIS, D. (2008)**- Manifestations dermatologiques des maladies infectieuses, métaboliques et toxiques. Ed. Springer, France, Paris, pp : 1-27.
19. **BIRTLES, R.J., CANALES, J., VENTOSILLA, P., ALVAREZ, E., GUERRA, H., LLANOS-CUENTAS, A., RAOULT, D., DOSHI, N. et HARRISON, T.G. (1999)**- Survey of *Bartonella* species infecting intra-domicillary animals in the huayllacallan valley, ancash, Peru, a region endemic for human bartonellosis. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 60: 799-805.
20. **BITAM, I. (2008)**- *Approche moléculaire de l'épidémiologie des bactéries transmises par les puces en Algérie*. Thèse de doctorat, Faculté de médecine, Timone, 182 p.
21. **BITAM, I. (2012)** - Vectors of rickettsiae in Africa. *Tick's Borne Disease*, 3(5-6): 382- 386.
22. **BITAM, I., AYYADURAI, S., KERNIF, T., CHETTA, M. BOULAGHMAN, N., RAOULT, D. et DRANCOURT, D. (2010)b**- New Rural Focus of Plague, Algeria. *Emerging Infectious Disease*, 16(10): 1639-1640.
23. **BITAM, I., DITTIMAR, K., RAOULT, D., PAROLA, P. et WITING, M.F. (2010)a**- Fleas and fleas borne diseases. *International journal of infectious diseases*, 1025: 1-10.
24. **BITAM, I., GERN, L., POSTIC, C., BOUBIDS, G.C. et BELKAID, M. (2003)**- Inventaire des populations de tiques (Acarina-Ixodidae) et isolement de germe (Borreliia) à partir du tube digestif de la tique *Ixodes ricinus* en Algérie. *VII^o Journée Nationale de parasitologie, mycologie INPA*.
25. **BITAM, I., PAROLA, P., MATSUMOTO, K., ROLAIN, J.M. , BAZIZ, B., BOUBIDI, S.C., HARRAT, Z, BELKAID, M. et RAOULT, D. (2006)**- First

- molecular detection of *Rickettsia conorii*, *R. aeschlimannii* and *R. massiliae* in ticks from Algeria. *Ann. N. Y. Acad. Sci.* 1078: 368- 372.
26. BITAM, I., ROLAIN, J.M., KERNIF, T., BAZIZ, B., PAROLA, P. et RAOULT, D. (2009)- *Bartonella* species detected in rodents and hedgehogs from Algeria. *Clin. Microbiol. Infect.* 15(2):102-105.
 27. BITAM, I., ROLAIN, J.M., NICOLAS, V., TSAI, Y.L., PAROLA, P., GUNDI, V.A., CHOMEL, B.B., RAOULT, D. (2012)- A multi-gene analysis of diversity of *Bartonella* detected in fleas from Algeria. *Comp Immunol Microbiol Infect Dis.* 35(1):71-6.
 28. BITAR, I. (1998)- *Contribution à la lutte des principaux ectoparasites du mouton au Sénégal : utilisation de la doramectine*. Thèse de docteur vétérinaire, Université cheikh anta diop, faculté de Médecine et de pharmacie de Dakar, 116p.
 29. BLACK, W.C., KLOMPEN, J.S.H. et KEIRANS, J.E. (1997)- Phylogenetic relationships among tick subfamilies (Ixodida: Ixodidae: Argasidae) based on the 16S nuclear rDNA gene. *Mol. Phylogen. et Evol.* 7:129-144.
 30. BOGARD, M. et LAMORIL, J., (1998)- *Biologie moléculaire en biologie clinique. I : Méthodes*. Ed. Elsevier, Paris. 348p.
 31. BOUGHAREB, A., BOUSBA, Y., LAARBI, (2002)- *Contribution à l'étude des tiques (Acarina-Ixodidae) en Algérie, inventaire et dynamique semi saisonnière des populations des tiques dans la région de Tizi-Ouzou*. Mémoire D.E.S. en biologie, Université Mouloud Mammeri, Tizi-Ouzou, 35p.
 32. BOULKABOUL, A. (2003)- *Etude des tiques (Ixodidea) hôtes des bovins dans la région de Tiaret (Algérie) : Identification et activité parasitaire*. Thèse pour l'obtention de Diplôme de Magister en Biologie, Université des Sciences et de la Technologie Houari Boumediene, 46p.
 33. BOULOUIS, H.J. et CHOMEL, B. (1999)- Actualités sur les bartonelloses. *Bulletin de l'Académie Nationale de Médecine*, 183 (7), 1399-1412.
 34. BOULOUIS, H.J., MAILLARD, R., HALOS, L., VAYSSIER-TAUSSAT, M. et CHOMEL, B. (2005)- Les infections à *Bartonella* chez les mammifères, *Le Nouveau Praticien Vétérinaire*, 24 : 30-34.
 35. BOURDEAU, P. (1993)- Les tiques d'importance vétérinaire et médicale, deuxième partie : principales espèces de tiques dures (Ixodida et Amblyommidae). *Le Point Vétérinaire*, 25 (151) : 27-41.
 36. BOURDOISEAU, G. (2000)- *Parasitologie clinique du chien*. Nouvelles Editions Vétérinaires et Alimentaires, Créteil, 456 p.

37. **BOWMAN, D.D. (2009).** *Georgi's parasitology for veterinarians*. 9th Edition, Ed. Elsevier, St. Louis, 451 p.
38. **BREITSCHWERDT, E.B. et KORDICK, D.L. (2000)-** *Bartonella* infection in animals: carriership, reservoir potential, pathogenicity and zoonotic potential for human infection. *Clinical Microbiology Reviews*, 13 (3): 428-438.
39. **BROOKS, J. E., ROWE, F.P. (1987)-** Commensal rodent control. Vector control series, training and information guide. *World Health Organization*, VBC/87. 949, Geneva, Switzerland, 107 p.
40. **BUSSIERAS, P. et CHERMETTE, R. (1991)-** *Abrège de parasitologie vétérinaire (fascicule IV : Entomologie vétérinaire)*. Ed. Maison Elford, 37-51 ; 89-96P.
41. **BUSSIERAS, J. et CHERMETTE, R. (1992)-** *Parasitologie vétérinaire, Fasc. II Protozoologie*. Service de parasitologie Ecole vétérinaire d'Alfort, 166 P.
42. **CAMICAS, J.L., HERVY, J.P., ADAM, F. et MOREL, P.C. (1998)-** Les tiques du monde (*Acarida, Ixodidae*) ; Nomenclature des stades, hôtes et répartition. *Orstom*, Paris, 227-233.
43. **CAMICAS, J.L. et MOREL, P.C. (1978)-** Cours sur les tiques (Acariens, Ixodida). Ed. ORSTOM, Paris, 209 p.
44. **CARDENOSA, N., SEGURA, F. et RAOULT, D. (2003)-** Serosurvey among Mediter- ranean spotted fever patients of a new spotted fever group rickett- sial strain (Bar29). *Eur. J. Epidemiol.* 18:351-357.
45. **CARLETON, M.D. et GUY, G.M. (2005)-** Order Rodentia. In: *Mammal Species of the World, Third Edition* (Cordonné par Wilson, Don E. and Reeder D. M.), The Johns Hopkins University Press, pp: 745-752.
46. **CARNEIL, E., et MOLLARET, H.H. (1998)-** Vaccination contre la peste. *Piccin. Nouva. Libraria.* pp : 143-148.
47. **C.C.L.I.N.** Centre de Coordination de la Lutte contre les Infections Nosocomiales de l'Inter région Paris – Nord.(2001)- *Lutte contre les Ectoparasites et Agents Nuisibles en milieu hospitalier : Guide de bonnes pratiques*, 127P.
48. **CHANG, C.C., CHOMEL, B.B., KASTENS, R.W., HELLER, R., KOCAN, K.M. et UENO, H. (2000)-** *Bartonella* spp. isolated from wild and domestic ruminants in North America. *Emerging Infectious Diseases*, 6 (3): 306-311.
49. **CHU, D.K. et COUTO, M.A. (2005)-** Arthropod infestation in a colony of mice. *Lab. Anim. (NY)*, 34:25-27.
50. **CLEENEWERCK, M.B. et FRIMAT, P. (2004)-** *Progrès en dermato-allergologie*. Ed. John libbey-EUROTTEXT, Lille, 415p.

