

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE

المدرسة الوطنية العليا للفلاحة - الحراش - الجزائر

ECOLE NATIONALE SUPERIEURE AGRONOMIQUE – EL HARRACH - ALGER

Thèse

En vue de l'obtention du diplôme de Doctorat en sciences agronomiques
Département : Zoologie agricole et forestière

Thème

Surveillance Ornithologique et mammalogique
des agents infectieux en Algérie

Présenté par **M^{me} BAZIZ-NEFFAH Fadhila**

Soutenu le **26 /11/ 2014**

Devant le jury :

Présidente :	M ^{me} . DOUMANDJI – MITICHE Bahia	Professeur (E.N.S.A) El Harrach
Directeur de thèse:	M. DOUMANDJI Salaheddine	Professeur (E.N.S.A) El Harrach
Co-directeur de thèse :	M. BITAM Idir	M.C. A .Univ. (Boumerdès)
Examineurs :	M ^{me} . DAOUDI-HACINI Samia	Professeur (E.N.S.A) El Harrach
	M ^{elle} . MILLA Amel	M.C. A. (E.N.S.V) B. EZZOUAR
	M. SOUTTOU Karim	M.C. A .Univ. (Djelfa)

Remerciements

Au terme de cette étude, j'exprime ma profonde gratitude à mon Directeur de Thèse Monsieur DOUMANDJI Salaheddine Professeur au département de Zoologie agricole et forestière pour ses orientations, ses précieux conseils, ses encouragements, sa compréhension et pour le temps qu'il a consacré pour la réalisation de ce travail.

Je tiens à remercier mon co directeur de thèse Maître de conférences à l'université M'hamed Bougara de Boumerdès Monsieur BITAM Idir pour la confiance qu'il m'a accordée en me proposant ce travail, Je ne sais comment exprimer ma reconnaissance et mon respect.

J'aimerais que cette thèse puisse constituer un remerciement suffisant à l'appui si solide, si bénéfique et sans cesse renouvelé dont ils ont tous deux fait preuve.

Ma reconnaissance et mes remerciements s'adressent également à Madame DOUMANDJI-MITICHE Bahia Professeur au département de Zoologie agricole et forestière, qui a bien voulu présider mon jury et pour ses encouragements.

Mes sincères remerciements s'adressent également à Madame DAOUDI-HACINI Samia Professeur au département de Zoologie agricole et forestière pour son soutien et sa présence, à Monsieur SOU'TTOU Karim Maître de conférence A l'université de Djelfa et à Melle Milla Amel Maître de conférence à l'ENSV à Bab Ezzouar pour m'avoir fait l'honneur d'examiner ce travail.

Je tiens à remercier aussi M. SOU'TTOU Karim (M.C.A.) de m'avoir donné les échantillons sur les rongeurs de la région de Djelfa et pour l'exploitation statistique des résultats, ainsi que l'ensemble des responsables et travailleurs de CCR pour m'avoir facilité l'accès.

Mes vifs remerciements vont également à M. KERNIF Taher de l'institut Pasteur pour son aide et pour ses encouragements ainsi que Amina Boutellis pour les analyses moléculaires à Marseille.

Il m'est particulièrement agréable d'exprimer toute ma gratitude à Mademoiselle Beneldjouzi Assiade l'institut pasteur pour le sérieux travail en groupe des analyses moléculaire des échantillons.

Mes sincères remerciements à Mr HARRAT chef de service écoépidémiologie parasitaire à l'institut pasteur de Dely Ibrahim pour m'avoir accueillie et permis la réalisation des analyses de biologie moléculaire au sein de son laboratoire.

Je n'oublierai pas Mmes SAADA N. et BENZARA F. pour leur disponibilité au niveau de la bibliothèque du département de Zoologie agricole et forestière.

Que MAHDI K., GUERZOU A., DERDOUKHEWafa , BEROUANE F., Khellol f., SALMI R., BENSAAADA F., SAIFI M., BOUAZIZ DJ. et Sofia trouvent ici l'expression de ma sincère gratitude.

Un grand merci pour tous ceux du département de zoologie agricole et forestière enseignants, étudiants et qui de près ou de loin ont participé à ce travail pour leur aide et leurs encouragements.

Liste des abréviations

ADN : Acide désoxyribonucléique

ONM : Office national de météorologie

PCR : [Réaction en chaîne par polymérase](#) (de l'anglais polymerase chain reaction),

Liste des tableaux

Tableau 1 – Températures mensuelles moyennes du Sahel algérois en 2012 et 2013.....	17
Tableau 2 - Températures moyennes mensuelles, maxima et minima de la région de Djelfa des années allant de 2007 à 2010.....	18
Tableau 3 - Précipitations mensuelles du Sahel algérois durant les années 2012 et 2013.....	19
Tableau 4 – Précipitations mensuelles exprimées en mm obtenues de 2007 à 2010 à Djelfa.....	19
Tableau 5 -Produits du mix.....	103
Tableau 6 - Volumes des produits du mix en utilisant le master mix.....	103
Tableau 7 - Gènes et amorces utilisées en PCR standard.....	104
Tableau 8 - Distribution des ectoparasites par espèce d’oiseau dans le Sahel algérois.....	56
Tableau 9 - Prévalence d’infestation des oiseaux et de leurs nids par les ectoparasites.....	57
Tableau 10 - Abondances et intensités des ectoparasites trouvés sur les oiseaux.....	59
Tableau 11 - Prévalence, abondance et intensité de <i>Carioscapensis</i> dans les nids de <i>Larus michahellis</i> dans l’île Aguéli.....	60
Tableau 12 - Distribution des ectoparasites et estimation de l’indice de risque par espèce d’oiseau.....	61
Tableau 13 – Nombres et abondances relatives des catégories d’ectoparasites récoltés sur des oiseaux et dans leurs nids.....	62
Tableau 14 - Abondances relatives des espèces d’ectoparasites collectés sur les rongeurs...	63
Tableau 15 – Recherche de différence significative par une ANOVA entre les nombres d’individus des espèces d’ectoparasites notés sur <i>Merionesshawii</i> et <i>Gerbilluscampestris</i> ..	64
Tableau 16 - Prévalences d’infestation sur les rongeurs durant la période 2007-2008.....	65
Tableau 17 - Intensités et abondances des ectoparasites notés sur les rongeurs au cours de la période 2007-2008.....	66
Tableau 18 - Abondances relatives des espèces d’ectoparasites collectés sur les rongeurs...	66
Tableau 19 – Recherche d’une différence significative entre les effectifs des espèces d’ectoparasites trouvées sur les corps de <i>Merionesshawii</i> et de <i>Gerbilluscampestris</i>	68
Tableau 20 - Répartition des ectoparasites collectés sur les rongeurs en fonction des mois de la période 2007-2008.....	68
Tableau 21 – Recherche d’une différence significative entre les effectifs des espèces	69
Tableau 22 – Comparaison entre les ectoparasites comptés mensuellement sur la Mérieone de Shaw par le test de Fisher (LSD).....	69
Tableau 23 – Regroupement des mois en fonction des nombres d’individus des ectoparasites sur la Mérieone de Shaw	70
Tableau 24 – Détail de l’analyse de la variance par rapport aux nombres d’individus des espèces d’ectoparasites trouvées par mois sur le corps de <i>Gerbilluscampestris</i>	70
Tableau 25 - Répartition des ectoparasites collectés sur les rongeurs en fonction des mois de la période 2009-2010.....	71
Tableau 26 – Détail de l’analyse de la variance par rapport aux nombres d’individus des espèces d’ectoparasites trouvées mois par mois sur le corps de <i>Merionesshawii</i>	71
Tableau 27 – Détail de l’anova en fonction des effectifs des espèces d’ectoparasites comptées mois par mois sur le corps de <i>Gerbillusgerbillus</i>	72
Tableau 28 – Liste détaillée des échantillons destinés à l’extraction d’ADN.....	105
Tableau 29 – Agents pathogènes détectés dans les puces de rongeurs en 2009-2010.....	73

Liste des figures

Figure 1 – Liste des oiseaux hôtes.....	9
Figure 2 – Liste des rongeurs hôtes.....	12
Figure 3 - Situation géographique du Sahel algérois.....	15
Figure 4 – Situation géographiques de la région de Djelfa.....	15
Figure 5 - Diagrammes ombrothermiques de Bagnouls et Gausсен de la région du Sahel algérois durant l'année 2012.....	22
Figure 6 - Diagrammes ombrothermiques de Bagnouls et Gausсен de la région du Sahel algérois durant l'année 2013.....	22
Figure 7 -Diagrammes ombrothermiques de Gausсен de la région de Djelfa durant l'année 2007.....	24
Figure 8 -Diagrammes ombrothermiques de Gausсен de la région de Djelfa durant l'année 2008.....	24
Figure 9 -Diagrammes ombrothermiques de Gausсен de la région de Djelfa durant l'année 2009.	25
Figure 10 -Diagrammes ombrothermiques de Gausсен de la région de Djelfa durant l'année 2010.....	25
Figure 11a - Climagramme d'Emberger de la région du Sahel algérois.....	27
Figure 11b - Climagramme d'Emberger de la région de Djelfa.....	28
Figure 12 - Station de l'école nationale supérieure agronomique (ENSA).....	36
Figure 13 -Station du marais de Réghaïa.....	36
Figure 14 -Station de l'îlot Aguéli.....	38
Figure 15 -Station de Taâdmit.....	38
Figure 16 - Collecte des nids d'oiseaux.....	40
Figure 17 - Capture des rongeurs.....	41
Figure 18 - Identification des tiques.....	43
Figure 19 - Identification des puces.	43
Figure 20 - Identification des poux.....	43
Figure 21 - Identification des acarina.....	45
Figure 22 - Extraction d'ADN.....	47
Figure 23 -Protocole d'électrophorèse sur gel d'agarose 1,5%.....	50
Figure 24 - Protocole expérimentale de la PCR à temps réel.....	52
Figure 25 – Les espèces d'ectoparasites d'oiseaux dans le Sahel algérois.....	58
Figure 26 - Abondance relative des catégories d'ectoparasites recueillis sur des oiseaux.	63
Figure 27 - Abondances relatives des espèces d'ectoparasites collectées sur les rongeurs pendant la période 2007-2008.....	64
Figure 28 -Abondances relatives des espèces d'ectoparasites collectés sur les rongeurs en 2009–2010.....	67
Figure 29 – Les espèces d'ectoparasites collectés sur les rongeurs.....	67

Sommaire

Remerciements	
Liste des abréviations	
Liste des tableaux	
Liste des figures	
Introduction	2
Chapitre I - Brèves données bibliographiques sur les modèles biologiques	6
1.1. - Données bibliographiques sur les Oiseaux et sur leurs ectoparasites	6
1.2. - Données bibliographiques sur les rongeurs hôtes	10
1.2.1. - Données bibliographique sur les rongeurs-hôtes et sur leurs ectoparasites	10
1.2.2. - Données bibliographiques sur les agents infectieux transmis par les	
rongeurs	11
Chapitre II – Présentation des régions du Sahel algérois et de Djelfa	14
2.1. – Situation géographique des régions du Sahel algérois et Djelfa	14
2.1.1. – Caractères géographiques du Sahel algérois	14
2.1.2. - Particularités géographiques de la région de Djelfa	14
2.2. – Facteurs édaphiques des régions d'étude	14
2.2.1. – Facteurs édaphiques du Sahel algérois	16
2.2.2 – Facteurs édaphiques de la région de Djelfa	16
2.3. – Facteurs climatiques des régions d'étude	16
2.3.1. – Température	16
2.3.1.1. – Températures du Sahel algérois.....	16
2.3.1.2. – Températures de la région de Djelfa.....	17
2.3.2. – Pluviométrie	18
2.3.2.1. – Pluviométrie de la région du Sahel algérois.....	19
2.3.2.2. – Pluviométrie de la région de Djelfa	19
2.3.3. – Vents	20
2.3.4. – Synthèse des données climatiques	20
2.3.4.1. – Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gausсен.....	21
2.3.4.1.1. - Diagrammes ombrothermiques de Bagnouls et Gausсен de la	
région du Sahel algérois durant les années 2012 et 2013.....	21
2.3.4.1.2. - Diagrammes ombrothermiques de Bagnouls et Gausсен de la	
région de Djelfa durant les années allant de 2007 à 2010.....	22
2.3.4.2. – Climagramme d'Emberger.....	23
2.4. – Données bibliographiques sur la végétation des régions d'étude	26
2.4.1. – Aspects bibliographiques sur la flore de la région du Sahel algérois	29
2.4.2. – Données bibliographiques sur la végétation de la région de Djelfa	29
2.5. – Aspects bibliographiques sur la faune des régions d'étude	30
2.5.1. – Données bibliographiques sur la faune du Sahel algérois	30
2.5.2. – Données bibliographiques sur la faune de la région de Djelfa	31
Chapitre III - Matériel et méthodes	35
3.1. - Choix des stations d'étude	35
3.1.1. – Station de l'école nationale supérieure agronomique (ENSA)	35
3.1.2. – Station du marais de Réghaïa	35
3.1.3. - Station de l'îlot Aguéli	37
3.1.4. - Station de Taâdmit	37
3.2. – Collecte des nids d'oiseaux	39
3.3. – Capture des rongeurs	39
3.4. - Conservation et comptage des ectoparasites	39
3.5. - Identification morphologique des ectoparasites	39

3.5.1. –Identification des tiques	42
3.5.2 –Identification des puces.....	42
3.5. 3. –Identification des poux.....	42
3.5.4. –Identification des mites.....	44
3.6. -Identification moléculaire des ectoparasites.....	44
3.6.1. -Extraction d'ADN.....	45
3.6.2. -PCR (Réaction de Polymérisation en Chaîne).....	46
3.6.2.1. - PCR standard ou classique	46
3.6.2.1.1 - Préparation du mix	46
3.6.2.1.2. - Programmation du thermocycleur.....	48
3.6.2.1.3.- Lecture des résultats de PCRs sur gel d'Agarose 1,5%	48
3.6.2.2. - RT-PCR (Real time PCR ou PCR à temps réel).....	49
3.7. – Exploitation des résultats par des indices parasite, par l'indice de risque et par des méthodes statistique.....	53
3.7.1.- Exploitation des résultats par des indices parasites	53
3.7.2. - Exploitation des résultats par des indices parasites : indice de risque.....	54
3.7.3. - Exploitation des résultats par l'analyse de la variance	54
Chapitre IV- Résultats sur l'inventaire des ectoparasites collectés dans des nids d'oiseaux et sur des rongeurs.....	56
4.1. - Inventaire des ectoparasites trouvés dans les nids d'oiseaux.....	56
4.1.1. - Distribution des espèces d'ectoparasites par espèce d'oiseau.....	56
4.1.2. – Prévalence d'infestation au niveau des oiseaux et de leurs nids.....	57
4.1.3. – Abondances et intensités des ectoparasites trouvés sur les oiseaux.....	59
4.1.4. – Prévalence, intensité et abondance d'une espèce de Tique molle trouvée dans les nids du Goéland leucopnée en 2012 et en 2013.....	60
4.1.5. – Indice de risque par rapport aux espèces d'oiseaux.....	61
4.1.6.- Abondance relative des catégories d'ectoparasites recueillis sur des oiseaux	62
4.2. - Inventaire des ectoparasites trouvés sur les rongeurs.....	62
4.2.1. –Abondances relatives des espèces d'ectoparasites collectées sur les rongeurs pendant la période 2007-2008.....	63
4.2.2. – Prévalences d'infestation sur les rongeurs pendant la période 2007-2008	65
4.2.3. – Intensités et abondances des ectoparasites notés sur les rongeurs en 2007–2008.....	65
4.2.4. – Abondances relatives des espèces d'ectoparasites collectés sur les rongeurs en 2009–2010.....	66
4.2.5. – Répartition des ectoparasites en fonction des mois de l'periode 2007-2008	68
4.2.6. - Répartition des ectoparasites en fonction des mois de la période 2009- 2010	71
4.3. – Agents pathogènes trouvés dans les ectoparasites des Rongeurs pendant la période 2009–2010.....	72
Chapitre V - Discussion sur l'inventaire des ectoparasites trouvés sur les oiseaux et les rongeurs et sur les bactéries potentiellement transmissibles	75
5.1. - Inventaire des ectoparasites recensés dans les nids et sur les oiseaux eux-mêmes.....	75
5.1.1. - Ectoparasites recensés dans les nids d'oiseaux.....	75
5.1.2. - Prévalence, intensité et abondance des Tiques molles trouvées dans les nids du Goéland leucopnée en 2012 et 2013.....	76
5.1.3. - Ectoparasites recueillis sur les oiseaux mêmes.....	76
5.1.4 - Abondances relatives des catégories d'ectoparasites récoltés sur des oiseaux	77

5.1.5.- Agents pathogènes détectés chez les oiseaux	77
5.2. - Inventaire des ectoparasites recensés chez les rongeurs	78
5.2.1.- Abondances relatives des ectoparasites trouvés sur les rongeurs.....	78
5.2.2.- Répartition des ectoparasites des rongeurs en fonction des mois.....	80
5.3. – Bactéries, agents pathogènes trouvés dans les ectoparasites des Rongeurs durant la période 200–2010.....	80
Conclusion et perspectives.....	84
Références bibliographiques.....	88
Annexe.....	103

Introduction

Introduction

L'écologie de la faune sauvage est largement négligée en Algérie. Aujourd'hui, l'écologie parasitaire est une discipline en plein développement. Les écologistes sont de plus en plus conscients des multiples façons dont les parasites peuvent avoir un impact significatif dans les processus de régulation des populations hôtes, et de leur impact sur l'équilibre et le fonctionnement des écosystèmes (BARROCA, 2005). Les ectoparasites des animaux sauvages sont des vecteurs d'importantes zoonoses (COLEBROOK et WALL 2004) comme les borrélioses, les rickettsioses, les bartonnelloses, la peste et les leishmanioses (RUCH *et al.*, 1980; TRILAR *et al.*, 1997). Les oiseaux sont des réservoirs d'arbovirus comme le virus west nile (JATON et GREUB 2005; AMRAOUI *et al.*, 2012), la grippe aviaire (MANGOLD *et al.*, 1998; LANE *et al.*, 2006), les encéphalomyélites équine de l'Est et de l'Ouest, l'encéphalite de Saint Louis (ROUAG-ZIANE et CHABI, 2008) et des pneumonies communautaires (JAMESON *et al.*, 2012). Certaines espèces de rongeurs sont responsables d'importantes pertes de vies humaines car elles jouent le rôle de réservoirs d'agents causaux des perturbations pathologiques chez l'Homme. La transmission des maladies s'effectue de plusieurs façons, soit directement par contact ou par morsure, soit indirectement par l'intermédiaire de piqûres dues à leurs parasites externes ou par leurs excréments qui souillent les aliments (AMEUR, 2000). Le choix de l'étude sur les ectoparasites des rongeurs s'est fait à cause de l'important rôle joué par les nombreuses espèces ectoparasites en tant qu'agents vecteurs d'agents causaux de pathologies humaines. Ces maladies sont de plus en plus décrites en régions tempérées et dans les environnements urbains (PEREZ *et al.*, 1996), probablement à cause des changements climatiques et de l'apparition de nouveaux vecteurs. De plus, depuis le début du XX^{ème} siècle, la relation évidente entre les mammifères et les ectoparasites a suscité de nombreux travaux. Une réflexion sur l'adaptation du parasite à son hôte, est largement menée par SMIT (1972) et TRAUB (1980). Certaines zoonoses sont aujourd'hui qualifiées d'émergentes, ou plutôt de réémergentes (LEVY et MAGNARELLI, 1992; PEREZ *et al.*, 1996), comme *Bartonella* sp., agent de bartonellose (BREITSCHWERDT et KORDICK, 2000).

L'urbanisation galopante et l'augmentation de la population humaine en Algérie favorisent les contacts homme / oiseaux; la destruction des milieux peut également amener les oiseaux à nicher dans les villes, jardins et autres. La région d'Alger et régions avoisinantes sont des lieux d'échanges importants et en plein développement avec les voyageurs et le commerce international au niveau du port et de l'aéroport peuvent permettre l'arrivée de

nouveaux vecteurs comme la présence d'*Aedes albopictus* (HUTCHESON *et al.*, 2005); cet insecte peut transmettre le chikungunya et la dengue (FARAJI *et al.*, 2014). De plus certains oiseaux sont migrateurs et peuvent amener de nouveaux vecteurs et de pathogènes d'Europe.

Il est à rappeler le cas du virus hautement pathogène "ébola" transmis par des chauves-souris qui sont un réservoir important de maladies nouvelles et émergentes virales (COWLED *et al.*, 2014). Répertorier ces ectoparasites et effectuer des suivis réguliers par prélèvements sur des oiseaux et de leurs nids est une méthode intéressante de surveillance épidémiologique.

Les travaux qui traitent les relations ectoparasites - oiseaux dans le monde sont ceux de GUIGUEN *et al.* (1987), PROUDFOOT *et al.* (2006), FUSKATSU *et al.* (2007), SYCHRA *et al.* (2008, 2011). Par contre, cet aspect est peu étudié en Algérie, se limitant aux études réalisées par BACIR et BOUSICIMO, (2006), par ROUAG-ZIANE *et al.* (2007) et par ROUAG-ZIANE et CHABI (2008) dans l'Est algérien. Il est à rappeler que les derniers auteurs cités ont traité de l'inventaire d'ectoparasites chez la foulque, la mésange et le merle noir. De même, les travaux menés dans le monde sur les ectoparasites des rongeurs sont ceux de BELL *et al.* (1988), DUPLANTIER ET GRANJON (1992) et de KIA *et al.* (2009). En Algérie, BITAM *et al.* (2009) et BITAM (2011, 2012) ont signalé des agents infectieux transmis par des rongeurs.

Le but du présent travail est d'étudier l'infestation par des ectoparasites des nids de différentes espèces d'oiseaux anthropiques ou sauvages dans le Sahel algérois et dans différents milieux urbains, forêts, marais et îlot. Cet inventaire des ectoparasites permettra d'établir un bilan de santé de l'avifaune sauvage et d'évaluer les risques potentiels de transmission d'agents pathogènes depuis les oiseaux vers l'homme.

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

La structure de la présente thèse comprend notamment une introduction et cinq chapitres. Le premier chapitre porte sur les données bibliographiques des modèles biologiques. Le second chapitre traite de la présentation des régions d'étude avec leurs caractéristiques abiotiques et biotiques. La méthodologie adoptée est placée dans le troisième chapitre. Elle renferme d'une part la description des stations d'étude et d'autre part les techniques employées sur le terrain et au laboratoire. Il est aussi question des méthodes mises en œuvre pour l'exploitation des résultats par des indices parasitaires et par des analyses statistiques. Le quatrième chapitre

regroupe les résultats, organisés en trois parties, l'inventaire des ectoparasites récoltés sur des oiseaux, la liste des ectoparasites trouvés sur des rongeurs et les agents pathogènes analysés par biologie moléculaire. Les discussions sont rassemblées dans le cinquième chapitre. La présentethèse se termine par une conclusion générale et des perspectives.

Chapitre I

Chapitre I - Brèves données bibliographiques sur les modèles biologiques

Dans la présente étude, quatre types de modèles biologiques retiennent l'attention. Les premiers constituent un complexe qui comprend des oiseaux d'une part et leurs ectoparasites d'autre part. En dehors des oiseaux, des rongeurs sont pris en considération en même temps que leurs ectoparasites.

1.2. - Données bibliographiques sur les Oiseaux et sur leurs ectoparasites

Malgré l'importance de la richesse de l'avifaune sur les continents, les données sur leurs ectoparasites demeurent rares. C'est ce qui a incité les ornithologistes à mener des recherches sur l'interaction oiseaux-parasites. Il est pourtant bien connu que la surabondance des ectoparasites, peut entraîner la mort de la nichée (BEAUCOURNU *et al.*, 2006). Au cours des dernières années, le nombre d'études sur l'écologie et l'évolution des interactions oiseaux-parasites a considérablement augmenté (CLAYTON et MOORE, 1997; HEEB *et al.*, 2000). L'identification des cortèges parasitaires propres aux différentes espèces d'oiseaux reste toutefois une étape incontournable pour pouvoir aborder ces problématiques. De tels suivis permettent aussi d'améliorer les connaissances sur la dynamique des communautés de pathogènes associés à des problèmes de santé publique et vétérinaire (ROUAG-ZIANE *et al.*, 2007). Dans le Bassin méditerranéen, les espèces de Laridés sont abondantes dont le Goéland leucophaé (*Larus michahellis* Naumann 1840) connaît une forte expansion au cours des 40 dernières années et qui installe ses nids le long des côtes, en particulier dans le Nord-Ouest de la Méditerranée (THIBAUT *et al.*, 1996; ORO et MARTINEZ-ABRAIN, 2007). Il est à noter que les nids des oiseaux de mer comme *Larus michahellis* sont infestés par une tique molle *Carios capensis* Neumann, 1901, tout comme les oiseaux des lacs avec *Gallinula chloropus* (Linné, 1758) et *Aythya nyroca* (Güldenstädt, 1770). Ces derniers fréquentent les lacs, les marais et les marécages situés en milieu ouvert avec une végétation fournie. En hiver, ils habitent également les étendues d'eau ou les réservoirs dégagés, les cours d'eau à débit lent et les lagunes littorales. Ils nichent dans des zones humides d'eau douce peu profondes, riches en végétation et en faune (GEROUDET, 1988). Il est à noter aussi comme oiseau des marais *Acrocephalus scirpaceus* (Herman, 1804). La roselière constitue le milieu classique de reproduction de la Rousserolle effarvée qu'elle soit en eau ou à sec. Mais des cas de nidification sont connus dans d'autres types de végétation des marais selon CATCHPOLE

(1973). Cette espèce se retrouve dans des phragmites pures à roseau commun (*Phragmites australis*), aussi bien que dans des milieux plus hétérogènes où se mêlent différents héliophytes notamment *Typha latifolia* et *Cladium mariscus* et des arbustes comme *Salix* sp., *Tamarix anglica* Syn *T. gallica* et *Populus alba* voire même en lisière de forêt humide. Elle peut s'installer dans des roselières de quelques dizaines de mètres carrés en bordure d'une petite pièce d'eau/ Mais elle investit aussi les très vastes roselières de plusieurs milliers d'hectares des grandes zones humides. Dans le "North Humberside" en Grande Bretagne, le nombre de chanteurs est moins dépendant de la surface que du périmètre d'une roselière MILSOM (1982). Comme autre oiseau des jardins et des forêts, *Columba palumbus* Linné, 1758 attire l'attention de MERABET *et al.* (2011) qui rapportent des faits sur les capacités d'adaptation en milieu suburbain d'El Harrach. Pourtant, le Pigeon ramier est réputé pour être un oiseau forestier, il continue sa progression vers les zones urbaines. Parallèlement *Columba livia* Gmelin, 1789, est une espèce retrouvée dans des habitats de préférence occupés par les humains. Dans les zones urbaines, le pigeon biset crée des problèmes de santé pour l'homme et les animaux domestiques. *Columba livia* est porteuse de virus, de bactéries, de champignons, de protozoaires et de parasites (HAAG-WACKERNAGEL et SPIEWAK, 2004). Cette expansion des Columbidae est signalée notamment par MERABET *et al.* (2006, 2007). Comme oiseau des jardins et des bois *Turdus merula* Linné, 1758 ou merle noir constitue un modèle intéressant pour l'étude des relations hôtes-parasites puisqu'il est connu pour être l'hôte de nombreux parasites: c'est d'ailleurs un oiseau fréquemment infecté par les tiques (HUMAIR *et al.*, 1993, 1998). De plus, son caractère ubiquiste permet d'explorer l'interaction avec ses parasites dans différents types d'habitats (HATCHWELL *et al.*, 2000). Les Argasides sont des vecteurs d'agents viraux et bactériens des humains et des animaux. *Carios capensis*, une tique molle d'oiseaux de mer est connue comme réservoir de bactéries pathogènes d'importance médicale que l'on trouve partout dans le monde d'après WILKINSON *et al.* (2014). BAZIZ-NEFFAH *et al.* (2014 a, b) signalent la présence de *Carios capensis* dans les nids de *Larus michahellis* dans l'îlot Agueli près du Marais de Réghaïa. Par ailleurs, les oiseaux peuvent être infestés par des acariens du genre *Dermanyssus* et en particulier par *Dermanyssus gallinae* Dugès, 1834. Ces hôtes aviens sont également envahis par des poux tels que *Menacanthus stramineus* Neumann, 1912 et *Columbicola columbae* (Linné 1758). Selon BOUE et CHANTON, (1978) les *Columbicola* sont des mallophages ectoparasites des oiseaux surtout, mais aussi de mammifères, à pièces buccales broyeuses. Ils se nourrissent des desquamations cutanées, des plumes ou des poils.

Chapitre 1

Parmi les Insecta, les puces sont à mentionner en tant qu'hématophages capables de prendre leurs repas de sang sur les oiseaux comme *Dasypsyllusgallinulae* (Dale, 1878). (Fig. 1).