51. COLE, J.S., SABOL-JONES, M., KAROLEWSKI, B., BYFORD, T. (2005)- *Ornithonyssus bacoti* infestation and elimination from a mouse colony. *Lab. Anim.* 44:27-30.
52. COONS, O. (2005)- Infestation of spiny rat mites in vivarium. Abstract. *Contemp Trop. Lab. Anim.* 44:79.
53. COUBRAY, B. (1997)- *Les acariens ectoparasites des rongeurs et lagomorphes.* CNVSPA, Paris, pp: 618- 621.
54. COUZI, L. (2011)- Identifier les petits mammifères non-volants Erinaceomorpha, Soricomorpha, Rodentia d' Aquitaine Clé d'identification des restes de petits mammifères Réalisée dans le cadre de l'Atlas des mammifères d'Aquitaine. coordonné par : Cistude Nature et la LPO Aquitain, Bordeaux, 23P.
55. DANIS, M. et al. (2007)-*Parasitoses et mycoses des régions tempérées et tropicales.* Ed. Elsevier-Masson, les Mouline aux Cedex, 193-195-200-201-202P.
56. DAWSON, J.E., ANDERSON, B.E., et FISHBEIN, D.B. (1991)- Isolation and characterization of and *Ehrlichia sp.* from a patient diagnosed with human ehrlichiosis. *J. Clin. Microbiol.* 29: 2741-2746.
57. DEGHEILH, B. (2003)- La borréliose de Lyme chez l'homme, *In : Rickettsioses-Zoonoses et autres Arbo-Bactérioses-Zoonoses*, Colloque européen francophone, Ploufragan.
58. DEHIO, C. (2004)- Molecular and cellular basis of *Bartonella* pathogenesis, *Annual Review of Microbiology*, 58: 365-390P.
59. DEHIO, C., SAUDER, U. et HIESTAND, R. (2004) - Isolation of *Bartonella shoebuchensis* from *Lipoptena cervi*, a blood-sucking arthropod causing deer ked dermatitis. *Journal of Clinical Microbiology*, 42 (11): 5320-5323.
60. DELOFRE, P.M. (2001)- *Contribution à l'étude des puces du chat : Enquête épidémiologique en France.* Thèse de Doctorat, Université Paul-Sabatier de Toulouse, 72p.
61. DENIS, F., PLOY, M-C., MARTIN,, C., BINGEN, E. et QUENTIN, R. (2007)- *Bactériologie Médicale - Techniques Usuelles 2°*, Ed. Elsevier-Masson, France, 631P.
62. DE VROEY, C. (2002)- Extraction d'ADN, Université libre de Bruxelles, pp :1-9.
63. DIB, L., AZOUZ, Z. et BENSOUILAH, M. (2002)- Les tiques des bovins dans l'Est Algérien. Approche taxonomique et distribution spatio-temporelle. *Renc. Rech. Ruminant*, 9: 46.
64. DRYDEN, M. (1997)- Biologie des puces. *Compte rendu de la réunion du 3 mars 1997 La semaine vétérinaire n°849.*

65. DUCHEMIN, J.B., FOURNIER, P.E. et PAROLA, P. (2006)- Les puces et les maladies transmises à l'homme. *Médecine Tropicale*, 66 : 21-29.
66. DUMLER, J.S. et BAKKEN, J.S. (1995)- Ehrlichial diseases of humans: emerging tick-borne infections. *Clin. Infect. Dis.* 20: 1102-1112.
67. DUPLANTIER, J.-M., DUCHEMIN, J. B., CHANTEAU, S. et CARNIEL, E. (2005)- From the recent lessons of the Malagasy foci towards a global understanding of the factors involved in plague reemergence. *Veterinary Research*, 36 : 437-453.
68. DUPLANTIER, J.-M. et GRANJON, L., (1992)- Liste révisée des rongeurs du Sénégal. *Mammalia*, 56 : 425-431.
69. DUPLANTIER, J.-M. et GRANJON, L. (1993)- *Les rongeurs du Sénégal : clé de détermination et critères d'identification*. Ed. de l'Orstom, Sénégal, 35 p.
70. DUPLANTIER, J.-M., SÈNE, M. (2000)- Rodents as reservoir hosts in the transmission of *Schistosoma mansoni* in Richard-Toll, Senegal, West Africa. *Journal of helminthology*, 74 : 129-135.
71. DUPLANTIER, J.-M., SÈNE, M. (2006)- Rodents as definitive hosts of *Schistosoma*, with special reference to *S. mansoni* transmission. In *Micromammals and Macroparasites: from Evolutionary Ecology to Management* (Cordonné par : KRASNOV, B., POULIN, R. et MORAND, S.), Tokyo, Springer Verlag, 527-543.
72. DURREY, K.T.J. (2012)- *Syndrome paralysie dû aux morsures de tiques chez les ruminants : étude bibliographique*. Thèse de doctorat vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire D'Alfort, 143P.
73. EASTERBROOK, J.D., KAPLAN, J.B., VANASCO, N.B., REEVES, W.K., PURCELL, H., KOSOY, M.Y., GLASS, G.E., WATSON, J. et KLEIN, S.L. (2007)- A survey of zoonotic pathogens carried by Norway rats in Baltimore, Maryland, USA. *Epidemiol. Infect*:1-8.
74. EASTERBROOK, J., KAPLAN, J.B., GLASS, G.E., WATSON, J. et KLEIN, S.L. (2008)- A survey of rodent-borne pathogens carried by wild-caught Norway rats: A potential threat to laboratory rodent colonies. *Lab. Anim.* 42:92-98.
75. EL GUEROUI, M. (2005)- *Inventaire des tiques parasites des bovins dans la région de Guelma*. Mémoire de fin d'étude en médecine vétérinaire, Centre Universitaire d'El-Tarf.
76. EMONET, S., LEMASSON, J. J., GONZALEZ, J. P., DE LAMBALLERIE, X. et CHARREL, R. N. (2006)- Phylogeny and evolution of old world arenaviruses. *Virology*, 350: 251-257.

- 77. EREMEEVA, M.E., BOSSERMAN, E.A., DEMMA, L.J., ZAMBRANO, M.L., BLAU, D.M. et DASCH, G.A. (2006)-** Isolation and identification of *Rickettsia massiliae* from *Rhipicephalus sanguineus* ticks collected in Arizona. *Appl Environ Microbiol.* 72:5569–5577.
- 78. ETIENNE, J. (2000)-** *Biochimie génétique et biologie moléculaire.* 6^{ème} Ed. Masson, Paris, 505 p.
- 79. EUZEBY, J.P. (1989)-** *Borrelia burgdorferi* et la maladie de Lyme chez les animaux. *Revue générale. Rev. Med. Vet.* 140 : 371-388.
- 80. EUZEBY, J.P. (1990)-** *Les parasites agents de dermatoses humaines d'origine zoonotique et leur rôle pathogène. Etiologie, épidémiologie, caractères cliniques, contrôles.* Ouvrage publié à compte d'auteur, 304 p.
- 81. FAINE, S. (1987)-** *Guide pour la lutte contre la leptospirose* . OMS Genève, Publication offset n° 67, 166 p.
- 82. FICHET-CALVET, E., LECOMPTE, E., KOIVOGUI, L., SOROPOGUI, B., DORÉ, A., OUROUMA F., SYLLA, O., DAFFIS, S., KOULÉMOU, K., TERMEULEN, J. (2007) –** Fluctuation of abundance and Lassa virus prevalence in *Mastomys natalensis* in Guinea, West Africa. *Vector-Borne and Zoonotic Diseases*, 7 : 119-128.
- 83. FLANDROIS, J.P., COURCOL, R., RAMUZ, J.P., JIROT, C.J. et SOUSS, S.Y. (1997)-***Bactériologie médicale.* Collection AZAY.
- 84. FOURNIER, P.E., DUMLER, J.S., GREUB, G., ZHANG, J. et WU, Y. (2003)-** Critères pour l'identification de nouveaux *Rickettsia* isolats basée sur une séquence génique et la description de *heilongjiangensis Rickettsia* sp. *Jour. Clin. Microbiol.* 41 :5456-5465.
- 85. FOURNIER, P.E., et RAOULT, D. (2009)-** Current knowledge on phylogeny and taxonomy of *Rickettsia* spp. *Ann. N. Y. Acad. Sci.* 1166: 1-11.
- 86. FRAME, J.D., BALDWIN, J.M., GOCKE, D.J. et TROUP, J.M. (1970)–** Lassa fever, a new virus disease of man from West Africa: Clinical description and pathological findings. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 19 : 670-676.
- 87. FRANC, M. (2006)-** Les puces du chien et du chat. *Insectes.* 143 : 1-3.
- 88. GAËLLE, M.M. (2006)-***Maladie de Lyme chez les bovins, contribution au diagnostic sérologique.* Thèse de doctorat vétérinaire, Créteil.

- 89. GARY, M., JONES, K.N. et ENGLISH, J.C., (2009)-** 3rd Review of common therapeutic options in the United States for the treatment of lice. *Clin. Infect. Dis.* 36: 1355–1361.
- 90. GEORGE, J.-C. et CHASTEL, C. (2004)-** Les syndromes grippaux estivaux et infections transmises par la tique *Ixodes ricinus*. *Spectra Biologie*, n° 142.
- 91. GHALMI, F. (2011)-** *Les Arthropodes*. Cours de Parasitologie troisième année vétérinaire, 6 p.
- 92. GOODMAN, J.L., DENNIS, D.T. et SONENSHINE, D.E. (2005)-** *Tick-borne diseases of humans*. A.S.M. Press, Washington, D.C. U.S.A. 363p.
- 93. GRANDO, D., SULLIVAN, L.J., FLEXMAN, J.P., et al. (1999)-** *Bartonella henselae* associated with Parinaud's oculoglandular syndrome. *Clin. Infect. Dis.* 28:1156-1164.
- 94. GRANJON, L. et DUPLANTIER, J.M. (2009)-** *Les rongeurs Les rongeurs de l'Afrique sahélo-soudanienne*. Éd. IRD, Publications scientifiques du Muséum, Collection Faune et Flore tropicales, Marseille, 215P.
- 95. GRASSE, P.P. et DOUMENC, D. (2000)-** *Zoologie des Invertébrés*. 6^{ème} édition. Ed. Dunod, Paris, 177P.
- 96. GUETTARD, M. (2001)-** *Ixodes ricinus : morphologie, biologie, élevage, données bibliographiques*. Thèse de doctorat vétérinaire, Ecole nationale vétérinaire de Toulouse,
- 97. GUPTILL, L. (2009)-** Bartonellosis. *Veterinary Microbiology*, 140(2010): 347–359.
- 98. HADI, T.R., SARBINI, S. et BROWN, R.J. (1983)-** Small mammalian ectoparasites from Mt. Bromo area, East Java, Indonesia. *Southeast Asian Journal of Tropical Medicine and Public Health*, 14 : 422-425.
- 99. HADJOU DJ, M., MANAA, A., DERDOUKH, W., GUERZOU, A., SOUTTOU, K., SEKOUR, M. et DOUMANDJI, S. (2011)-** Les Rongeurs De La Région De Touggourt. *Actes du Séminaire International sur la Biodiversité Faunistique en Zones Arides et Semi-arides*. 244-251.
- 100. HAERT, T. et SHAERS, P. (1997)-** *Atlas de poche de microbiologie*. Ed. Médecine Science-Flammarion, Paris, pp : 284-286.
- 101. HAMMOUDA, M., REBAINE, K., et SMAIL, S. (2004)-** *Contribution à l'isolement et caractérisation moléculaire de Borrelia burgdorferi sensu lato, Agent de la maladie de Lyme à partir des tiques (Ixodes ricinus) en Algérie*. Mémoire d'Etude supérieure en biologie, Université Des Sciences Et Technologie De Houari Boumediene, 40p.

- 102. HARTENBERGER, J.L. (1998)-** Description de la radiation des Rodentia(Mammalia) du Paléocène supérieur au Miocène ; incidences phylogénétiques. *Comptes rendus de l'Académie des sciences Paris, sciences de la terre et des planètes*, 326 : 439-444.
- 103. HARVEY, W.T. et SALVATO, P. (2003)-** "Lyme disease "ancient engine of an unrecognized borreliosis pandemic. *Med. Hypoth.* 60:742-759.
- 104. HILL, W.A., RANDOLPH, M.M., BOYD, K.L. et MANDRELL TD. (2005)-** Use of permethrin eradicated the tropical rat mite (*Ornithonyssus bacoti*) from a colony of mutagenized and transgenic mice. *Contemp. Top. Lab. Anim.* 44:31-34.
- 105. HOGUE, C.L. (1993) -** *Latin American Insects and Entomology*. University of California, Los-Angeles, 521p.
- 106. HOPKINS, G. H. E. et ROTHSCHILD, M. (1971)-** *An illustrated catalog of the Rothschild collection of fleas in the British Museum (Natural History). Vol. 5. Leptopsyllidae & Ancistropsyllidae*. Cambridge, University Printing House, 530 pp.
- 107. HOUHAMDI, L., LEPIDI, H., DRANCOURT, M. et RAOULT, D. (2006)-** Experimental model to evaluate the humanbody louse as a vector of plague. *Jour. Infect. Dis.* 194(11):1589-1596.
- 108. HSU, M.H., HSU, Y.C. et WU, W.J. (2002)-** Consumption of flea faeces and eggs by larvae of the cat flea, *Ctenocephalides felis*. *Med. Vet. Entomol.* 16: 445- 452.
- 109. HUBALEK, Z. et HALOUZKA, J. (1997)-** Distribution of *Borrelia burgdorferi sensu lato* genomic groups in Europe, a review. *Eur. J. Epidemiol.* 13(8): 951-7.
- 110. HUBER, K. (2010)-** Tiques et maladies transmises "contrôle des maladies exotiques et émergentes". Module Entomologie, 1-104P.
- 111. HUBERT, B. et ADAM, F. (1983)–** The regulation of the population dynamics of two Sahelian rodents in Senegal: an hypothesis. *Annales du Musée royal d'Afrique centrale, Sciences zoologiques*, 237 : 193-201.
- 112. HUBERT, B., ADAM, F. et POULET, A.R. (1973)-** Liste préliminaire des rongeurs du Sénégal. *Mammalia*, 37 : 76 – 87.
- 113. HUCHON, D., MADSEN, O., SIBBALD, M.J.J.B., AMENT, K., STANHOPE, M.J., CATZEFLIS, F., DE JONG, W.W. et DOUZERY, E.J.P. (2002)–** Rodent phylogeny and timescale for the evolution of Glires: evidence from an extensive taxon sampling using three nuclear genes. *Molecular Biology and Evolution*, 19 : 1053-1065.
- 114. HUNTER, A., UILENBERG, G. & MEYER, C. (1994) -** *La santé animale: Principales maladies*, Quae, Cemagref, Cirad, Inra, France, 303p.

115. INGLESBY, T.V., DENNIS, D.T., HENDERSON, D.A., BARTLETT, J.G., ASCHER, M.S., EITZEN, E., FINE, A.D., FRIEDLANDER, A.M., HAUER, J., KOERNER, J.F., LAYTON, M., MCDADE, J., OSTERHOLM, M.T., O'TOOLE, T., PARKER, G., PERL, T.M., RUSSELL, P.K., SCHOCH-SPANNA, M. et TONAT, K. (2000)- Plague as a biological weapon: medical and public health management. *Working Group on Civilian Biodefense*, 283:2281- 2290.
116. Institut National de la Protection des Végétaux. (2011)- Les Rongeurs Arvicoles en Algérie. *Bulletin D'informations Phytosanitaires N° 24*, INPV ISSN 1112 – 2536.
117. JAULHAC, B. et MONTEIL, H. (1997)- Actualités du diagnostic microbiologique des infections à *Borrelia burgdorferi*. *La lettre de l'infectiologue*, 3: 87-93.
118. JENSEN, W.A., FALL, M.Z., ROONEY, J., KORDICK, D.L. et BREITSCHWERDT, E.B. (2000)- Rapid identification and differentiation of *Bartonella* species using a single-step PCR assay. *Jour. Clin. Microbiol.* 38: 1717-1722.
119. JOBLET, C., ROUX, V., DRANCOURT, M., GOUVERNET, J. et RAOULT, D. (1995)- Identification of *Bartonella (Rochalimaea)* species among fastidious gram negative bacteria on the basis of the partial sequence of the citrate-synthase gene, *J. Clin. Microbiol.*, 33:1879-1883.
120. JOHN, J. et HALPERIN, M.D. (2011)- Lyme disease, an Evidence-based Approach. *Atlantic Neurosciences Institute, New Jersey And Mount Sinai School of Medicine, New York*.
121. JORDAN, K. (1958)- Contribution to the Taxonomy of *Stenoponia* J. et R. (1911), a genus of Palearctic and Nearctic fleas. *Bulletin of the British Museum (Natural History), Entomology*, 6 : 169– 202.
122. KARIWA, H., YOSHIMATSU, K. et ARIKAWA, J. (2007)– Hantavirus infection in East Asia. *Comparative Immunology. Microbiology & Infectious Diseases*, 30: 341-356.
123. KEITA, A. (1994)- *La borréliose de Lyme en France : enquête sérologique chez le chien. Comparaison de deux méthodes : ELISA et Western blot*, Thèse Med. Vét., Toulouse, n°030.
124. KELAHER, J., JOGI, R. et KATTA, R. (2005)- An outbreak of rat mite dermatitis in an animal research facility. *Cutis*, 75: 282-286.
125. KERKHOFF, F.T., BERGMANS, A.M.C., VANDER ZEE, A. et ROTHOVA, A. (1999)- Demonstration of *Bartonella grahamii* DNA in ocular fluids of a patient with neuroretinitis. *J. Clin. Microbiol.* 37:4034–4042.

- 126. KERNIF, T. (2007)**- *Contribution à l'étude des vecteurs des agents de rickettsioses et de la piroplasmose dans la région d'Alger*. Mémoire de magistère. Ecole Nationale vétérinaire.
- 127. KERNIF, T., BENELDJOUZI, A., YSSOUF, A., DOUMANDJI, S-E., PAROLA, P., RAOULT, D. et BITAM, I. (2013)**- La dynamique des tiques (acari-ixodidae) en Algérie et les nouveaux outils d'identifications .*XVIIème journée nationale de Parasitologie-Mycologie, le 09 Mai 2013 à l'Institut Pasteur d'Algérie, organisée par SAPMM.*
- 128. KERNIF, T., SOCOLOVSCHI, C., BITAM, I., RAOULT, D. et PAROLA, P. (2012)**- Vector-Borne Rickettsioses in North Africa. *Infect. Dis. Clin. N. Am.* 26: 455–478.
- 129. KHELIL, M.A. (1995)**- *Aperçu sur la systématique des insectes*. Office des Publications Universitaires, Alger, 80p.
- 130. KHIDAS, B.K., KHAMMES, N., et KHELLOUFI, S. (1999)**- Répartition spatiale et sélection de l'habitat chez le mulot sylvestre (*Apodemus sylvaticus*, linnaeus, 1758) et la souris sauvage (*Mus spretus*, lataste, 1883) en Kabylie du Djurdjura (Algerie). *Université Mentouri, Constantine, Algérie.*
- 131. KIA, E.B., MOGHDDAS-SANI, H., HASSANPOOR, H., VATANDOOST, H., ZAHABIUN, F., AKHAVAN, A.A., HANAFI-BOJD, A.A. et TELMADARRAIY, Z. (2009)**- Ectoparasites of Rodents Captured in Bandar Abbas, Southern Iran. *Iranian. J. Arthropod-Borne Dis.* 3(2): 44-49.
- 132. KLEIN, J.M. (1963 a)**- Les Puces (Insecta, Siphonaptera) de l'Iran. *Bull. Soc. Path. exot.* 56 (3) :533-550.
- 133. KLEIN, J.M. (1963 b)**- Données faunistiques et écologiques sur les puces des mérions d'un foyer naturel de peste au Kurdistan iranien. *Ibid.* 56 : 1202- 1230.
- 134. KLOMPEN, J.S.H., BLACK, W.C., KEIRANS, J.E. et OLIVER, J.H. (1996)**- Evolution of ticks. *Annu. Rev. Entomol.* 41:141-161.
- 135. KRASNOV, B.R., KHOKHLOVA, I.S., FIELDEN, L.J. et BURDELOVA, N.V. (2001)**- Effect of air temperature and humidity on the survival of pre- imaginal stages of two flea species (Siphonaptera: Pulicidae). *J. Med. Entomol.* 38 : 629- 637.
- 136. KRASNOV, B.R., SHENBROT, I. et MEDVEDEV, S.G. (1997)**- Host-habitat relation as an important determinant of spatial distribution of flea assemblages (Siphonaptera) on rodents in the Negev Desert. *Parasitology*, 114: 159 - 173.