Chapitre 1



Muscicapa striata



Alectorischukar



Lusciniamegarhynchos



Acrocephaluscirpaceus



Larusmechahellis



Columbalivia



Gallinulachloropus



Aythyanyroca



Columbapalumbus



Turdusmerula

Figure 1- Oiseaux hôtes (HEINZEL, 2004)

1.2. - Données bibliographiques sur les rongeurs hôtes

Deux aspects retiennent l'attention, le premier concerne les données bibliographiques sur les rongeurs-hôtes et sur leurs ectoparasites et le second sur les agents infectieux transmis par les rongeurs.

1.2.1. - Données bibliographique sur les rongeurs-hôtes et sur leurs ectoparasites

L'Algérie est l'un des plus grands pays d'Afrique qui couvre une très large gamme de complexes de milieux/mammifères qui constituent l'essentiel de la diversité mammalienne (DENYS, 2012). En fait, les rongeurs occupent dans le monde vivant terrestre une place importante en raison de leur nombre, de leur diversité, de leur large répartition et de leur place dans les systèmes écologiques selon LE LOUARN et SAINT GIRONS (1977). AMEUR (2000) écrit que certains de ces rongeurs sont responsables d'importantes pertes de vies humaines car ils jouent le rôle de réservoirs causant des perturbations pathologiques chez l'homme. La transmission des maladies s'effectue de plusieurs façons, soit directement par contact ou par morsure, soit indirectement par l'intermédiaire des piqures dues à leurs parasites externes ou par leurs excréments qui souillent les aliments. Les micromammifères sont des hôtes de choix pour les puces qui trouvent au sein des terriers des conditions microclimatiques favorables à leurs développements larvaires (DUCHEMIN, 2003). Les modèles biologiques retenus dans le cadre de la présente étude sont notamment des Gerbillidae comme la mérione de Shaw. *Meriones shawii* DUVERNOY, 1842, cause des dégâts considérables sur les cultures car les quantités de grains et d'épis stockés peuvent atteindre 13 Kg en moyenne par terrier. En plus des dégâts sur les cultures, cette espèce est reconnue comme étant un réservoir de l'agent causal de la leishmaniose cutanée, maladie transmissible à l'homme et qui touche plusieurs régions au Maroc et en Algérie (LALIS *etal.*, 2012). *Gerbillus campestris* (Le Vaillant, 1867), espèce nocturne elle fréquente des biotopes très variés comme les Dais et les Sebkhass, plus au moins associées aux zones de pâturage et aux cultures. Elle peut localement être commensale de l'homme dont elle utilise les réserves de céréales. Elle creuse des galeries allongées, peu ramifiées, à plusieurs orifices (LE BERRE, 1990). *Gerbillus gerbillus* (Olivier, 1800) est une espèce nocturne qui fréquente les régions désertiques sableuses à dunes. Elle construit son terrier dans une éminence de sable, mais

rarement sous un buisson; cette gerbille se nourrit de graines, de tiges et de feuilles, ainsi que d'insectes. Elle peut se passer d'eau pendant plusieurs semaines ((LE BERRE, 1990).

Parmi les ectoparasites comme des puces, *Xenopsylla cheopis*(Rothschild, 1903) ou "puce pesteuse" d'après GOLVAN (1969), elle est signalée sur des rats noirs et gris dans tous les pays chauds. Les puces passent de rat à rat et cet échange explique le mécanisme de la contamination des rongeurs entre eux. Selon KRASNOV et al. (2002) *Nosopsyllus faciatus* (Bosc, 1800) et *Stenoponia tripectinata* (Tiraboschi, 1902) sont également des Aphaniptera qui vivent sur les rongeurs. Les Acariens comme *Liponyssoides sanguineus*Hirst, 1914 se retrouvent sur des rats et des souris. Cet acarien sert de réservoirs pour *Rickettsia akari* (MADISON *etal.*, 2008; ZAVALA-CASTRO *etal.*, 2009). *Liponyssus bacoti* (syn. *Ornithonyssus bacoti*) est vue et décrite pour la première fois par Hirst en 1913, sur *Rattus norvegicus*. Cet auteur qui l'appelait alors *Leio gnatus bacoti* a complété ensuite sa description et donné le nom générique de *Liponyssus* (OVAZZA, 1950). (Fig.2).

1.2.2. - Données bibliographiques sur les agents infectieux transmis par les rongeurs

Les rongeurs jouent un rôle important dans la transmission de nombreux agents pathogènes à l'Homme et aux animaux, soit directement par leurs urines, leurs fèces et leurs morsures, ou bien indirectement par l'intermédiaire d'arthropodes. Ses agents pathogènes sont des virus, des bactéries, des protozoaires et des helminthes (BELL *etal.*, 1988). D'après ces mêmes auteurs, les principales maladies sont la peste, la leptospirose, la salmonellose, la fièvre Q, la leishmaniose, la maladie de Chagas, la fièvre hémorragique d'Omsk, le typhus murin et la fièvre de Lassa. En Algérie, les études de BITAM (2011,2012) sont à noter. Cet auteur signale la présence de plusieurs agents infectieux hébergés dans des rongeurs tels que les *Borrelia*, les *Rickettsia*, les *Bartonella*, *Yersinia pestis* et les *Leishmania*. Selon RENVOIS *etal.*, (2009) les *Rickettsias* sont des petites bactéries intracellulaires obligatoires, et appartiennent à l'ordre des Rickettsiales et à la famille des Rickettsiaceae. Ces microorganismes causent des maladies émergentes ou ré-émergentes dans tous les continents. Ils sont fréquemment détectés dans les arthropodes, comme les tiques et les petits acariens, et divers insectes, y compris les poux et les puces. Les Rickettsioses transmises par les arthropodes sont causées par des bactéries intracellulaires obligatoires appartenant au groupe de la fièvre pourprée du genre *Rickettsia*. Ces zoonoses sont parmi les maladies à transmission vectorielle les plus anciennes connues.



Merionesshawii



Gerbillus campestris



Gerbillus gerbillus

Figure 2 – Rongeurs hôtes (LEBERRE, 1990)

Chapitre 1

Cependant, au cours des 25 dernières années, la portée et l'importance des agents pathogènes de rickettsioses reconnus ont augmenté de façon spectaculaire, ce qui rend ce complexe de maladies une paradigme idéale pour la compréhension des infections émergentes et réémergentes (PAROLA *et al.*, 2013). Selon ces mêmes auteurs, plusieurs espèces de rickettsies transmises par les tiques, considérées comme non pathogènes depuis des décennies sont maintenant associées à des infections humaines, et de nouvelles espèces de rickettsies de pathogénicité indéterminée continuent d'être détectées ou isolées à partir des ectoparasites à travers le monde. Cette expansion remarquable de l'information est tirée en grande partie par l'utilisation de techniques moléculaires qui ont facilité l'identification de rickettsies nouvelles (PAROLA *et al.*, 2013). Les bartonelles sont de petits bacilles Gram négatif. Ce sont des bactéries intracellulaires facultatives. Elles se localisent dans les globules rouges et sans doute dans les cellules endothéliales. La plupart des espèces croissent à 37 °C sous 5 % de CO₂ sur gélose au sang frais et donnent des colonies visibles en deux à quatre semaines. Mais peuvent aussi être cultivées dans un bouillon avec du sérum de veau fœtal et dans une culture tissulaire (LA SCOLA et RAOULT, 1999). Selon ANGELAKIS *et al.* (2009) les *Bartonella* sont des bactéries classées au sein des Alpha-protéobactéries. Au cours de la dernière décennie, le nombre de *Bartonella* spp. identifiées a augmenté rapidement et la diversité connue de la famille des Bartonellaceae continue à se développer. La répartition géographique des espèces de *Bartonella* dépend de leurs hôtes et vecteurs. Les espèces de mammifères, comme les chats, les chiens, les rongeurs et les ruminants, sont les principaux réservoirs de *Bartonella*.

Chapitre II

Chapitre II – Présentation des régions du Sahel algérois et de Djelfa

Le présent travail est réalisé dans deux régions celles du Sahel algérois et de Djelfa. Pour chacune de ces deux régions, la situation géographique est présentée. Les facteurs édaphiques et climatiques sont abordés. Des données bibliographiques sur la végétation et sur la faune de chaque région sont développées.

2.1. – Situation géographique des régions du Sahel algérois et Djelfa

Les caractéristiques géographiques du Sahel algérois et de Djelfa sont mises en valeur.

2.1.1. – Caractères géographiques du Sahel algérois

Le Sahel algérois est situé à une altitude moyenne de 100 m ($36^{\circ} 39'$ à $36^{\circ} 49'$ N.; $2^{\circ} 24'$ à $3^{\circ} 20'$ E.). Il est constitué d'une série de collines bordant le Littoral sur environ 50 km de longueur entre les monts Chénoua à l'Ouest et Oued El Hamiz à l'Est. Ces collines présentent une largeur qui varie entre 6 et 20 km et s'interposent entre la Mitidja et la mer. La topographie est très ondulée et variée où collines, plateaux et dépressions se succèdent. (Fig. 3).

2.1.2. - Particularités géographiques de la région de Djelfa

La région de Djelfa s'étend sur une superficie de 2400 km², elle occupe la partie centrale de l'Atlas saharien ($34^{\circ} 26'$ à $34^{\circ} 52'$ N. ; $3^{\circ} 04'$ à $3^{\circ} 31'E.$), limitée au nord par Oued Lazène, à l'ouest par le massif forestier de Senalba, au sud par Djebel Djellal Chergui et à l'est par les collines de Nser Kerdada (Fig. 4).

2.2. – Facteurs édaphiques des régions d'étude

Les facteurs édaphiques comprennent toutes les propriétés physiques et chimiques du sol qui ont une action écologique sur les êtres vivants (DREUX, 1980).

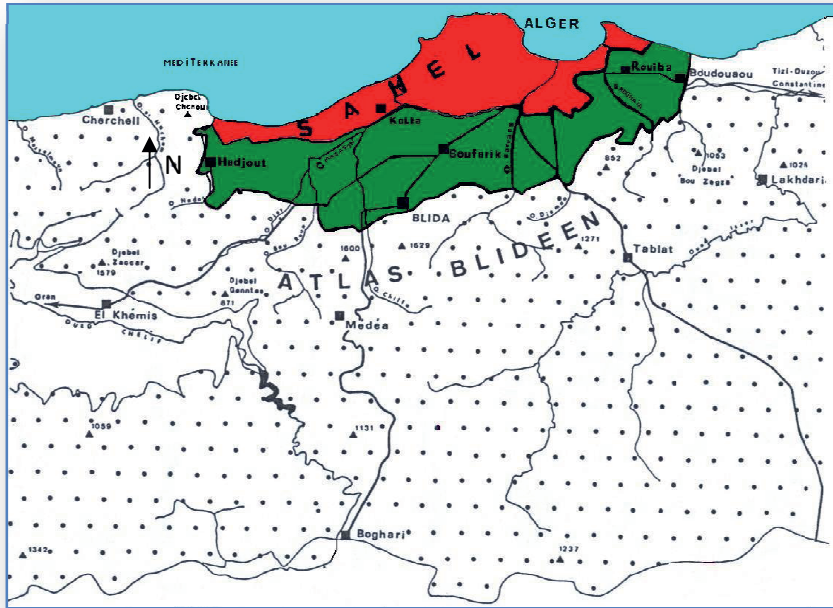


Figure 3 - Situation géographique du Sahel algérois MUTTIN 1977(modifié) Echelle : 1/1.500.000

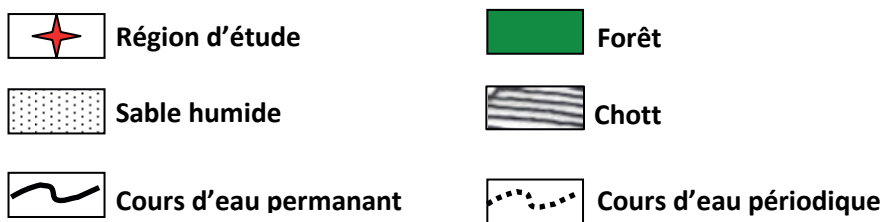
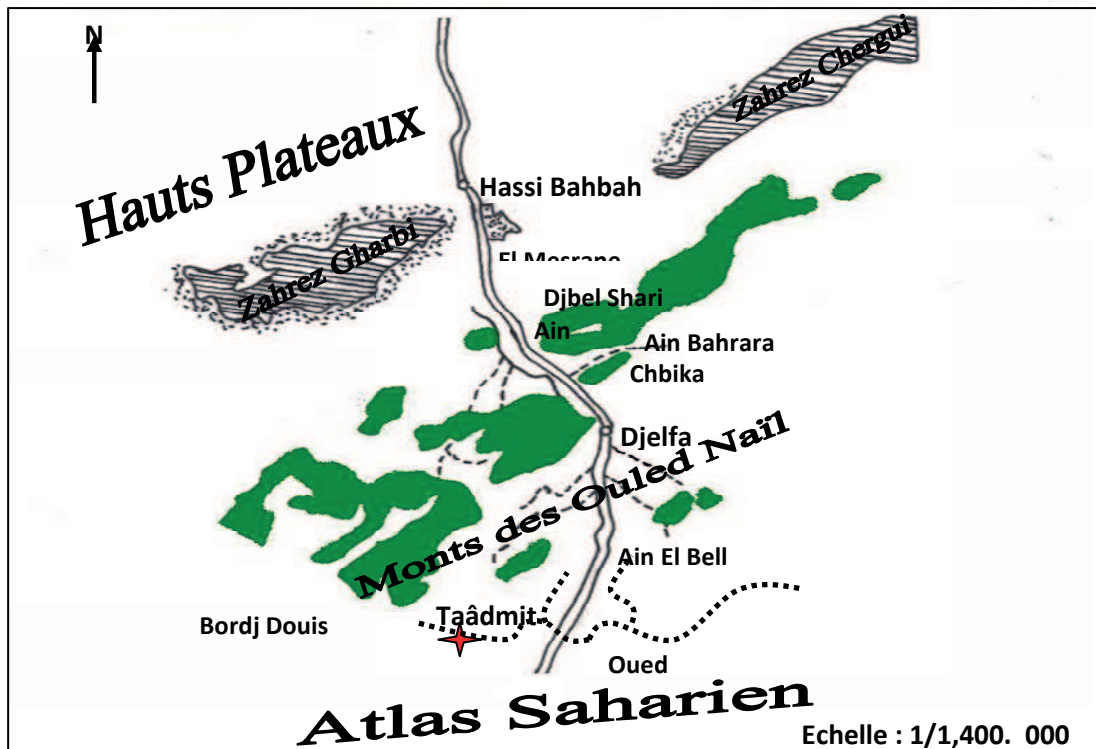


Figure 4 – Situation géographique de Taâdmjt (Djelfa)

2.2.1. – Facteurs édaphiques du Sahel algérois

Selon SABATHE *et al.* (1969) le Sahel algérois renferme une grande variété de sols. Cette diversité provient de la complexité de la géologie et de la géomorphologie, de la fréquence des remaniements dus au colluvionnement, aux dépôts éoliens et à l'action de l'homme. Les sols les plus répandus sont des sols rouges méditerranéens et des sols peu évolués qui représentent à eux seuls 65,3% de la superficie.