137. KURTENBACH, K., DE MICHELLIS, S., ETTI, S., SCHAFFER, S.M., SEZELL, HS., BRADE, D. et KRAICZY, P. (2002)- Host association of *Borrelia burgdorferi sensu lato*- the key role of host complement, *Trends Microbiol.*10: 74-79.
138. LECOMPTE, E., FICHET-CALVET, E., DAFFIS, S., KOULÉMOU, K., SYLLA, O., KOUROUMA, F., DORÉ, A., SOROPOGUI, B., ANISKIN, V., ALLALI, B., KOUASSIKAN, S., LALIS, A., KOIVOGUI, L., GÜNTHER, S., DENYS, C., et TERMEULEN, J. (2006)- *Mastomys natalensis* and Lassa Fever, West Africa. *Emerging Infectious Diseases*, 12: 1971-1974.
139. LEFEVRE, P.C., BLANCOU, J., CHERMETTE, R. (2003)- Les principales maladies infectieuses et parasitaires du bétail. Europe et régions chaudes. *Ed Médicales Internationales*, 2: 767-176.
140. LEIRS, H. (1997)- Rodent biology and integrated pest management in Africa. *Proc. Intern. workshops held in Morogoro, Tanzania*, 21 - 25.
141. LE LOUARN H. et QUERE J.P. (2003)- *Les rongeurs de France. Faunistique et biologie*. INRA, Paris, 203 p.
142. LISCHER, C.J., LEUTENEGGER, C.M., BRAUN, U. et LUTZ, H. (2000)- Diagnosis of Lyme disease in two cows by the detection of *Borrelia burgdorferi* DNA. *Vet. Rec.* 146:497-499.
143. LOISELLE, R. (1993)- Liste des espèces de Siphonaptères. *Québec à chicoutimi*.16: 1-7.
144. MAGGI, R.G., KOSOY, M., MINTZER, M. et BREITSCHWERDT, E.B. (2009)- Isolation of *Candidatus Bartonella melophagi* from human blood. *Emerg. Infect. Dis.* 1 (1) : 66 – 68.
145. MAILLARD, R., HALOS, L. et BOULOUIS, H.J. (2005)- Les bartonelloses chez le chat, le chien et les bovins. *Le Point Vétérinaire*, 36 (254) : 22-27.
146. MAILLARD, R., GRIMARD, B., CHNSTANT-MAILLARD, S., CHOMEL, B., DELCROIX, T., GANDOIN, C., BOUILLIN, C., HALOS, L., VAYSSIER-TAUSSAT, M. et BOULOUIS, H.J. (2006)- Effects of cow age and pregnancy on *Bartonella* infection in a herd of dairy cattle, *Journal of Clinical Microbiology*, 44 (1): 42-46.
147. MALEK, M.A. et ROUABHIA, M.I. (2010)- Contribution à l'étude des Agents pathogènes par des techniques moléculaires à partir des vecteurs et réservoirs animaux en Algérie. Mémoire de Master 2. Université des Sciences et de la Technologie Houari Boumediene: 31p.

- 148. MATSUMOTO, K., PAROLA, P., BROUQUI, P. et RAOULT, D., (2004)-**
Rickettsia aeschlimannii in *Hyalomma* ticks from Corsica. Eur. J. Clin. Microbiol. Infect. Dis. 23(9): 732-4.
- 149. MCGAVIN, G. (2005) -** *Insectes et Araignées*, La Rousse, France, 215p.
- 150. MCKENNA, M.C. et BELL, S.K. (1997) –** *Classification of mammals above the species level*. New York, Columbia Univ. Press, 631 P.
- 151. MEDDOUR- BOUDERDA, K. et MEDDOUR, A. (2006)-** Clé d'identification des Ixodina (Acarina) d'Algérie. *Science et Technologie*, 24 : 32-42.
- 152. MENIER, K. et BEAUCOURNU, J.C. (2001)-** Importance médico vétérinaire des puces de notre environnement. *Revue Française des Laboratoires*, 338 : 59-63.
- 153. MILON, C. (2010)-** *Principales dermatoses des animaux domestiques transmissibles a l'Homme*. Thèse Vétérinaire, Lyon, 150 p.
- 154. MITCHELL, C.J. (1964a)-** Population structure and dynamics of *Laelaps nuttalli* Hirst and *L. echidnina* Berlese (Acarina : Laelaptidae) on *Rattus rattus* and *R. exulans* in Hawaii. *Journal of Medical Entomology*, 1 : 151-153.
- 155. MITCHELL, C.J. (1964b)-** Ectoparasites and commensal arthropods occurring on the rats of Manoa valley, Oahu (Acarina , Anoplura and Siphonaptera). *Proceedings. Hawaiian Entomological society*, 18 ; 413-415.
- 156. MOKEDDEM, S. et BENSALIA, W. (2005) -** *Contribution à l'étude des puces (Siphonaptères) dans le cadre de la surveillance de la peste en Algérie*. Mémoire de Diplôme d'Etudes Universitaires Appliquées. Université des Sciences et de la Technologie Houari Boumediene: 28p.
- 157. MOREL, P.C. (1969)-** Contribution a la connaissance de la distribution des tiques (Acariens, Ixodidae et Amblyommidae) en Afrique Ethiopienne continentale. Univ. Paris, 326 p.
- 158. MOREL, P.C. (2000)-** Chapitre 3 : Maladies du bétail transmises par les tiques. In : *Précis de parasitologie vétérinaire tropicale*. (cordonné par CHARTIER, C., Itard, J., Troncy, P.M. et Morel, P.C. Ed. Médicales Internationales, Paris, France, pp : 451-768.
- 159. MOULINIER, C. (2002)-** *Parasitologie et mycologie médicale. Eléments de morphologie et de biologie*. Chapitre 9 «Insectes» pp: 577-594; Chapitre 10 «Acariens» PP:635-674.
- 160. MOULINIER, C. (2003)-** *Parasitologie et mycologie médicales. Eléments de morphologie et de biologie*. Editions Médicales Internationales, Cachan, 796 p.
- 161. MOUGEOT, I. (2000)-** *La borréliose de Lyme*. Thèse Méd. Vét. Nantes, n°039, 67P.

162. NEDJMA, A., LAMORIL, J. et BOGARD, M. (2005)- *Principes de biologie moléculaire en biologie Clinique*. Ed. Elsevier, Paris, 705p.
163. NEEDHAM, G.R. et TEEL, P.D. (1991)- Off-host physiological ecology of ixodid ticks. *Annu. Rev. Entomol.* 36:659-681.
164. PAILLEY, J. 2007 - *Les Bactéries Hémitropes des Ruminants Transmises par les Arthropodes Hématophages en France*. Thèse de Doctorat Vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire d'ALFORT, 119p.
165. PAJOT, X. (2000)- Les poux (Insecta, Anoplura) de la région afrotropicale, Editions de l'IRD, Paris, 294P.
166. PANCHOUT, F. (Pages consultées le 18 juillet 2013). *Le Monde des insectes.*, <http://www.insecte.org/>, 2013.
167. PARKER, J.L. et WHITE, K.K. (1992)- Lyme borreliosis in cattle and horses: a review of the literature, *Cornell Vet.* 82: 253-274.
168. PAROLA, P. et RAOULT, D. (2001)- Ticks and Tick borne Bacterial Diseases in Humans: An Emerging Infectious Threat. *Clin. Inf. Dis.* 32: 897-928.
169. PAROLA, P., CLARISSE ROVERY, J.-M.R., BROUQUI, P., DAVOUST, B. et RAOULT, D. (2009)- *Rickettsia slovaca* and *R. raoultii* in Tick-borne Rickettsioses. *Emerging Infectious Diseases*, 15(7):1105-1108.
170. PAROLA, P. (2005)- Les arthropodes comme outils diagnostiques et épidémiologies des maladies infectieuses émergentes. *Med. Mal. Infect.* 35(2) :41-44.
171. PAROLA, P., PADDOCK, C.D. et RAOULT, D. (2005)- Tick-borne rickettsioses around the world: emerging diseases challenging old concepts. *Clin. Microbiol. Rev.* 18:719-756.
172. PECH R.P., DAVIS, S.A. et SINGLETON, G.R. (2003)- Outbreaks of rodents in agricultural systems : pest control problems or symptoms of dysfunctional ecosystems. In *Rats, mice and people : rodent biology and management* (Cordoné par : SINGLETON, G.R., HINDS, L.A., KREBS, C.J. et SPRATT, D.M). Ed. Australian Centre Intern. Agri. Res., Canberra, 564 p.
173. PEDRO, N. et BORIS, S., (2005)- *Zoonoses et maladies transmissibles communes à l'homme et aux animaux Zoonoses parasitaires*. Volume III. Ed. Copyright, Paris, 399p.
174. PEREZ-EID, C. et GILOT, B. (1998)- Les tiques : Cycles, habitats, hôtes, rôle pathogène et lutte, *Médecine et Maladie Infectieuse*, 28 : 335-343.
175. PEREZ-EID, C. (2007)- les tiques : identification, biologie, importance médicale et vétérinaire, Ed. Lavoisier (coll. Monographies de microbiologie), PP :305-314.

- 176. PEROLAT, P. et PHILIPPON, A. (2005)**- Campus de microbiologie médicale, bactériologie virologie- Hygiène hospitalière, [en ligne], (mise à jour 2005), [microbes-edu.org/etudiant/spirochete.html].
- 177. PERRY, R.D et FETHERSTON, J.D. (1997)**- *Yersinia pestis*-etiologic agent of plague. *Clin. Microbiol. Rev.* 10:35-66.
- 178. PETRIE, K. (2009)**- Bugs lice. ABDO consulting group.15-16-17P.
- 179. PICHARD E. (2002)**.*Cour de Maladies vectorielles* (1). Faculté de Médecine d'Angers, Institut de Médecine Tropicale et de santé internationale. DESC « Maladies infectieuses ; maladies tropicale » HIA Bégin.
- 180. PILLEUL, C. 1979** - Connaitre les Insectes en 10 leçons, Hachette, Paris :233p
- 181. POITRAS, E. et HOUDE, A. (2002)**. La PCR en temps réel : principes et applications. *Reviews in Biology and Biotechnology.* 2(2). P : 2-11.
- 182. POSTIC, D. et BARRANTON, G. (2000)**- Borrelia. In : *Précis de bactériologie clinique*, Paris ; Ed. ESKA, PP : 1521-1531.
- 183. RADOVSKY, F.J., TENORIO, J.M., TOMICH, P.O. et JACOBI, J.D. (1979)**- Acari on murine rodents along an altitudinal transect on Mauna Loa. Hawaii proceedings of the 4th International Congress of Acarology. Ed. by E. Piffi, PP : 327-333.
- 184. RANDIMBY, F., DUPLANTIER, J.M., RATO Von JATO, J., GOODMAN, S.M., RAMILOJAONA, O. et DUCHEMIN, J-B. (2001)**- Analyse de la spécificité parasitaire des tiques : interet de la situation de Madagascar et des échantillonnages approfondis. *Arch. Inst. Pasteur de Madagascar.* 67(1et 2) : 49-52.
- 185. RAOULT, D. (2005)**- Rickettsioses and ehrlichioses. In: *Principles and Practice in Infectious Diseases.* (Cordonné par: Mandell, G.L., Bennett, J.E. et Dolin, R.). Ed. Philadelphia, Elsevier, Churchill Livingstone, PP: 2284-2287.
- 186. RAOULT, D. ET BROUQUI, P. (1998)**- *Les rickettsioses, monographie de l'encyclopédie Médico chirurgicale.* Ed. Elsevier, PP : 11-105.
- 187. RAOULT, D. ET ROUX, V. (1997)**- Rickettsioses as paradigms of new or emerging infectious diseases. *Clin. Microbiol. Rev.* 10: 694-719.
- 188. RATO Von JATO, J., DUCHEMIN, J-B. et CHANTEAU, S. (2000)**- Méthode optimisée d'élevage de pulicidés (*Xenopsylla cheopis* et *Synopsyllus fonquerniei*). *Arch. Inst. Pasteur Madagascar*, 66 : (1et2) : 75-77.
- 189. REGNERY, R., TAPPERO, J. (1995)**- Unraveling Mysteries Associated with Cat-Scratch Disease, Bacillary Angiomatosis, and Related Syndromes. *Emerg. Infect. Dis.* 1 (1) : 16-21.

190. REIS, C., COTE, M., LE RHUN, D., LECUELLE, B., LEVIN, M.L., VAYSSIER-TAUSSAT, M. et BONNET, S.I. (2011)- Vector competence of the tick *Ixodes ricinus* for transmission of *Bartonella birtlesii*. *PLoS. Negl. Trop. Dis.* 5(5):e1186.
191. RIPERT, C. (2007)- *Epidémiologie des maladies parasitaires, Affections provoquées ou transmises par les arthropodes*. Tome 4. Lavoisier, Ed. Cachan, 581 p.
192. RODHAIN, F. et PEREZ, C. (1985)- *Précis d'entomologie médicale et vétérinaire*. Ed. Maloine, Paris,
193. ROTHSCHILD, M. (1975)- Recent advances in our knowledge of the order Siphonaptera. *Annu. Rev. Entomol.* 20: 241- 259.
194. ROUX, V. (1999)- Phylogenetic analysis and taxonomic relationships among the genus *Rickettsia*. In: *Rickettsiae and Rickettsial diseases at the turn of the third millennium*.(Cordonné par: Raoult, D., Brouqui, P.) Ed. Elsevier, Marseille, PP: 52-66.
195. ROZENDAAL, J.A. (1999)- *La lutte antivectorielle, Méthodes à usage individuel et communautaire*. Ed. Organisation Mondiale de la Santé, Genève, 278-286.
196. SARIH, M., SOCOLOVSKI, C., BOUDEBOUCH, N., HASSAR, M., RAOULT, D. et PAROLA, P. (2008)- Spotted Fever Group *Rickettsiae* in Ticks Morocco. *Emerging Infectious Diseases*, 14(7): 1067-1073.
197. SAUGET, B. (2005)- *Maladies bactériennes transmises par les tiques en Europe et leurs particularités*. Thèse de Doctorat Vétérinaire, Nantes, n° 2, 147P.
198. SCHWARTZMAN, W. (1996)- *Bartonella (Rochalimaea) infections : beyond cat scratch*. *Annu. Rev. Med.* 47: 355-364.
199. SEKEYOVÁ, Z., ROUX, V., XU, W., REHÁČEK, J. et RAOULT, D. (1998)- *Rickettsia slovacica sp. nov.*, a member of the spotted fever group rickettsiae. *Int. J. Syst. Bacteriol.* 48:1455–1462.
200. SIBILIA, J., JAULHAC, B. et LIMBACH, F.X. (2002)- Les manifestations rhumatologiques de la borréliose de Lyme. *Rév. Méd. Int.* 23:378-385.
201. SIGNOLI, M., CHEVE, D., ADALIAN, P., BOETSCH, G. et DUTOUR, O. (2007)- *Peste : entre Epidémies et Sociétés*. Firenze University Press, Ed. Marseille, 411p.
202. SILVERMAN, J. et RUST, M.K. (1983) - Some abiotic factors affecting the survival of the cat flea *Ctenocephalides felis* (Siphonaptera: Pulicidae). *Environmental Entomology*. 12: 490- 495.

- 203. SILVERMAN, J. et RUST, M.K. (1985)**- Extended longevity of the pre- emerged adult cat flea (Siphonaptera: Pulicidae) and factors stimulating emergence from the pupal cocoon. *Ann. Entomol. Soc. Am.* 78: 763- 771.
- 204. SINGLETON, G.R., HINDS, L.A., KREBS, C.J. et SPRATT, D.M. (2003)** - *Rats, mice and people: rodent biology and management*. Ed. Australian Centre Intern. Agri. Res. Canberra, 564 p.
- 205. SOCOLOVSKI, C., DOUDIER, B., PAGES, F. et PAROLA, P. (2008)**- Tiques et les maladies transmises à l'homme en Afrique. *Med. Trop.* 68: 113-119P.
- 206. SONENSHINE, D.E. (1991)**- *Biology of ticks*. Oxford Univ, Ed. Oxford New York, 447 pp.
- 207. SONENSHINE, D.E. et MATHER, T.N. (1994)**- *Ecological dynamics of tick-borne zoonoses*. New York, Oxford Univ. Press, 447 pp.
- 208. SOUTTOU, K., SEKOUR, M., GOUISSEM, K., HADJOU DJ, M., GUEZOUL, O., DOUMANDJI S. et DENYS, C. (2012)**- Paramètres écologiques des rongeurs recensés dans un Milieu semi aride à Djelfa (Algérie). *Algerian journal of arid environment*, 2(2) : 28-41.
- 209. SPARAGANO, O. (2002)**- Nouvelle approche dans la vaccination contre les maladies liées aux tiques : le vaccin contre les tiques en utilisant des antigènes internes. *Epidémiologie et Santé animale*, 42 : 95-98.
- 210. TENORIO, J.M. et GOFF, M.L. (1980)**- Ectoparasites of Hawaiian Rodents. Bishop Museum Special Publication. Allen Press , Lawrence .
- 211. TOLLENAERE, C. (2009)** - *Génétique et évolution du rat noir, Rattus rattus, réservoir de la peste à Madagascar*. Thèse de Doctorat, Ecole doctorale SIBAGHE, 142p.
- 212. TOMASZ, C., EDYTA, P., GRZEGORZ, K. et STANISLAWA T-W. (2009)**- *Rickettsia spp.* in ticks, Poland. *Emerging Infectious Diseases*, 15 (3) : 486-488.
- 213. TRAP, D. (1990)**- Aspects cliniques et épidémiologiques de la maladie de Lyme chez les bovins, *Bull. Soc. Vét. Prat. (Fr)*, 74 : 283-296.
- 214. TRAPE, J. F., GODELUCK, B., DIATTA, G., ROGIER, C., LEGROS, F., ALBERGEL, J., PEPIN, Y. et DUPLANTIER, J.-M. (1996)** – The spread of tick-borne borreliosis in west Africa and its relationship to sub-Saharan drought. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 54: 289-293.
- 215. TULLBERG, T. (1899)** – Ueber das System der Nagetiere : Eine phylogenetische studie. *Nova Acta Regiae societatis scientiarum*, 3(18) : 1-514.