2.2.2 – Facteurs édaphiques de la région de Djelfa

Les sols de Djelfa sont pauvres et squelettiques car la caractéristique steppique de la région n'offre pas les meilleures possibilités pour la constitution de sols épais favorables au développement de l'agriculture. Ils se divisent en trois classes, celles des sols halomorphes, des sols minéraux bruts d'apport alluvial et des sols hydromorphes (POUGET, 1971).

2.3. – Facteurs climatiques des régions d'étude

Les facteurs climatiques qui caractérisent les régions d'étude prises en considération sont la température, la pluviométrie et le vent.

2.3.1. – Température

La température représente un facteur limitant de toute première importance, car elle contrôle l'ensemble des phénomènes métaboliques, synthétiques et fermentaires. Elle conditionne de ce fait la répartition de la totalité des espèces et des communautés d'êtres vivants dans la biosphère (RAMADE, 2003). Les conditions thermiques des différentes régions d'étude sont prises en considération.

2.3.1.1. – Températures du Sahel algérois

Les températures moyennes des maxima et des minima pour le Sahel algérois durant les années 2012 et 2013 sont regroupées dans le tableau 1.

Tableau 1 – Températures mensuelles moyennes du Sahel algérois en 2012 et 2013

Mois de l'année 2012												
	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X	XI	XII
M (°C.)	16,9	13,3	18,5	21,3	25,3	31,7	32	35,1	29,6	27,7	22	18,7
m. (°C.)	3,8	2,6	7,8	9,7	12,3	18,4	19,7	21,3	18,0	14,9	11,6	6,6
(M+m) / 2	10,4	8,0	13,2	15,5	18,8	25,1	25,9	28,2	23,8	21,3	16,8	12,7
Mois de l'année 2013												
	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X	XI	XII
M (°C.)	16,9	15,9	19,8	20,5	22,8	27,2	30,4	31,9	29,5	29,4	18,8	17,9
m. (°C.)	5,9	5,0	9,0	9,1	11,5	13,4	18,7	18,5	18,4	16,9	10,1	5,9
(M+m) / 2	11,4	10,5	14,4	14,8	17,2	20,3	24,6	25,2	24,0	23,2	14,5	11,9

(O.N.M., 2013, 2014)

M : Moyennes mensuelles des températures maxima

m. : Moyennes mensuelles des températures minima

(M + m.) / 2 : Moyenne mensuelle des températures

Durant l'année 2012 le mois le plus chaud est août avec 28,2°C. Par contre le mois le plus froid est février avec 8°C. En 2013, c'est encore le mois d'août qui est le plus chaud avec 25,2°C. Quant au mois le plus froid, c'est février, qui se caractérise par une valeur de 10,5°C.

2.3.1.2. – Températures de la région de Djelfa

Les températures moyennes mensuelles enregistrées pendant les périodes d'échantillonnages de la région de Djelfa sont mentionnées dans le tableau 2.

Durant l'année 2007, le mois le plus chaud est juillet avec une température moyenne de 26,6 °C., le mois le plus froid étant décembre avec une moyenne de température de 5 °C. De même en 2008, juillet apparaît le plus chaud avec une température moyenne de 27,4 °C. (Tab.2). Par contre, le mois le plus froid est janvier avec une valeur moyenne de température de 6,9 °C. En 2009, c'est juillet qui se montre le plus chaud avec une température moyenne de 27,6 °C., suivi par août avec 26,8 °C., alors que le mois le plus froid est janvier avec 4,6 °C. En 2010, les températures les plus fortes sont aussi mentionnées en juillet avec 27,4 °C. et

Chapitre 2

en août avec 26,7 °C. durant cette même année la température la plus faible est remarquée en janvier soit 6,9 °C.

Tableau 2 - Températures moyennes mensuelles, maxima et minima de la région de Djelfa des années allant de 2007 à 2010

Mois	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X	XI	XII	
2007	m. ° C.	0,7	4,2	2,1	7,4	10,0	16,0	18,7	18,9	15,6	10,2	3,4	0,4
	M ° C.	12,7	12,5	12,5	16,7	23,3	31,2	34,4	33,5	28,2	20,3	14,1	9,6
	(M + m.) / 2	6,7	8,4	7,3	12,1	16,7	24,6	26,6	26,2	21,9	15,3	8,8	5,0
2008	m. ° C.	-0,2	1,4	3,4	6,4	11,3	14,7	20,0	18,7	15,6	10,2	3,2	0,6
	M ° C.	12,2	13,4	15,4	21,0	23,5	28,6	35,3	33,8	26,4	18,7	11,8	8,1
	(M + m.) / 2	6,9	8,15	10,3	13,7	15,4	22,15	27,35	26,65	21,0	15,35	9,8	7,7
2009	m. ° C.	1,2	0,2	3,3	3,6	10,3	15,6	19,6	19,3	13,3	8,4	4,9	3,3
	M ° C.	8,0	10,3	14,7	14,8	24,6	31,4	35,5	34,2	24,2	21,7	17,0	13,9
	(M + m.) / 2	4,6	5,25	9,0	9,2	17,45	23,5	27,55	26,75	18,75	15,05	10,95	8,6
2010	m. ° C.	2,7	3,3	4,8	7,4	9,2	14,7	19,6	19,3	14,8	9,5	5,6	2,3
	M ° C.	11,1	13,0	15,8	20,0	21,6	29,6	35,1	34,0	27,2	21,2	14,0	13,1
	(M + m.) / 2	6,9	8,15	10,3	13,7	15,4	22,15	27,35	26,65	21,0	15,35	9,8	7,7

(O.N.M., 2008, 2009, 2010, 2011)

M : Moyennes mensuelles des températures maxima

m. : Moyennes mensuelles des températures minima

(M + m.) / 2 : Moyenne mensuelle des températures

2.3.2. – Pluviométrie

Les précipitations constituent un facteur écologique d'importance fondamentale non seulement pour le fonctionnement et la répartition des écosystèmes terrestres mais aussi pour certains écosystèmes limniques tels que les mares et les lacs temporaires (RAMADE, 2003). Les hauteurs d'eau tombée sous forme de pluie, de grêle et rarement de neige sont abordées région par région.

Chapitre 2

2.3.2.1. – Pluviométrie de la région du Sahel algérois

Les valeurs des précipitations mensuelles des années 2012 et 2013 pour la station de Dar El Beida sont mentionnées dans le tableau 3.

Tableau 3- Précipitations mensuelles du Sahel algérois durant les années 2012 et 2013

Mois	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X	XI	XII	Totaux
P.(mm)en 2012	39,8	244	78,7	177	24,3	2,3	0,3	52,3	8,3	88,9	88,2	48,7	853
P.(mm)en 2013	99,82	99,05	63	80,01	119,9	7,11	0	3,05	29,46	18,55	197,6	167,4	884,92

(O.N.M., 2013, 2014)

P : Précipitations mensuelles exprimées en millimètres

Les précipitations maximales durant l'année 2012 dans le Sahel algérois sont notées durant le mois de février avec P = 244 mm. Par contre, les précipitations minimales sont signalées en juillet (P = 0,3 mm). Pour l'année 2013, le mois le plus pluvieux est novembre (P = 197,6 mm) et le mois le moins pluvieux est encore juillet (P = 0 mm).

2.3.2.2. – Pluviométrie de la région de Djelfa

Les précipitations mensuelles de la région de Djelfa entre 2007 et 2010 sont mentionnées dans le tableau 4.

Tableau 4 – Précipitations mensuelles exprimées en mm obtenues de 2007 à 2010 à Djelfa

Années	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X	XI	XII	Totaux
2007	4,8	26,6	72,6	28,8	31,0	16,3	12,8	18,2	32,2	38,3	70	3,5	355,1
2008	6,1	3,4	5,3	0,4	33,8	33,4	24,1	77,8	44,8	74,4	9,8	24	337,3
2009	72,2	44,0	47,6	54,5	12,3	10,7	15,3	0,9	68,7	4,5	27,4	29,8	372,6
2010	16,2	60,6	18,6	34,6	44,8	28,8	5,3	19,3	10,0	52,5	11,4	9,1	311,2

(O.N.M., 2008 à 2011) ;

P : Précipitations mensuelles exprimées en millimètres

Djelfa reçoit peu de pluies. Mais celles-ci sont assez bien réparties tout au long de l'année (Tab. 4). En 2007, les précipitations minimales sont notées durant décembre (P = 3,5 mm) et janvier (P = 4,8 mm) et les maximales en mars (P = 72,6 mm) et en novembre (P = 70,0 mm). En 2008, les pluies les plus fortes sont mentionnées à partir de mai. Le mois le plus pluvieux est août (P = 77,8 mm), le moins humide étant avril (P = 0,4 mm). Les chutes de pluies les plus fortes en 2009 sont observées en janvier (P = 72,6 mm). Les plus faibles de cette année concernent août (P = 0,9 mm). En 2010, les précipitations sont rares en juillet (P = 5,3 mm) et le plus élevées en février (P = 56,3 mm).

2.3.3. – Vents

Le vent constitue en certains biotopes un facteur écologique limitant (RAMADE, 1984). Il a une action indirecte sur les plantes. Il agit en abaissant ou en augmentant la température suivant les cas (DAJOZ, 1982). DREUX (1980) explique que le vent active l'évaporation, augmentant donc la sécheresse. Et aussi, lorsqu'il est violent, il accentue le refroidissement par circulation d'air. De ce fait, il influe fortement sur les êtres vivants (FAURIE *et al.*, 1980). Quant au sirocco, vent sec et chaud provenant du sud, il retarde la croissance des végétaux et élimine certaines espèces d'arthropodes, soit partiellement ou soit totalement dans les endroits trop exposés. Il intervient en toutes saisons. Il est cependant un peu plus fréquent au printemps et en été. Il souffle durant quelques heures, rarement pendant plusieurs jours à la fois (MUTIN, 1977). À l'égard des Arthropoda il peut jouer le rôle de véhicule en transportant de petites araignées, des larves non fixées de cochenilles, des pucerons ailés et même des ectoparasites qui quittent un hôte pour un autre.

2.3.4. – Synthèse des données climatiques

D'après FAURIE *et al.* (1980), le climat joue un rôle fondamental dans la distribution et la vie des êtres vivants. Il préside à la répartition géographique des plantes et des animaux. Selon RAMADE (2009), il intervient fortement dans les fluctuations de l'abondance de nombreuses espèces d'invertébrés terrestres, notamment des Insecta. Le climat est une combinaison complexe de plusieurs facteurs notamment de la température, de la pluviométrie, de l'humidité relative de l'air et du vent (FAURIE *et al.*, 1980). Les facteurs climatiques de chaque région d'étude sont pris en considération les uns après les autres. Pour mieux

Chapitre 2

caractériser les climats des différentes régions retenues et pour faire ressortir notamment les périodes sèches et humides, il est fait appel au diagramme ombrothermique de Gaussen. De même pour mettre en évidence les étages bioclimatiques auxquels elles appartiennent, l'utilisation du climagramme d'Emberger apparaît indispensable.

2.3.4.1. – Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gaussen

Le diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gaussen est construit en présentant les mois en abscisses. En ordonnées les précipitations sont mises à droite et les températures à gauche, l'échelle thermique étant double de celle de la pluviométrie. Il est obtenu en fait deux diagrammes superposés. La période de sécheresse débute dès que la courbe pluviométrique descend en dessous de celle des températures (RAMADE, 2009). Pour mieux caractériser les climats des différentes régions d'étude et faire ressortir notamment les périodes sèches et humides de chacune d'elles, il est fait appel au diagramme ombrothermique.

2.3.4.1.1. - Diagrammes ombrothermiques de Bagnouls et Gaussen de la région du Sahel algérois durant les années 2012 et 2013

En 2012, la période sèche débute à la mi-mai et s'achève au début d'octobre. Elle est cependant entrecoupée en août par quelques jours humides. Quant à la période humide, elle s'étale depuis la première décennie d'octobre et s'arrête vers la mi-mai. (Fig. 5).

Pour l'année 2013, la période sèche commence vers la fin de mai et se termine pendant la troisième décennie d'octobre. Par contre la période humide commence dès la fin d'octobre et va jusqu'à la fin mai (Fig. 6).