- 216. VANDENBROUCKE, P. (2004)-** *La maladie de Lyme chez les bovins, enquête séro-épidémiologique dans l'Est de la France*. Thèse Méd. Vét. Alfort, 200P.
- 217. VILLIGRS, A. (1963)-** Zoologie II : Les Arthropodes, *Gallimard* - ed, Paris : 186p.
- 218. 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, 219p.
- 219. WALL, R. et SHEARER, D. (2001)-**Veterinary ectoparasites: biology, pathology and control. second edition blackwell science Ltd Osney mead Oxford Ox2 0EL 25 street, London,274P.
- 220. WATSON, J. (2008)-** New Building, Old Parasite: Mesostigmatid Mites—An Ever-Present Threat to Barrier Rodent Facilities. *ILAR Journal*, 49(3): 303-309.
- 221. WATTIEZ, C. et BEYS, B. (1999)-** Pas de pesticides à la maison : solutions sans danger pour le contrôle de bestioles indésirables. Catherine Wattiez, 70, av. des Tilleuls, 1640 Rhode-Saint-Genèse, 56 p.
- 222. WILSON, N. (1967).** Acarina : Mesostigmata Dermanyssidae, Laelapidae, Spinturnidae parasitic on vertebrates. *Insects of Micronisia*, 3: 133-148.
- 223. WILSON, D. E., et REEDER, D. M. (2005)–***Mammal Species of the World. A Taxonomic and Geographic Reference*, vols. 1 and 2. Baltimore, John Hopkins University Press, 2142 p.
- 224. ZENAZEN, A. et HAMMAMI, A. (2011)-** Les rickettsioses : aspects bactériologiques et particularités diagnostiques. *Revue Tunisienne d'infectiologie*, 5, (2) :68-71.

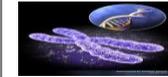


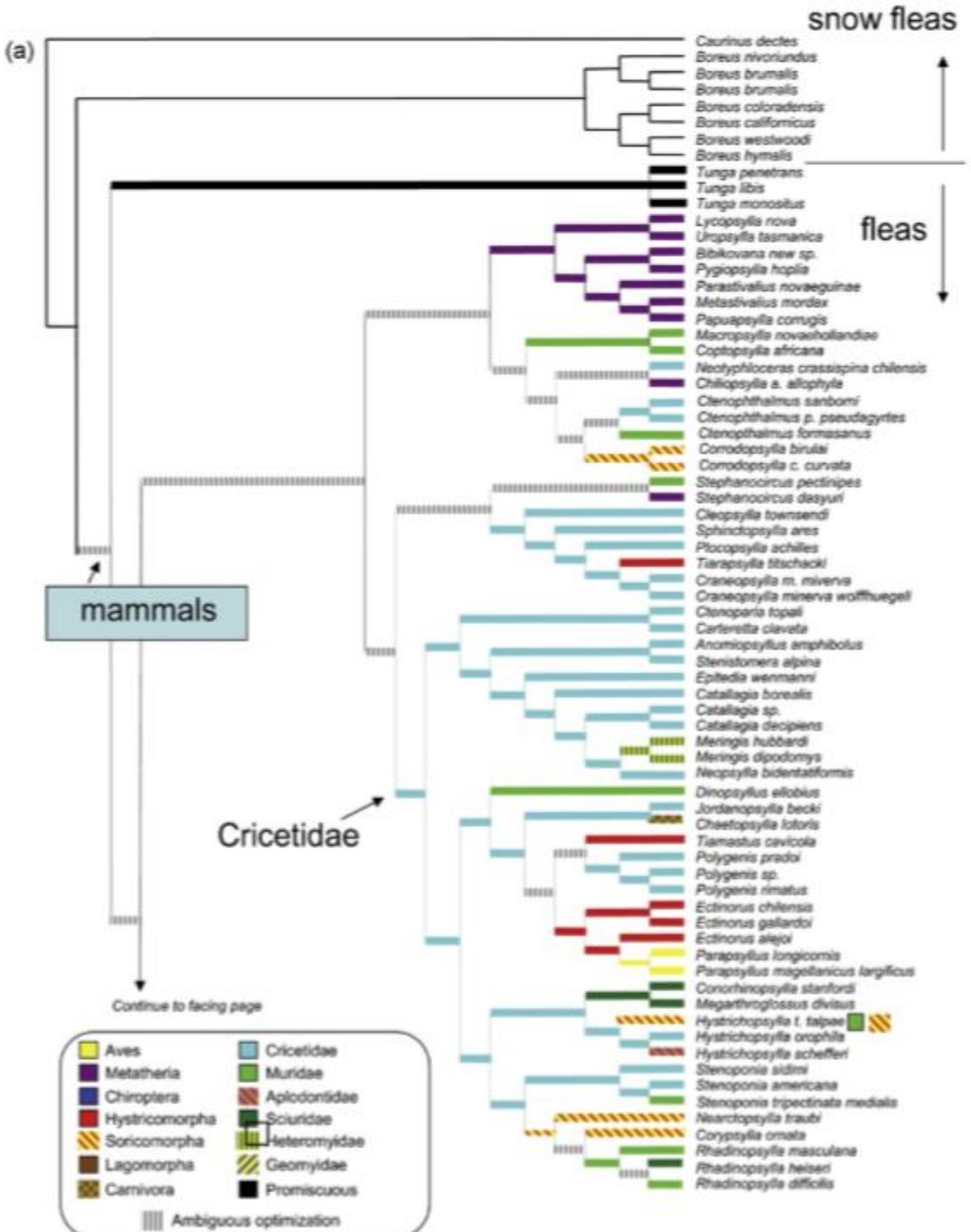
Tableau VIII : La répartition et fréquences d'apparition des rongeurs dans les dix wilayas étudiées.

| | Alger | Ain Timouchant | Batna | Boumerdes | Djelfa | Laghouat | Mascara | M'Sila | Tlemcen | Tizi- Ouzou | Total | % |
|-----------------------------|-----------|-------------------|----------|------------|-----------|----------|-----------|-----------|----------|----------------|------------|----------------|
| <i>Apodemus sylvaticus</i> | | | | 13 | | | | | | | 13 | 5,10% |
| <i>Crocidura russula</i> | | | | 24 | | | | | | | 24 | 9,41% |
| <i>Lemniscomys barbarus</i> | | | | 6 | | | | | | | 6 | 2,35% |
| <i>Meriones shawii</i> | | 1 | | | 35 | 6 | | 22 | | | 64 | 25,10% |
| <i>Mus musculus</i> | | | | 45 | | | | | | | 45 | 17,65% |
| <i>Mus spretus</i> | | | 1 | 13 | 4 | | | 9 | | | 27 | 10,59% |
| <i>Psammomys obesus</i> | | | 4 | | | | | 12 | | | 16 | 6,27% |
| <i>Rattus norvegicus</i> | 3 | | | | | | | | 5 | | 8 | 3,14% |
| <i>Rattus rattus</i> | 7 | 1 | 2 | 1 | 8 | | 12 | 11 | | 3 | 45 | 17,65% |
| <i>Gerbillus gerbillus</i> | | | | | 7 | | | | | | 7 | 2,75% |
| TOTAL | 10 | 2 | 7 | 102 | 54 | 6 | 12 | 54 | 5 | 3 | 255 | 100,00% |

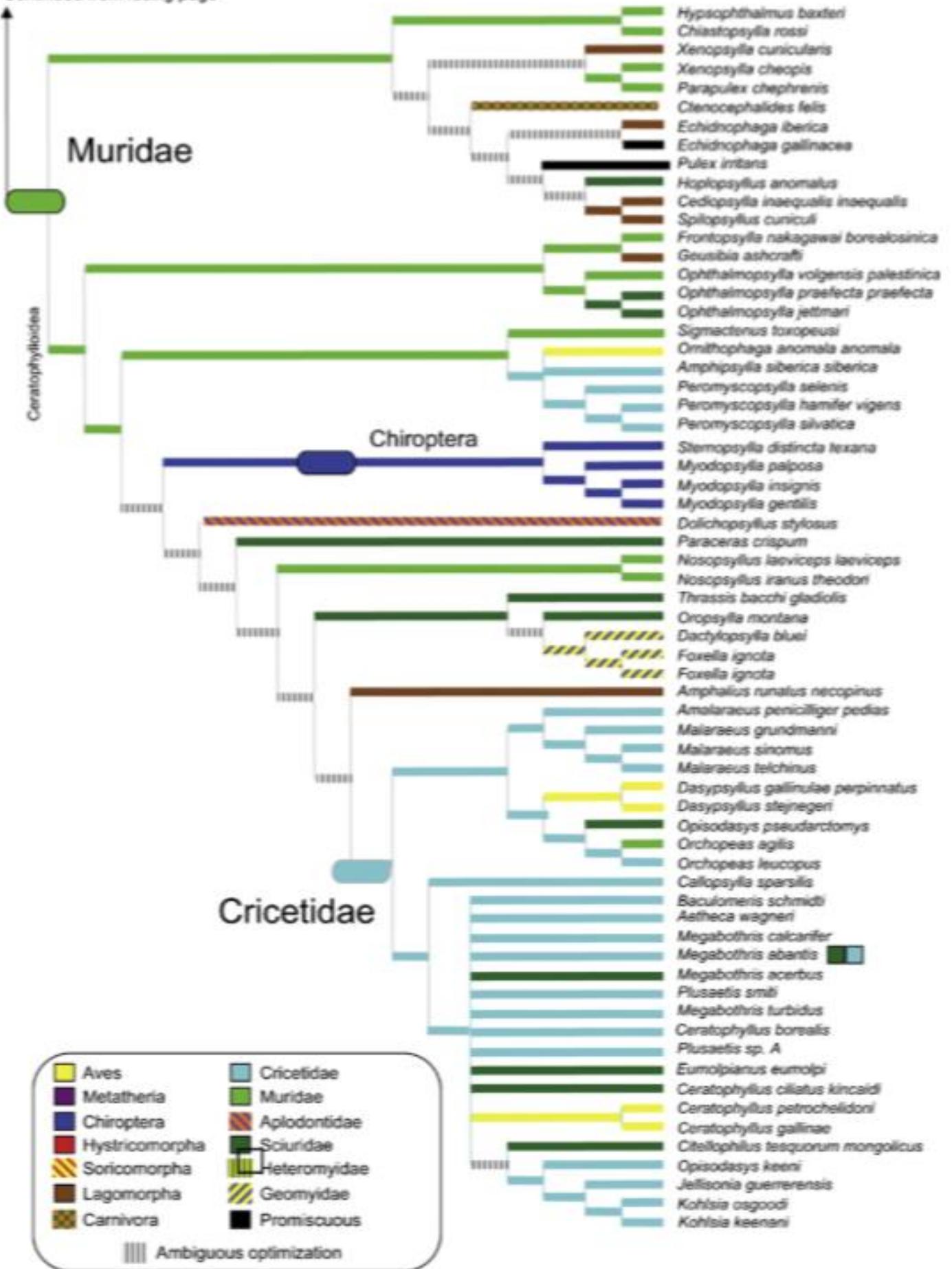
*Les grandes caractéristiques des espèces de rongeurs sont représentées dans l'annexe IV.

| | | | | | | | | | | | |
|-----|-----------------------------|---------|----------------------|------------|-----------|----------|----------|----------|----------|----------|----------|
| R70 | <i>Xenopsylla cheopis</i> | male | <i>M. shawi</i> | 26.05.2011 | Djelfa | Négative | Négative | Négative | Négative | Négative | Négative |
| R71 | <i>Nosopsylla fasciatus</i> | Femelle | <i>A. sylvaticus</i> | 02.04.2011 | Boumerdes | Négative | Négative | Négative | Négative | Négative | Négative |
| R72 | <i>Nosopsylla fasciatus</i> | Femelle | <i>A. sylvaticus</i> | 02.04.2011 | Boumerdes | Négative | Négative | Négative | Négative | Négative | Négative |
| R73 | <i>Nosopsylla fasciatus</i> | male | <i>A. sylvaticus</i> | 02.04.2011 | Boumerdes | Négative | Négative | Négative | Négative | Négative | Négative |
| R74 | <i>Nosopsylla fasciatus</i> | Femelle | <i>A. sylvaticus</i> | 02.04.2011 | Boumerdes | Négative | Négative | Négative | Négative | Négative | Négative |
| R75 | <i>Nosopsylla fasciatus</i> | male | <i>A. sylvaticus</i> | 26.05.2011 | Boumerdes | Négative | Négative | Négative | Négative | Négative | Négative |
| R76 | <i>Nosopsylla fasciatus</i> | Femelle | <i>G. gerbillus</i> | 26.05.2011 | Djelfa | Négative | Négative | Négative | Négative | Négative | Négative |
| R77 | <i>Nosopsylla fasciatus</i> | Femelle | <i>G. gerbillus</i> | 26.05.2011 | Djelfa | Négative | Négative | Négative | Négative | Négative | Négative |
| R78 | <i>Nosopsylla fasciatus</i> | Femelle | <i>G. gerbillus</i> | 26.05.2011 | Djelfa | Négative | Négative | Négative | Négative | Négative | Négative |
| R79 | <i>Nosopsylla fasciatus</i> | Femelle | <i>G. gerbillus</i> | 26.05.2011 | Djelfa | Négative | Négative | Négative | Négative | Négative | Négative |
| R80 | <i>Nosopsylla fasciatus</i> | Femelle | <i>G. gerbillus</i> | 26.05.2011 | Djelfa | Négative | Négative | Négative | Négative | Négative | Négative |
| R81 | <i>Nosopsylla fasciatus</i> | Femelle | <i>M. shawi</i> | 21.07.2010 | M'sila | Négative | Négative | Négative | Négative | Négative | Négative |
| R82 | <i>Nosopsylla fasciatus</i> | male | <i>M. shawi</i> | 21.07.2010 | M'sila | Négative | Négative | Négative | Négative | Négative | Négative |
| R83 | <i>Nosopsylla fasciatus</i> | male | <i>M. shawi</i> | 21.07.2010 | M'sila | Négative | Négative | Négative | Négative | Négative | Négative |
| R84 | <i>Nosopsylla fasciatus</i> | Femelle | <i>M. shawi</i> | 21.07.2010 | M'sila | Négative | Négative | Négative | Négative | Négative | Négative |
| R85 | <i>Nosopsylla fasciatus</i> | Femelle | <i>M. shawi</i> | 27.06.2010 | Laghout | Négative | Négative | Négative | Négative | Négative | Négative |
| R86 | <i>Nosopsylla fasciatus</i> | male | <i>M. shawi</i> | 27.06.2010 | Laghout | Négative | Négative | Négative | Négative | Négative | Négative |
| R87 | <i>Nosopsylla fasciatus</i> | male | <i>M. shawi</i> | 28.06.2010 | Laghout | Négative | Négative | Négative | Négative | Négative | Négative |
| R88 | <i>Nosopsylla fasciatus</i> | male | <i>M. shawi</i> | 27.06.2010 | Laghout | Négative | Négative | Négative | Négative | Négative | Négative |
| R89 | <i>Nosopsylla fasciatus</i> | Femelle | <i>M. shawi</i> | 28.06.2010 | Laghout | Négative | Négative | Négative | Négative | Négative | Négative |
| R90 | <i>Nosopsylla fasciatus</i> | Femelle | <i>M. shawi</i> | 27.06.2010 | Laghout | Négative | Négative | Négative | Négative | Négative | Négative |

Annexe I : Les relations phylogénétiques entre les puces basées sur quatre loci moléculaires (Bitam I et al., 2010a).



(b) Continued from facing page



Annexe III : Matériels non biologique utilisés.

✓ Appareillages :



Hotte à flux laminaire



Vortex



Bain à sec



Hotte Biocap



Minicentrifugeuse



Loupe binoculaire



Thermocycler



Microscope Photonique



Centrifugeuse



Micro-onde



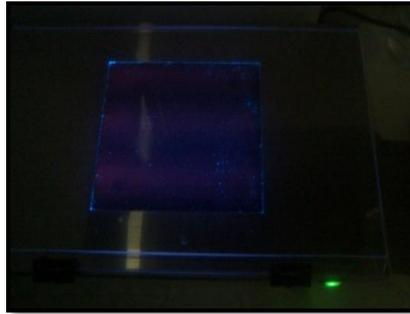
Générateur



Cuve à Electrophorèse



Balance



Trans-illuminateur



Smart Cycler

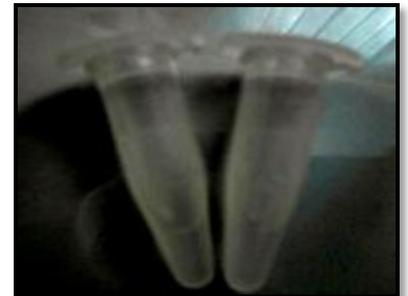
✓ Petit Matériel



Piège BTS



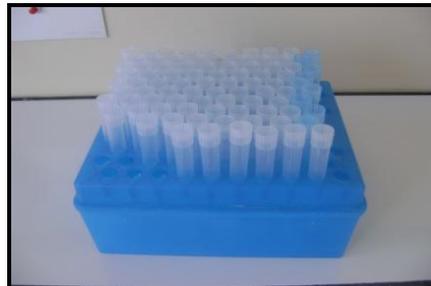
Piège Shermann



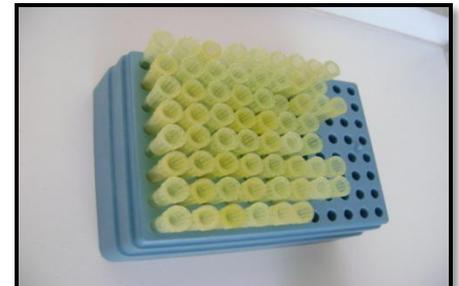
Tubes Eppendorf



Colonne à filtre



Embouts bleu



Embouts jaune



Tubes Smart Cycler



Micropipettes

✓ Réactifs



Kit Extraction d'ADN



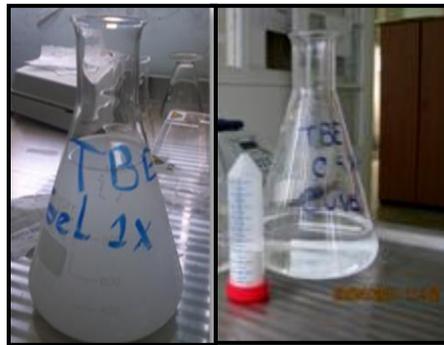
Kit pour PCR



Sonde fluorescente



Ethanol absolu



TBE 1X et 0,5X



Agarose

Annexe II :

Tableau II : La répartition géographique des *Bartonella* sp (Regnery R. et al., 1995; Kerkhoff F. T. et al., 1999; Angelakis E. et al., 2008; Maggi R.G. et al., 2009; Reis C. et al., 2011).