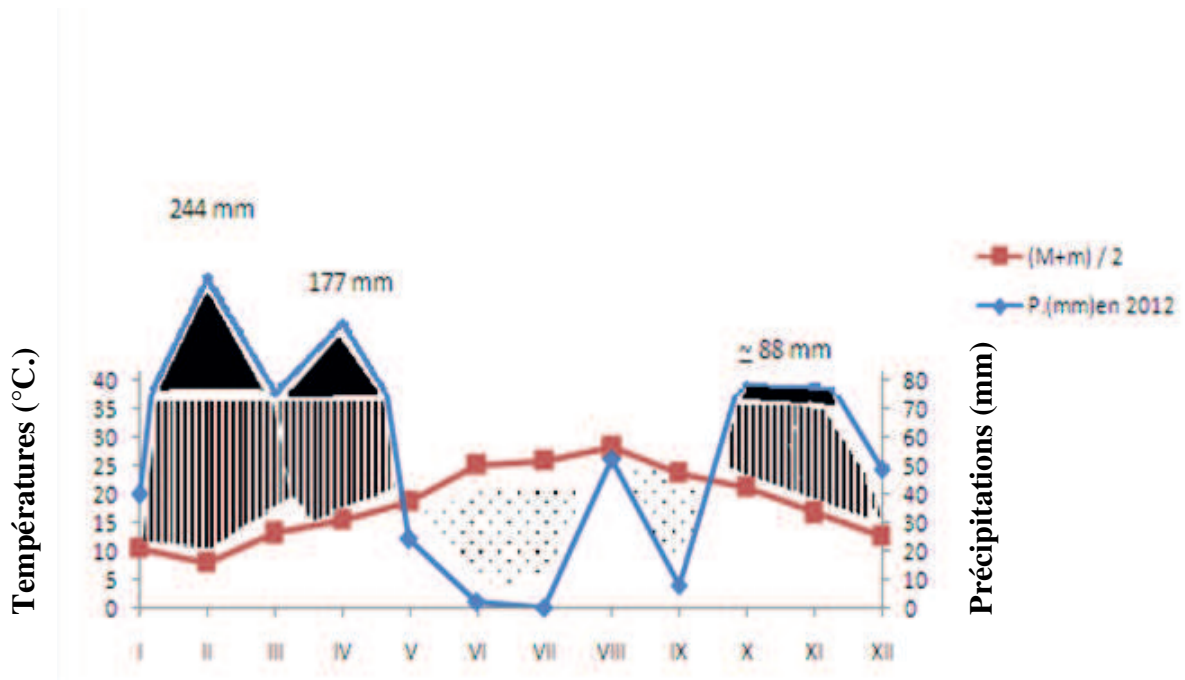


Figure 5 – Diagramme ombrothermique de l'Algérois en 2012

(Station météorologique de Dar El Beida)

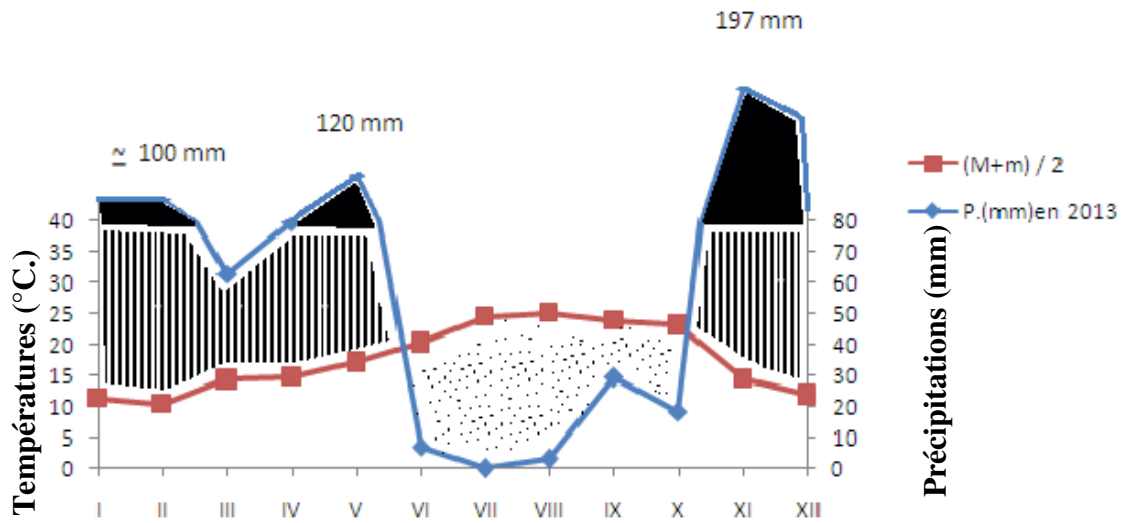
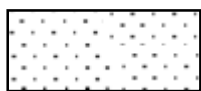
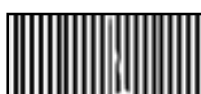


Figure 6 – Diagramme ombrothermique de l'Algérois en 2013

(Station météorologique de Dar El Beida)



Période sèche



Période humide

2.3.4.1.2. - Diagrammes ombrothermiques de Bagnouls et Gaussen de la région de Djelfa durant les années allant de 2007 à 2010

Les diagrammes ombrothermiques de la région de Djelfa durant les 4 années d'étude montrent la présence de deux périodes l'une sèche et chaude et l'autre humide et froide. En 2007, la période sèche s'étend sur 4 mois et demi, entre la mi-mai et les premiers jours d'octobre. La période humide s'étale durant 7 mois et demi, soit depuis le début d'octobre jusqu'à la mi-mai (Fig. 7). En 2008, La période sèche s'étale sur près de 9 mois depuis la deuxième décennie de novembre jusqu'au début d'août. Quant à la période humide elle s'étend sur 3 mois du début août jusqu'au début de novembre (Fig. 8). Egalement deux périodes sont notées en 2009. La période sèche de 6 mois et demi, débute en mai et s'arrête à la mi-novembre, entrecoupée par quelques semaines humides en septembre. La période humide dure 5 mois et demi. Elle commence à la mi-novembre et s'achève au début de mai (Fig. 9). La période sèche de l'année 2010 est très longue elle est de 10 mois et demi. Elle commence au début mars jusqu'à la première décennie de janvier. La période humide de cette année est de 1 mois et demi, allant du début de janvier à la fin-février (Fig. 10).

2.3.4.2. – Climagramme d'Emberger

Selon DAJOZ (1971) le climagramme d'Emberger résume le bio-climat d'une station donnée grâce à trois paramètres fondamentaux en climat méditerranéen. Ce sont la pluviométrie moyenne annuelle calculée sur plusieurs années, la moyenne mensuelle des températures maxima (M) du mois le plus chaud et la moyenne mensuelle des températures minima du mois le plus froid. En effet, M et m représentent les températures moyennes extrêmes supportées par les organismes. Le quotient pluviométrique d'Emberger fait intervenir le rapport des précipitations à la température. Ceci permet de situer la région d'étude dans l'étage bioclimatique qui lui correspond. Pour cela le quotient pluviométrique d'Emberger (Q_2) est calculé par la formule suivante :

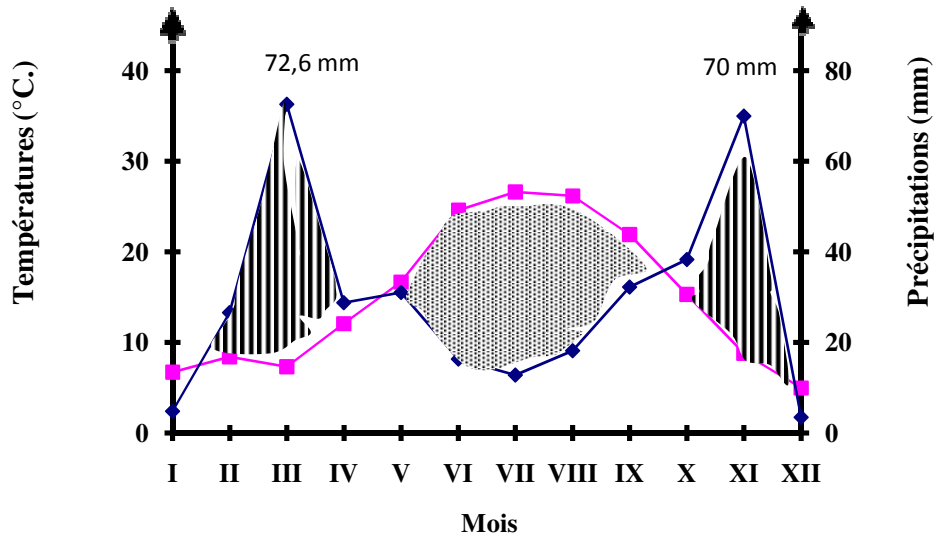


Figure 7 - Diagramme ombrothermique de la région de Djelfa en 2007

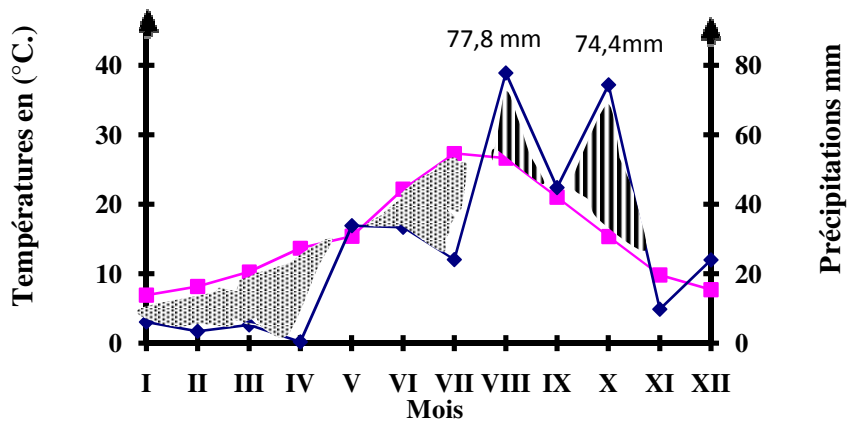


Figure 8 - Diagramme ombrothermique de la région de Djelfa en 2008



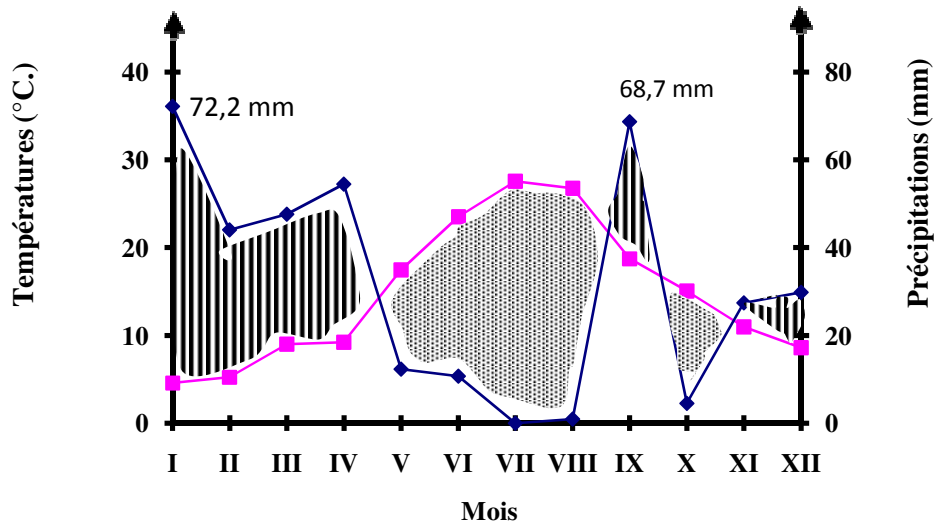


Figure 9 - Diagramme ombrothermique de la région Djelfa en 2009

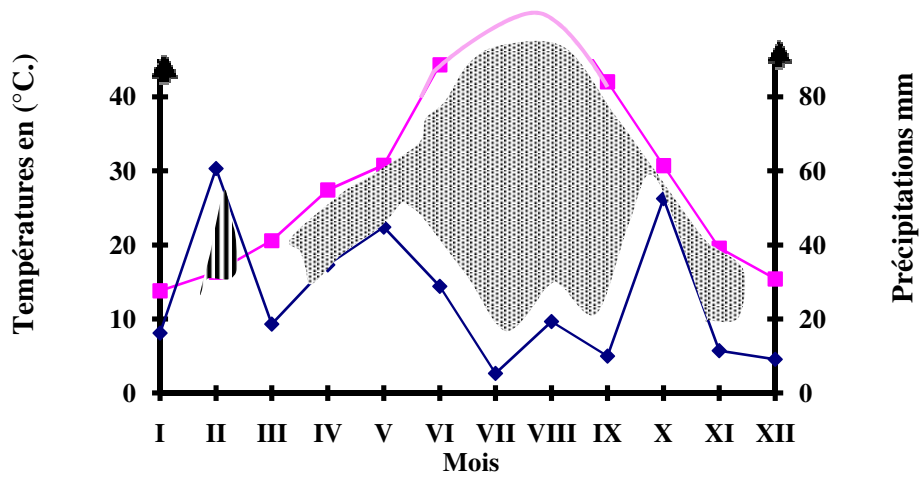


Figure 10 - Diagramme ombrothermique de la région de Djelfa en 2010



$$Q_2 = \frac{2000 P}{M^2 - m^2}$$

Q_2 est le quotient pluviométrique d'Emberger.

P est la pluviométrie moyenne annuelle exprimée en mm.

M est la moyenne des températures maxima du mois le plus chaud exprimée en °C.

m est la moyenne des températures minima du mois le plus froid exprimée en °C

Les données météorologiques de la région de Dar el Beida de 2003 à 2013 permettent de calculer le quotient pluviothermique Q_2 égale à 101,6. Cette valeur, rapportée sur le climagramme d'Emberger montre que la région d'étude appartient à l'étage bioclimatique subhumide à hiver doux (Fig. 11a).

Le quotient pluviométrique d'Emberger (Q_3) est calculé selon la formule modifiée par STEWART (1969).

$$Q_3 = 3,43 \frac{\bar{P}}{M - m}$$

Le quotient de la région de Djelfa calculé pour une période de 10 années, depuis 2002 jusqu'en 2012 a pour valeur Q_3 égal à 28,9 (Fig. 11b). La moyenne des températures minima du mois le plus froid pendant cette période est de - 0,2 °C. De ce fait, la région de Djelfa se situe dans l'étage bioclimatique semi-aride à hiver froid.