| Agent | Répartition | Réservoir | Pathologies humaines | Vecteur |
|--|----------------------------------|------------|---|---|
| <i>B. alsatica</i> | Europe | Lapin | Lymphadénite, Endocardite | Puces et tiques <i>Spilopsyllus cuniculi</i> |
| <i>B. bacilliformis</i> | Am Sud | Inconnu | Maladie de Carion | <i>Lutzomyia verrucatum</i> |
| <i>B. birtlesii</i> | Ubiquitaire | Rongeurs | ? | Tiques (<i>Ixodes ricinus</i>) |
| <i>B. capreoli</i> | Europe | Chevreuril | ? | Tiques ? |
| <i>B. clarridgeiae</i> | Am Nord, Europe | Chat | MGC ? | Puce |
| <i>B. elizabethae</i> | Europe | Canidés | Endocardite | Tiques ? <i>Ixodes ricinus</i> ? |
| <i>B. grahamii</i> | Europe | Rongeurs | Uvéite, neurorétinite | Tiques ? <i>Ixodes ricinus</i> ? |
| <i>B. henselae</i> | Ubiquitaire | Chat | MGC, Angiomatose, Endocardite, Uvéite, Neurorétinite Pélioïse hépatique Septicémie | <i>Ctenocephalides felis</i> Tiques <i>Ixodes ricinus</i> (?) |
| <i>B. koehlerae</i> | États-Unis, France, Israel | Chat | Endocardite | ? |
| " <i>Candidatus</i> <i>B. melophagi</i> " | États-Unis | Mouton | Syndrome grippal ? Péricardite ? | <i>Melophagus ovinus</i> |
| <i>B. quintana</i> | Ubiquitaire | Homme | Fièvre des | <i>Pediculus humanus</i> |

| | | | | |
|--|----------------------|------------------------------------|--|---|
| | | | tranchées, Angiomatose, Endocardite | <i>corporis</i> |
| <i>B. rochalimae</i> | Pérou | Renard | Oroya-like | Insecte |
| <i>B. schoenbuchensis</i> | Europe | Chevreuil | ? | Tiques ? |
| <i>B. tamiae</i> | Thaïlande | Rongeurs? | Syndrome grippal | Rongeurs, ectoparasites? |
| <i>B. tribocorum</i> | France | Rat | Oui | Rongeurs, ectoparasites? |
| <i>B. vinsonii</i> sub sp <i>arupiensis</i> | Europe, Thaïlande | Rongeurs | Endocardite | Cervidés (<i>Ixodes</i> spp) |
| <i>B. vinsonii</i> sub sp <i>berkhoffii</i> | Eu , Am Nord | Canidés | Endocardite, arthrite, méningite, angiomatose | Tiques ? (<i>Rhipicephalus sanguineus</i> ?) |
| <i>B. vinsonii</i> sub sp <i>vinsonii</i> | | Campagnols | Oui | |
| <i>B. washoensis</i> | Etats-Unis | Écureuil terrestre, Rongeurs | Méningite, Endocardite, Myocardite? | Puce (<i>Oropsylla montana</i>) |
| " <i>Candidatus</i> <i>B. volans</i> " | Etats-Unis | Rongeurs | ? | ? |

Annexe V : Principales caractéristiques des différentes espèces de rongeurs étudiées.

- ***Rattus norvegicus* (Berkenhout, 1769)** : Il est appelé rat brun, surmulot ou rat surmulot, rat d'égout, rat de Norvège ou encore rat gris est une espèce de rats. C'est un rongeur trapu de la famille des Muridae. Il a un corps long d'environ 25 cm et une queue d'à peu près la même taille. Adulte, il pèse environ 350 g. Il est donc plus grand et plus lourd que son proche parent le rat noir (*Rattus rattus*). Originaire du Japon, du nord de la Chine et de l'est de la Russie, il s'est répandu à travers l'Europe et à travers le monde dès le XVIII^e siècle et peut-être même antérieurement. De ce fait, le rat brun n'a pas contribué à la diffusion de la peste noire en Europe, contrairement au rat noir et aurait même été l'une des raisons du reflux de cette maladie. Le surmulot est aujourd'hui présent sur tous les continents, excepté l'Antarctique. Il vit généralement là où vivent les hommes et plus particulièrement dans les espaces urbains. C'est un animal nocturne, omnivore à tendance opportuniste, qui se nourrit notamment des déchets rejetés dans les égouts, d'où le nom de « rat d'égout ». Grégaire, le rat brun vit la plupart du temps en groupe très hiérarchisé.

- ***Psammomys obesus* (Cretzschmar, 1828)** : C'est un petit rongeur de la famille des Muridés. En français cette gerbille est appelée rat des sables diurne, gros rat du sable ou *Psammomys obèse*. Vivant dans les régions semi-désertiques du nord de l'Afrique, cette espèce présente des particularités physiologiques de sécrétion d'insuline qui en fait un matériel d'étude privilégié pour le diabète. C'est aussi le réservoir de *Leishmania major*, parasite causant la leishmaniose cutanée des régions steppiques appelée aussi "clou de Biskra". Il est véhiculé par *Phlebotomus papatasi*, phlébotome découvert dans la région de Biskra en Algérie.

- ***Apodemus sylvaticus* (Linnaeus, 1758)** : C'est une espèce de rongeurs de la famille des Muridae. Il a de nombreux noms vernaculaires en français : Mulot sylvestre, Souris de terre, Souris des bois, Rat-mulot, Rat sauteur, Rat sauteur d'Islande, Mulot ordinaire, Mulot gris ou encore Souris sylvestre comme son homologue américain. Ce mulot est un peu plus grand que la Souris domestique (*Mus musculus*). L'espèce se caractérise par un corps allongé et une longue queue. Le pelage brun grisâtre sur le dos peut tirer vers le jaunâtre. Une petite tache ocre entre les pattes antérieures tranche sur le reste du ventre blanc grisâtre. Le corps mesure entre 7 et 15 cm auquel il faut rajouter une queue de près de 10 cm. le poids varie de 18 à 35 g. De même que chez certains rongeurs, la peau de la queue a la propriété de se rompre facilement pour permettre à l'animal de s'enfuir s'il est saisi par un prédateur. C'est ce

qu'on appelle l'autotomie. La queue est d'ailleurs plus courte chez plus de 50 % des spécimens de cette espèce dans la nature. Cette espèce fréquente les lisières et les bois de feuillus, les haies et aussi les parcs et les jardins. Il est aussi visible dans les habitations (grenier, garage etc.). Le mulot sylvestre est plutôt solitaire et nocturne ou crépusculaire. Il est actif toute l'année et creuse des galeries parfois profondes. Ce sont d'habiles grimpeurs qui se déplacent aussi par bonds. On l'appelle aussi souris sauteuse. Il consomme des plantes, graines, baies, champignons mais aussi des insectes, des vers et des escargots. Il fait des provisions.

- ***Crocidura russula* (Hermann, 1780)** : Elle est aussi appelée Crocidure aranivore musette, Crocidure aranivore des sables, Leucode aranivore, Crocidure musette ou Musette des sables. C'est un animal allongé à la tête fine au museau pointu. Les dents sont blanches. Le pelage est roussâtre sur le dos, plus pâle sous le ventre. La queue présente de longs poils blanchâtres. Le poids varie de 6 à 14 grammes. C'est une espèce principalement nocturne, active toute l'année, des endroits broussailleux et secs. Il a un régime alimentaire à base d'insectes, d'araignées, de gastéropodes, de vers ou de petits vertébrés. Elle consomme aussi quelques fruits.

- ***Lemniscomys barbarus* (Linnaeus, 1766)** : Le rat rayé, rat rayé de barbarie ou souris rayée africaine, autrefois très présent jusqu'à la périphérie des grandes villes, est encore assez fréquent dans les campagnes marocaines et algériennes. Il ne semble pas y être considéré comme nuisible, peut-être à cause de sa crainte du Rat noir (*rattus rattus*), et évite donc de s'approcher de l'Homme. Curieusement, il fréquente souvent les lits de pierres situés sous les supports de voies ferrées. Si certains zoologues le cataloguent comme animal nocturne, il était aisé d'en surprendre des colonies entières en plein jour dans les années 1970 dans les faubourgs de Casablanca .

- ***Meriones (Pallasiomys) ou Meriones shawi*(Duvernoy, 1842)** : En français la Mérione de Shaw ou Gerbille de Shaw, c'est un rongeur du genre *Meriones*. Il vit dans le sud du Maroc, de l'Algérie, de la Libye et de l'Égypte. L'espèce a occasionnellement des périodes de pullulation que les services agricoles locaux s'efforcent difficilement de limiter.

- ***Mus musculus* (Linnaeus, 1758)** : La Souris grise est une espèce parmi les petits rongeurs de la famille des muridés. En français elle est appelée aussi Souris domestique³, Souris commune. On désigne aussi plus simplement cette espèce très répandue par le nom vernaculaire générique, souris. C'est un animal nocturne, généralement assez craintif, qui vit souvent à proximité ou dans les habitations humaines, d'où son appellation « domestique ». La

souris blanche est une race de souris domestiquée largement utilisée en laboratoire. Une fois apprivoisé c'est un animal qui est apprécié également comme animal de compagnie.

- ***Mus (Mus) spretus*, (Lataste, 1883)** : La Souris d'Afrique du Nord, Souris sauvage ou souris à queue courte est une espèce de petit rongeur de la famille des Muridae. C'est une espèce plus petite que la souris domestique, à la queue plus courte et au pelage brun-jaunâtre sur le dos et gris-blanc sous le ventre. Elle est inféodée aux milieux secs des garrigues méditerranéennes. Elle se rencontre en Afrique du Nord (Maroc, Algérie, Tunisie & Libye), en Espagne, Portugal et dans le sud de la France jusqu'au Var à l'est.

- ***Rattus rattus* (Linnaeus, 1758)** : Le rat noir, appelé aussi rat des greniers ou rat des champs, est un rongeur commun à longue queue du genre *Rattus*, de la sous-famille des Murinae. L'espèce est originaire d'Asie tropicale. Elle aurait colonisé le Proche-Orient à l'époque romaine avant d'atteindre l'Europe au VIII^e siècle et de diffuser ensuite dans le monde entier en accompagnant les Européens dans leurs voyages. Aujourd'hui le rat noir ne se maintient en abondance que dans les régions les plus chaudes, car ayant été supplanté par le rat brun (*Rattus norvegicus*) dans les régions les plus fraîches, notamment en Europe au cours du XVIII^e siècle.

- ***Gerbillus gerbillus* (Olivier, 1801)** : C'est une espèce qui fait partie des rongeurs. C'est une gerbille de la famille des Muridés. En français elle est appelée de divers noms vernaculaires : Petite gerbille du sable, Petite gerbille d'Égypte, Petite gerbille du Sahara ou encore, plus simplement, Petite gerbille. L'espèce fréquente les régions désertes et semi-désertiques du nord de l'Afrique. Ne pas confondre cette espèce avec la Petite gerbille à queue courte.