2.4. – Données bibliographiques sur la végétation des régions d'étude

Le couvert végétal dans une région donnée constitue souvent le meilleur reflet des conditions du milieu. En effet selon DURAND (1954) les végétaux jouent le rôle d'indicateurs de la réaction du sol. Même une mince couche de végétation suffit pour réduire considérablement le gradient thermique qui existe au-dessus et en dessous de la surface du sol nu grâce à l'obstacle opposé au rayonnement par les plantes (DAJOZ, 1971). D'après FAURIE *et al.* (1980) une étude détaillée de la végétation, aussi bien qualitative que quantitative apporte de

Chapitre 2

précieux renseignements sur les différents facteurs qui déterminent ce milieu. Dans le même sens que DAJOZ (1971), VILAIN (1997) souligne le fait que les végétaux tendent à amortir les variations de température. Précisément dans le cadre de ce travail, les données sur la végétation du Sahel algérois et des alentours de Djelfa sont exposées

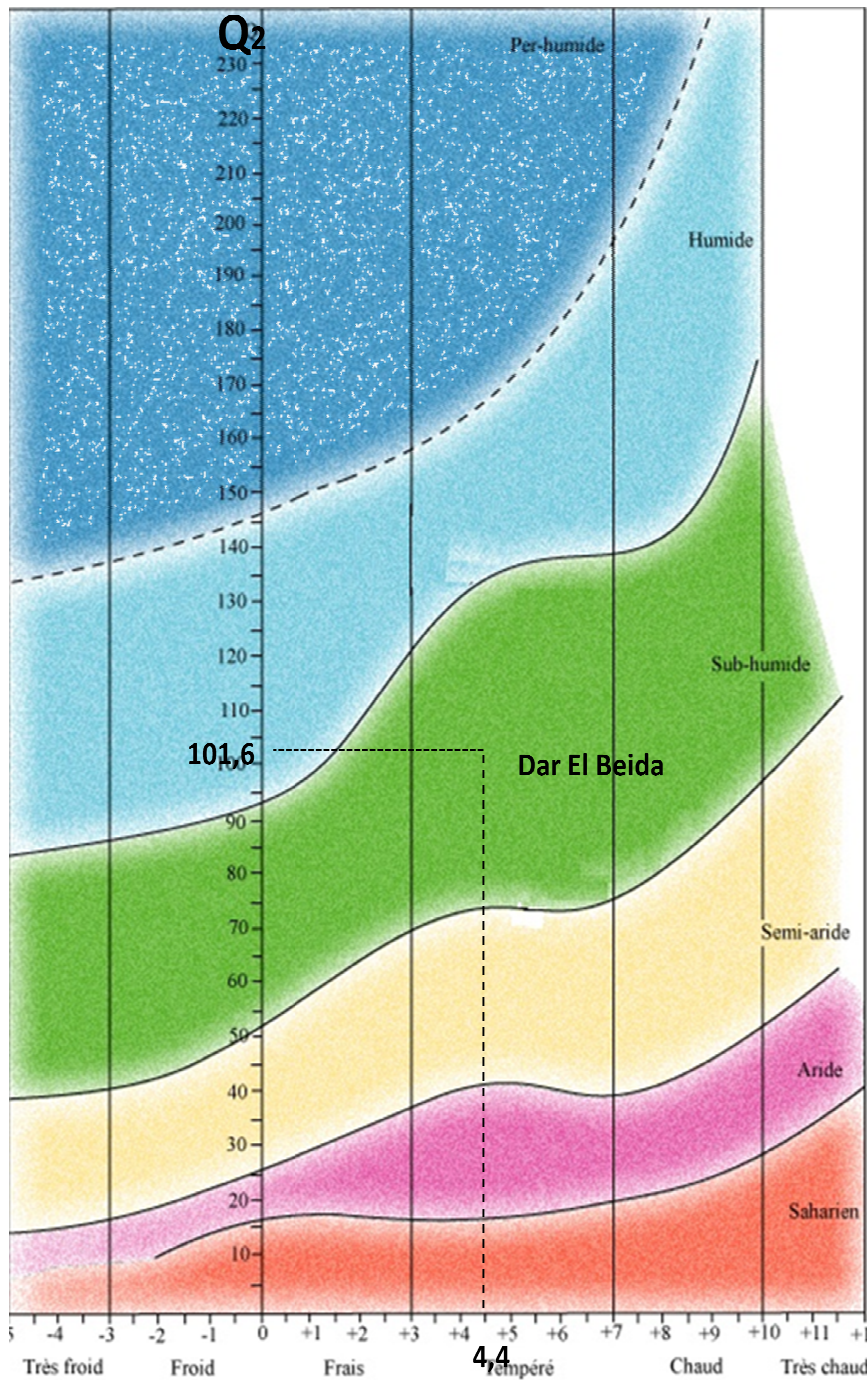


Figure 11a – Position de la région de Dar El Beida dans le Climagramme d'Emberger

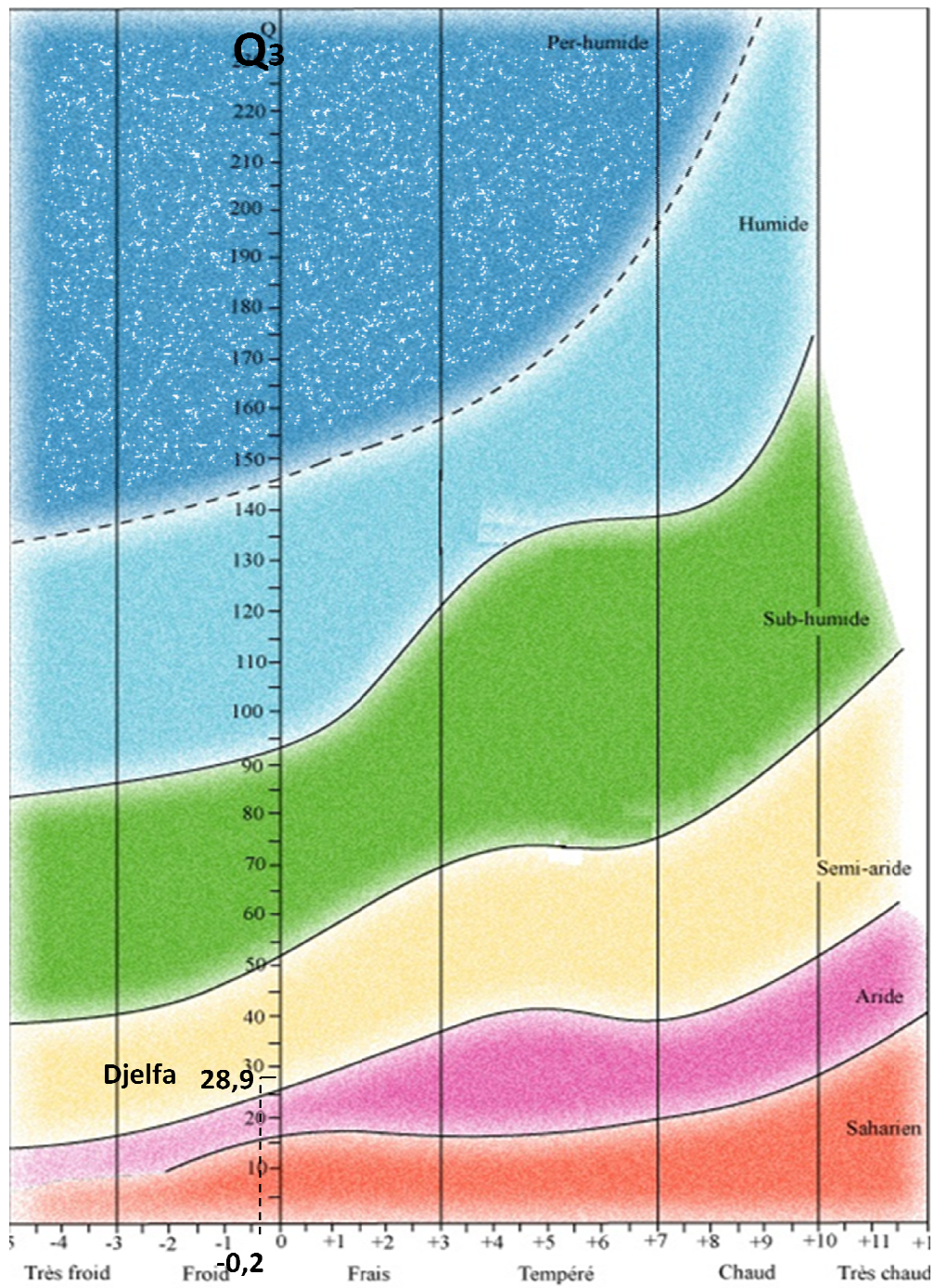


Figure 11b – Position de la région de Djelfa dans le Climagramme d'Emberger

2.4.1. – Aspects bibliographiques sur la flore de la région du Sahel algérois

La végétation du Sahel algérois rassemble les principales formations caractéristiques du Bassin méditerranéen. L'étage de la végétation, caractéristique du Sahel algérois correspond à l'association *Oleo-lenticetum*. Elle comprend *Olea europaea oleaster* et *Pistacia lentiscus*.

En outre d'autres espèces arborescentes apparaissent tels que le chêne vert (*Quercus ilex* Linné) et le chêne liège (*Quercus suber* Linné). Ça et là, le pin d'Alep (*Pinus halepensis* Miller, 1768) se retrouve. L'olivier est présent dans les maquis de Koléa, d'El Achour, de Bouzaréah, de Birkhadem et de Draria (DOUMANDJI et BICHE, 1986). MERABET et DOUMANDJI (1997) font état de la présence de plantations de néfliers près de Béni Messous. Plus loin MAKHLOUFI *et al.* (1997) mentionnent dans une forêt domaniale de Bainem entre autres des pins et des Eucalyptus. Un ensemble de 54 espèces de plantes appartenant à 28 familles sont signalées par MILLA *et al.* (2005), comme *Dracaena draco* Linné et *Ruscus aculeatus* Linné, 1753 (Liliaceae), le palmier nain (*Chamaerops humilis* Desfontaines, 1753) et le palmier des Canaries (*Phoenix canariensis* Chabaud, 1882) (Palmaceae), *Amaranthus chlorostachys* (Willdenow, 1790) (Amaranthaceae), *Pittosporum tobira* Aiton (Pittosporaceae), *Brachychiton populneum* Brown (Sterculiaceae), *Rhamnus alaternus* Linné, 1753 (Rhamnaceae), *Vitis vinifera* Linné (Vitaceae), *Pistacia atlantica* Desfontaines, 1799 et *Schinus molle* Linné (Anacardiaceae), *Tipa tipuana* Benth (Fabaceae), *Prunus pisardi* Carrière (Rosaceae), *Eugenia jambolana* Lamarck. (Myrtaceae), *Galactites tomentosa* Moench (Asteraceae), *Arbutus unedo* Linné (Ericaceae), *Celtis australis* Linné (Ulmaceae), *Ficus retusa* Linné et *Ficus macrophylla* Desfontaines (Moraceae).

2.4.2. – Données bibliographiques sur la végétation de la région de Djelfa

Les principaux groupements végétaux de la région de Djelfa sont en étroite relation avec la nature du sol (OZENDA, 1958). Ce sont trois grandes formations qui constituent le couvert végétal des steppes salées ou halipèdes, la végétation des steppes non salées et celle des forêts ou groupements arbustifs sur les montagnes. POUGET (1977) y discerne 3 formations végétales présentes. Ce sont la pineraie, le matorral et la steppe. Le Pin d'Alep (*Pinus halepensis*) est la principale essence forestière de la région. Elle est claire et se retrouve à quelques dizaines de kilomètres de Djelfa. Ce *Pinus* est présent tout au long des forêts de Senelba Cherghi et de Senelba Gherbi. Le matorral est représenté essentiellement

Chapitre 2

par l'Alfa (*Stipa tenacissima*) ainsi que par des arbustes ou arbrisseaux tels que le Genévrier de Phénicie (*Juniperus phoenicea* Linné, 1753), le Genévrier oxycèdre (*Juniperus oxycedrus* Linné, 1753), le Romarin (*Rosmarinus officinalis* Linné) et le Ciste (*Cistus villosus* Linné). La troisième formation végétale est la steppe à alfa (*Stipa tenacissima*), qui montre au moins trois faciès. La forme principale est une vaste nappe de végétation lâche mais régulière formée de touffes de 5 à 15 dm de diamètre. La flore accompagnatrice contient surtout des plantes annuelles comme *Androsace maxima* Linné et *Limonium echinocloa*, de petites Poaceae avec *Stipa retorta* Cav., *Bromus rubens* Linné, *Nardurus cynosuroides* (Desf.) B. et T., *Echinochloa capirata*), des plantains (*Plantago psyllium* Linné, *Pl. albicans* Linné), des buissons nains, d'*Atractylis humilis caespitosa* (Desf.) M., *Thymelaea nitida* Desf., des géophytes comme *Scorzonera undulata* Vahl. et diverses plantes bulbeuses (OZENDA, 1958). Par ailleurs WOJTERSKI (1985) note plusieurs espèces d'arbres et d'arbustes comme *Pistacia atlantica*, *Juniperus oxycedrus* Linné sous la forme de touffes solitaires broutées par les ovins, *Phillyrea angustifolia* Linné, *Olea europaea* Linné, *Quercus ilex*, *Rhamnus lycioides* Linné, *Lonicera etrusca* Santi, *Ephedra major* Host., *Clematis flammula* Linné, *Cistus salviifolius* Linné, *Jasminum fruticans* Linné, *Rhamnus alaternus* Linné, *Asparagus albus* Linné, *Asparagus stipularis* Forsk. et *Oryzopsis miliacea* (Linné)

2.5. – Aspects bibliographiques sur la faune des régions d'étude

Les données faunistiques qui caractérisent les deux régions d'étude sont traitées l'une après l'autre.

2.5.1. – Données bibliographiques sur la faune du Sahel algérois

Malgré l'anthropisation, le Sahel algérois possède encore une faune assez riche. BENZARA (1981), a recensé 3 familles de Gastropoda, celles des Limacidae avec *Milax (Lallementia) gagates* Draparnaud, 1801 et *Milax (Lallementia) nigricans* Phillipi, 1836, les Helicidae comme *Helix (Cryptomphalus) aspersa* Muller, 1774 et *Cochlicella ventricosa* Draparnaud, 1801 et les Leucochroïdae telle que *Leucochroa candidissima* Draparnaud, 1801. Les Insecta signalés par MILLA *etal.* (2005) appartiennent à plusieurs ordres notamment *Anisolabis mauritanicus* Leach. (Dermaptera), *Lygaeus militaris* (Linné, 1758) (Heteroptera), *Tettigia orni* (Linné, 1758) (Homoptera), *Coccotrypes dactyliperda* Fabricius, 1801 et

Sitophilus oryzae (Linné, 1763) (Coleoptera). Plusieurs espèces de fourmis sont mentionnées avec *Messor barbarus* Linné, 1767, *Tapinoma simrothi* Krausse, 1909, *T. nigerrimum*, *Plagiolepis barbara* Santschi, 1911, *Cataglyphis bicolor* (Fabricius, 1793), *Pheidole pallidula* Westwood, 1841 et *Camponotus barbaricus* Emery, 1905 (Hymenoptera). Les Lepidoptera sont notées telles que *Vanessa atalanta* (Linné, 1758), *Vanessa cardui* (Linné, 1758) et *Pieris brassicae* (Linné, 1758). Plusieurs espèces d'oiseaux sont mentionnées par divers auteurs. Ils sont cités ici en fonction de l'ordre proposé par HEINZEL *et al.* (2004). BOUGHELIT et DOUMANDJI (1997) notent près de Béni Messous dans un verger de néfliers *Turdus merula* Linné, 1758, *Pycnonotus barbatus* Desfontaines, 1787, *Parus caeruleus* Linné, 1758 et *Passer* sp. Dans la forêt de Bainem MAKHLOUFI *et al.* (1997) font mention parmi les espèces aviennes observées, de *Columba palumbus* Linné, 1758, de *Streptopelia turtur* (Linné, 1758), de *Upupa epops* Linné, 1758, de *Pycnonotus barbatus* (Desfontaines, 1787), de *Sylvia communis* Latham, 1787, de *Phylloscopus collybita* (Vieillot, 1817), de *Certhia brachydactyla* (Brehm, 1820), de *Troglodytes troglodytes* (Linné, 1758), de *Fringilla coelebs* Linné, 1758 et de *Serinus serinus* (Linné, 1766). MILLA *et al.* (2012) ont signalé dans le Sahel algérois la présence de 78 espèces d'oiseaux identifiées qui sont réparties entre 56 genres, 35 familles et 15 ordres. Les grands Mammifères ont disparu. Mais il reste encore 15 espèces de Mammalia de tailles petites à moyennes (BAZIZ *et al.*, 2008).

2.5.2. – Données bibliographiques sur la faune de la région de Djelfa

La région de Djelfa est très riche en espèces faunistiques de toutes catégories. Une étude réalisée par BRAGUE - BOURAGBA *et al.* (2006, 2007) montre la présence de 14 familles d'Araneae, parmi lesquelles les Gnaphosidae représentent 40 % des peuplements d'Araignées dans la région. YASRI *et al.* (2006) citent d'autres familles telles que les Atypidae (*Atypus affinis* Eichwald, 1830), les Lycosidae (*Alopecosa albofasciata* (Brullé, 1832) et les Drassidae (*Drassodes lapidosus* Walckenaer, 1802; *Zelotes oryx* Simon, 1878). Parmi les Scorpions, il y a un Buthidae *Buthus occitanus* Amoreux, 1789 et un Scorpionidae *Scorpio maurus* (Linné, 1758) (GUERZOU *et al.*, 2011, 2012; BRAGUE - BOURAGBA *et al.*, 2006, 2007). De même, parmi les Orthoptera, un inventaire réalisé par BENMADANI *et al.* (2011) montre une richesse orthoptérologique de 31 espèces, parmi lesquelles *Euryparyphes quadridentatus* (Brisout 1852) et *Euryparyphes sitifensis*. Pour ce qui est des Coleoptera, plusieurs espèces sont citées, *Synthomus exclamationis* Ménétries, 1847 (syn. *Synthomus*

Chapitre 2

fuscocomaculatus), *Anthia (Thermophilium) sexmaculata* (Fabricius 1787), *Cicindela (Lophyra) flexuosa* (Fabricius 1787), *Chrysomela bicolor* (Linné 1758), *Lebia scapularis* Forskäl, 1775, *Cassida circumdata* Herbst, 1799, *Brachycerus barbarus* Linné, 1758, *Coniocleonus excoriatus* Schmidt, 1837, *Geotrupes intermedius* Costa, 1827, *Blaps gigas* Linné, 1767 et *Pimelia mauritanica* Solier, 1836. Ces espèces de Coleoptera sont trouvées par BRAGUE - BOURAGBA *et al.* (2006, 2007) et GUERZOU *et al.* (2011). Au sein des Hyménoptères, les Formicidae sont bien représentés dans la région. Le dernier auteur cité note la présence des *Messor* telles que *M. structor* (Latreille, 1798), *Messor barbarus* (Linné 1767) et *Messor arenarius* (Fabricius 1787) (Latreille 1798). Les espèces trouvées dans la région se trouvent rassemblées dans le tableau 6 (Annexe 1). Il s'agit d'espèces piégées dans les pots Barber ainsi que celles trouvées dans les menus trophiques de 5 espèces prédatrices au niveau de Djelfa (GUERZOU, 2009). Parmi les Batrachia LEBERRE (1989), signale le crapaud vert *Bufo viridis* (Laurenti, 1768) et le Crapaud de Maurétanie *Bufo mauritanicus* Schlegel, 1841. LEBERRE (1989) ajoute la présence de la Tortue mauresque *Testudo graeca* (Linné, 1758), l'Agame variable *Agama mutabilis* Merrem, 1820, le Fouette-queue *Uromastix acanthinurus* Bell, 1825, le Stenodactyle élégant *Stenodactylus stenodactylus* (Lichtenstein, 1823), le Varan du désert *Varanus griseus* (Daudin, 1803) et la Vipère à cornes *Cerastes cerastes*. Pour ce qui est des Oiseaux, LEDANT *et al.* (1981) et BENMESSAOUD (1982) ont mentionné 23 espèces qui se répartissent entre 12 familles. Ces auteurs ont observé le Courvite-isabelle [*Cursorius cursor* (Latham, 1787)], le Pigeon biset des villes (*Columba livia* Bonnaterre, 1790), le Pigeon ramier (*Columba palumbus*), le Guêpier d'Europe (*Merops apiaster* Linné, 1758), le Pic vert (*Picus viridis* Linné, 1758), le Faucon hobereau (*Falco subbuteo* Linné, 1758) et le Faucon crécerelle (*Falco tinnunculus* Linné, 1758), le Milan noir [*Milvus migrans* (Boddaert, 1783)], la Chouette chevêche (*Athene noctua* Scopoli, 1759), la Chouette effraie (*Tyto alba* Scopoli, 1759), l'Alouette lulu [*Lullula arborea* (Linné, 1758)], et le Grand corbeau *Corvus corax*. Parmi les Mammifères de Djelfa, LEBERRE (1990) et KOWALSKI et RZEBIK-KOWALSKA (1991) citent 3 espèces de Carnivora. Le Chacal commun *Canis aureus* (Linné, 1758), le Renard roux *Vulpes vulpes* (Linné, 1758) et le Chat sauvage *Felis sylvestris* (Schreber, 1777). Les Lagomorphes sont représentés par le Lièvre du Cap *Lepus capensis* (Linné, 1758). Au sein des Rodentia, il y a des Gerbillidae comme *Meriones shawii trouessarti* (Lataste, 1882), *Gerbillus nanus* Blanford, *Dipodillus simoni* (Lataste, 1881), *Gerbillus campestris* Loche, 1867 et *Gerbillus henleyi* (Winton, 1903), des Muridae avec *Mus musculus* Linné, 1758, *Mus spretus* Lataste, 1883, *Rattus norvegicus* (Berkenhout, 1769), *Rattus rattus* (Linné, 1758) et des Dipodidae comme *Jaculus jaculus* (Linné, 1758) et *Jaculus*

Chapitre 2

orientalis Erxleben, 1777 (GUERZOU *et al.*, 2012). Le dernier auteur cité ajoute la présence de l’Insectivora Soricidae *Crocidura whitakeri* (Winton, 1898).

Chapitre III

Chapitre III - Matériel et méthodes

Les stations choisies sont exposées avant d'aborder les différentes méthodes utilisées sur le terrain ainsi qu'au laboratoire, et les indices parasitaires et statistiques employés pour l'exploitation des résultats.

3.1. - Choix des stations d'étude

Quatre stations sont retenues dont trois dans la région d'Alger, soit celles de l'école nationale supérieure agronomique (ENSA), du marais de Réghaïa et de l'îlot Aguéli. La dernière station se trouve dans la région de Djelfa à Taâdmit.

3.1.1. – Station de l'école nationale supérieure agronomique (ENSA)

L'école nationale supérieure agronomique située à El Harrach est sise à cheval entre le Plateau de Belfort et la partie orientale de la Mitidja ($36^{\circ} 40'$ à $36^{\circ} 43'$ N.; $3^{\circ} 08'$ à $3^{\circ} 12'$ E.) (Fig. 12).

Elle est limitée au nord par la Mer Méditerranée, à l'est par Oued el Hamiz, au sud par l'Atlas mitidjien et à l'Ouest par Oued El Harrach. Les jardins de l'école sont structurés en trois strates, l'une arborescente allant jusqu'à 20 m de haut, la deuxième arbustive atteignant 2 m et la troisième herbacée formée de plantes basses ayant des hauteurs de 0,1 à 1 m. C'est en fait une véritable collection d'espèces ornementales très diversifiées. Dans cette station plusieurs nids sont récupérés dont ceux d'un merle noir et d'un gobe-mouche gris ainsi que quelques oiseaux de *Turdus merula* et de *Columba livia*.

3.1.2. – Station du marais de Réghaïa

La zone humide de Réghaïa est un complexe d'écosystème spécifique ($36^{\circ} 46'$ à $36^{\circ} 47'$ N.; $3^{\circ} 19'$ à $3^{\circ} 20'$ E.). Elle se situe à l'extrémité orientale de la plaine de la Mitidja, au bord de la Mer Méditerranée. Elle est limitée au nord par la Méditerranée, à l'ouest par Oued El Hamiz, au sud par la partie orientale de la Mitidja et à l'est par Oued Boudouaou et par les premières collines qui annoncent le massif kabyle (MUTIN, 1977) (Fig. 13). Les

Chapitre 3

alentours du marais comprennent des champs, des friches, des bosquets d'eucalyptus et un maquis d'oliviers. La zone humide de Réghaïa est un complexe d'écosystèmes spécifiques et

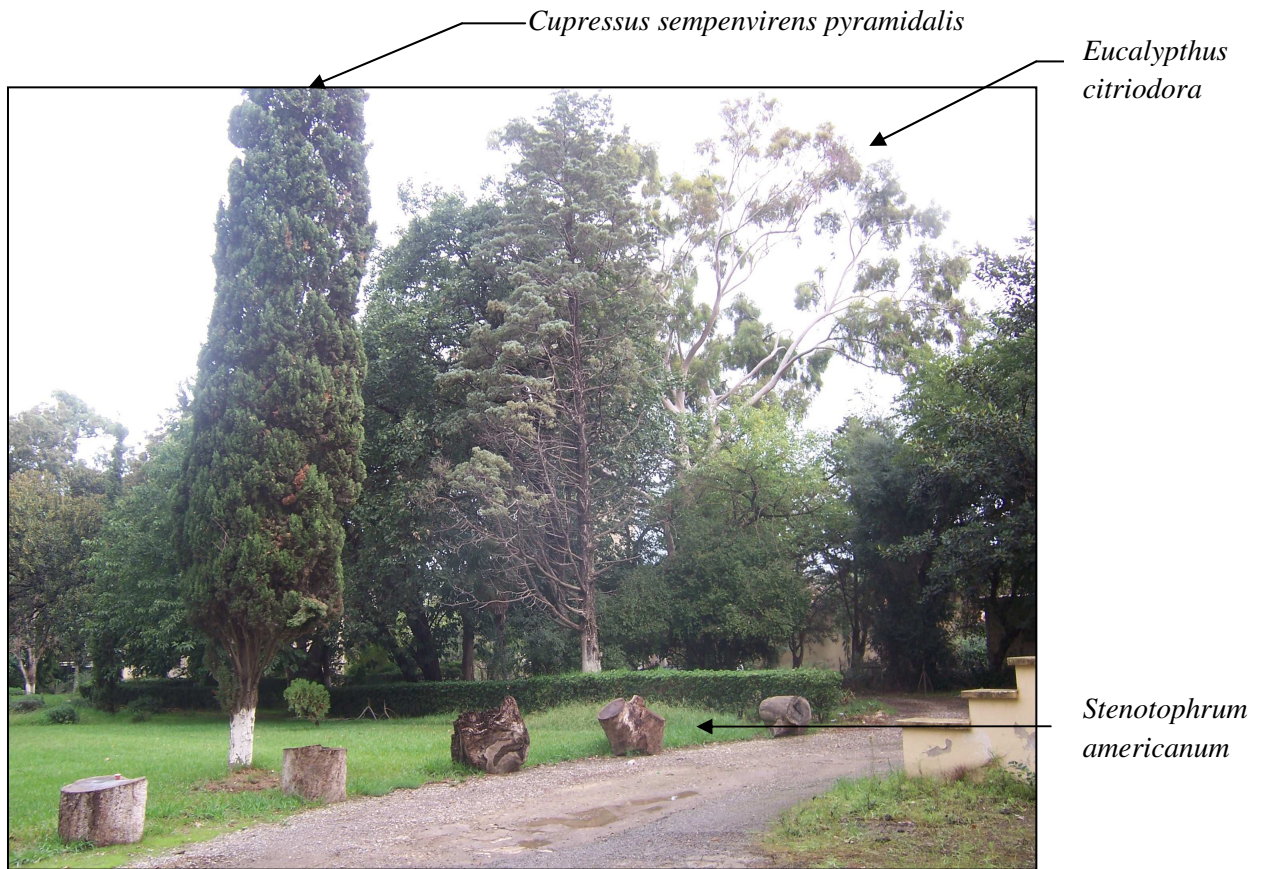


Figure 12 - Station de l'école nationale supérieure agronomique (ENSA)(Originale)

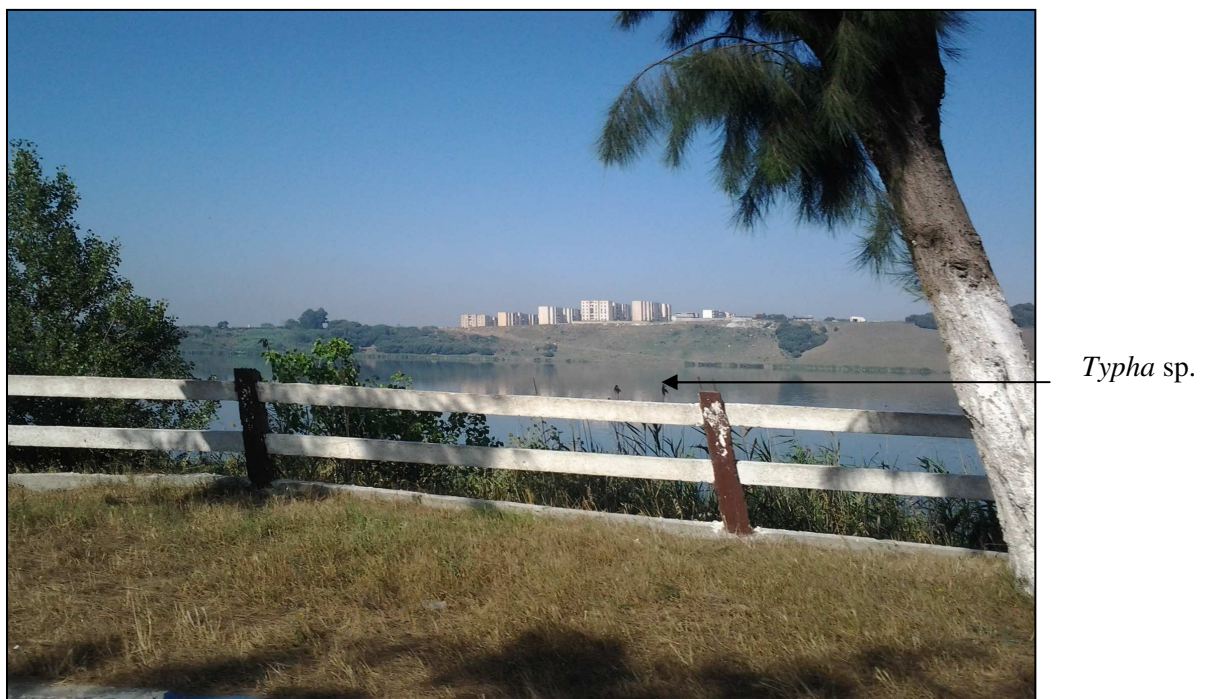


Figure 13 -Station du marais de Réghaïa (Originale)

complémentaires. Elle se divise en trois parties principales, soit un lac, un maquis et l'îlot Agueli qui apparaît en face du marais de Réghaïa. Entre les phragmites situés au bord du lac des nids de *Gallinula chloropus* (poule d'eau) et d'*Aythya nyroca* (fuligule nyroca) sont recueillis. Par contre les nids d'un *Turdus merula* (merle noir) et de *Columba palumbus* (pigeon ramier) sont récupérés dans le maquis.

3.1.3. - Station de l'îlot Agueli

L'îlot Agueli présente une surface de 29.705 m². Il est situé à 1 km au large de la plage de Réghaïa et porte de rares plantes herbacées poussant entre des blocs rocheux comme *Asteriscus maritimus* (L.) (Asteraceae), *Althaea officinalis* (L.) 1753 (Malvaceae) et *Chenopodium album* L., 1753 (Chenopodiaceae). C'est un lieu de nidification du Goéland leucopnée (OUARAB *et al.*, 2014) (Fig. 14).

3.1.4. - Station de Taâdmit

Taâdmit est située au sud-ouest de Djelfa (34° 18'N.; 2° 58'E.). Elle est limitée au nord par les monts des Ouled Naïl et Djebel Djellal Rharbi, à l'est par Ain El Bell et Deldoul, au sud par l'Atlas saharien et à l'Ouest par Bordj Douis (Fig. 15). Sa superficie est de 788,58 km². Son altitude est de 1.113 m. Taâdmit appartient à l'étage bioclimatique semi-aride à hiver froid. Le présent travail est réalisé au niveau d'une exploitation agricole qui se trouve à proximité du village Hiouhi (Taâdmit), sis au sud-ouest de Djelfa et à 50 km de cette agglomération (34° 21' N.; 03° 05' E.). La station couvre une superficie de 300 ha. Le protocole expérimental est effectué dans un milieu agricole d'une superficie estimée de 1,5 ha, entouré par le Cyprès (*Cupressus sempervirens*) et le pin d'Alep (*Pinus halepensis*) qui sont utilisés comme brise-vent. L'arboriculture fruitière occupe une bonne partie de cette surface agricole d'une superficie égale à 1 ha avec le pommier (*Malus domestica*), le poirier (*Pyrus communis*), le cerisier (*Cerasus vulgaris*), le figuier (*Ficus carica*), l'amandier (*Amygdalus communis*) et l'abricotier (*Prunus armeniaca*). L'autre partie d'une superficie de 0,5 ha est consacrée aux cultures maraîchères avec la tomate (*Lycopersicon esculentum*), l'aubergine (*Solanum melongena*), l'oignon (*Allium cepa*), le piment (*Capsicum frutescens*), la pomme de terre (*Solanum tuberosum*), la carotte (*Daucus carota var. sativus*), le navet

Chapitre 3

(*Brassica rapa*), le potiron (*Cucurbita maxima*), la courgette *Cucurbita pepo*) et la fève (*Vicia faba*).



Figure 14 -Station de l'îlot Aguéli (Originale)



Cultures
maraîchères

Figure 15 -Station de Taâdmit

3.2. – Collecte des nids d’oiseaux

Le présent travail est réalisé durant la période de nidification des oiseaux de février à août en 2012 et en 2013. La récupération des nids sur le terrain est réalisée une fois que les oisillons quittent ces derniers. Ceux des passereaux (Merle noir) sont généralement récupérés sur des troncs d’arbre ou d’arbuste, ceux des oiseaux d’eau (Poule d’eau) sont recueillis à proximité des phragmites. Par contre ceux des oiseaux marins (Goéland leucopnée) sont ramassés entre les rochers dans l’îlot Agueli. Les nids après leur récupération sont placés dans des sacs séparément pour éviter toute perte de parasites. Ces sacs portent la date et le nom de l’espèce d’oiseau (Fig. 16).

3.3. – Capture des rongeurs

Les pièges utilisés pour la capture des mériones et gerbilles sont des pièges Sherman appâtées avec des morceaux de pain. Au cours de chaque session de piégeage, une superficie estimée à 1,5 ha est piégée pendant trois nuits successives. La capture des rongeurs est effectuée à raison de deux sorties par mois depuis juillet jusqu’en avril. Les pièges sont installés au niveau des issues de terriers actifs. Tous les ectoparasites recueillis sur les rongeurs sont récupérés dans des tubes contenant de l’éthanol à 70 %, portant chacun des indications sur le lieu et la date de capture (Fig. 17).

3.4. - Conservation et comptage des ectoparasites

Déjà sur le terrain et plus tard au laboratoire d’écologie parasitaire et génétique des populations de l’institut Pasteur d’Alger, les ectoparasites récupérés sur les oiseaux et les rongeurs ou dans des nids sont conservés dans l’éthanol à 70%. Les ectoparasites sont comptés par observation sous une loupe binoculaire à image non inversée, mis à part les acariens pour lesquels le comptage est difficile à cause de leurs effectifs trop élevés. De ce fait l’opérateur se contentera de faire des estimations.

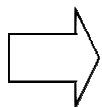
3.5. - Identification morphologique des ectoparasites

Chapitre 3

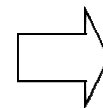
Les différents ectoparasites sont identifiés d'après leurs caractères morphologiques à l'aide d'un stéréo-microscope et d'un microscope optique Les identifications des tiques molles, des puces, des poux et des mites sont faites



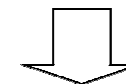
Récupération des nids



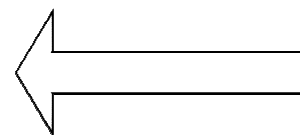
Mettre le nid dans un sachet



Défraichir le nid



Ectoparasites dans des tubes à essais



Récupération des ectoparasites sous loupe binoculaire

Figure 16 -Collecte des nids d'oiseaux

(Originale)



Figure 17 – Capture des rongeurs (Originale)

3.5.1. –Identification des tiques

Au laboratoire, l'identification des tiques est réalisée sous une loupe binoculaire (Loupe Gr. x40). Pendant l'identification jusqu'au genre puis à l'espèce est effectuée en se basant sur la clé dichotomique de WALKER *et al.* (2003).

L'identification des deux grandes familles est basée sur l'observation des caractères morphologiques suivants du corps de la tique (Fig. 18) :

- Tégument dépourvu de sclérification → Argasidae
- Tégument sclérifier → Ixodidae
- les pièces buccales sont situées sur la surface ventrale de l'adulte non visible en vue dorsale Argasidés →
- les pièces buccales sont visibles en vue dorsale → Ixodidae

3.5.2 –Identification des puces

Les identifications du genre (Fig. 19) et de l'espèce sont réalisées par observation sous un microscope optique (Gr. x40, x100) selon la clé d'identification de BEAUCOURNU et LAUNAY (1990) et de (DUCHEMIN 2003) en se basant sur les caractères suivants :

- Forme de la tête
- Présence et position des Cténidies génales et prothoraciques
- Forme de la spermathèque
- Soies oculaires
- Soies frontales
- Mésothorax scindé en deux pièces ou présent en une seule pièce

3.5. 3. –Identification des poux

Les poux sont montés entre lame et lamelle et observés sous un microscope photonique ou sous une loupe binoculaire (G x 40) (Fig. 20).

L'identification des genres et des espèces des poux est réalisée sur la base de diagnose décrit par PAJOT (2000) et JOHNSON et CLAYTON (2003), 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

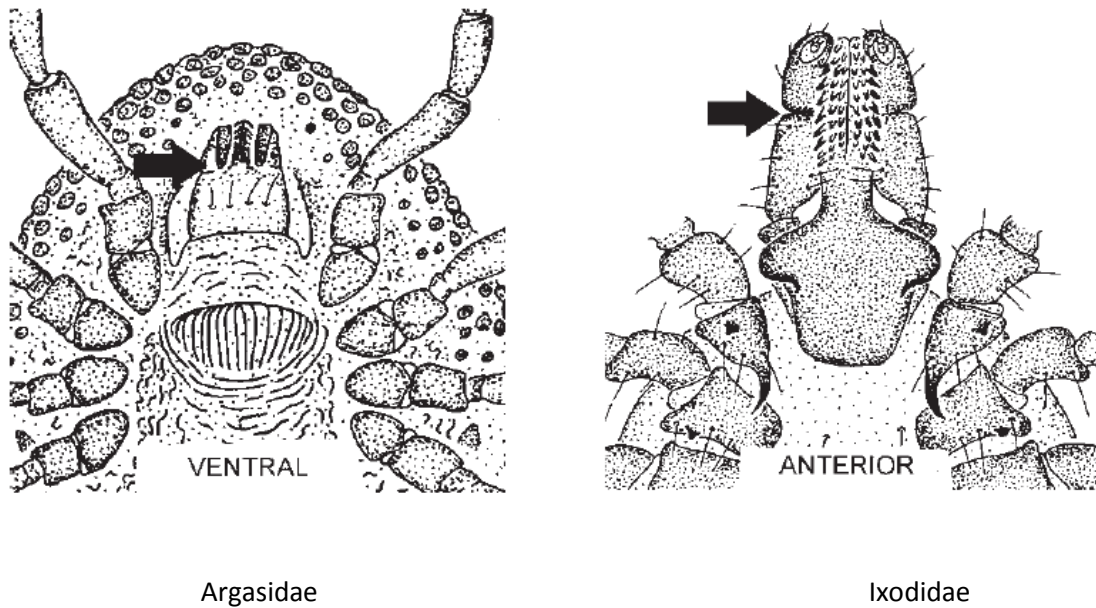


Figure 18 – Identification des tiques (WALKER *et al.*, 2003)

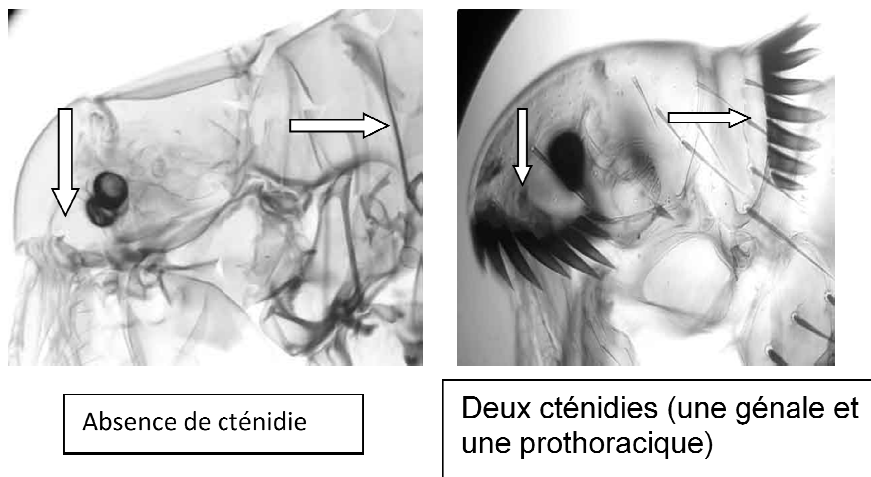
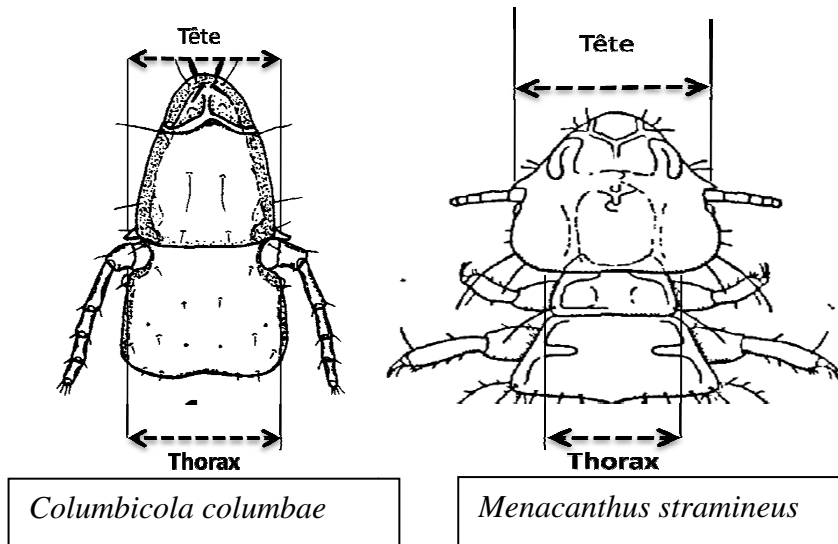


Figure 19 - Identification des puces (DUCHEMIN, 2003)



3.5.4. -Id **Figure 20** - Identification des poux (PAJOT, 2000)

Les mites sont identifiées selon les clés d'identifications de KRANTS (1971), de WALL et SHEARER (2001) et de ROY et CHAUVE (2007) (Fig. 21).

- Stigmate présent sous la forme d'une paire latérale entre les bases des pattes II et IV
- Plaque génitale bien définie
- Chélicère long et en forme de fouet; pinces à bouts absents ou très petites
- Surface de corps avec un bouclier dorsal et bouclier en forme d'œuf et pas avec orifice anal
- Surface dorsale de corps avec une seule plaque; habituellement parasite sur les oiseaux → *Dermanyssus*
- Surface dorsale de corps avec deux plaques; parasite sur les rongeurs → *Liponyssoides*

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

3.6. -Identification moléculaire des ectoparasites

C'est une technique décrite par MULLIS et FALOONA en 1987. Elle permet d'amplifier *in vitro* des séquences d'ADN par répétition d'élongation en présence d'amorces nucléotidiques spécifiques et d'une DNA Polymérase. La découverte d'une eubactérie thermophile vivant dans les sources chaudes, *Thermus aquaticus*, et l'utilisation par la suite de sa polymérase, stable jusqu'à des températures proches de 100 °C, est à l'origine du développement de cette technique (ETIENNE, 2000). La réaction de polymérisation en chaîne (P.C.R) est une technique de biologie moléculaire qui consiste à amplifier *in vitro* une partie spécifique du matériel génétique ARN ou ADN. Dans la présente étude, il s'agit de la recherche de l'ADN de *Bartonella* et de *Rickettsia*. Avant d'entamer l'une analyse par une réaction par polymérase en chaîne (PCR), il faut extraire l'ADN des tissus des arthropodes.

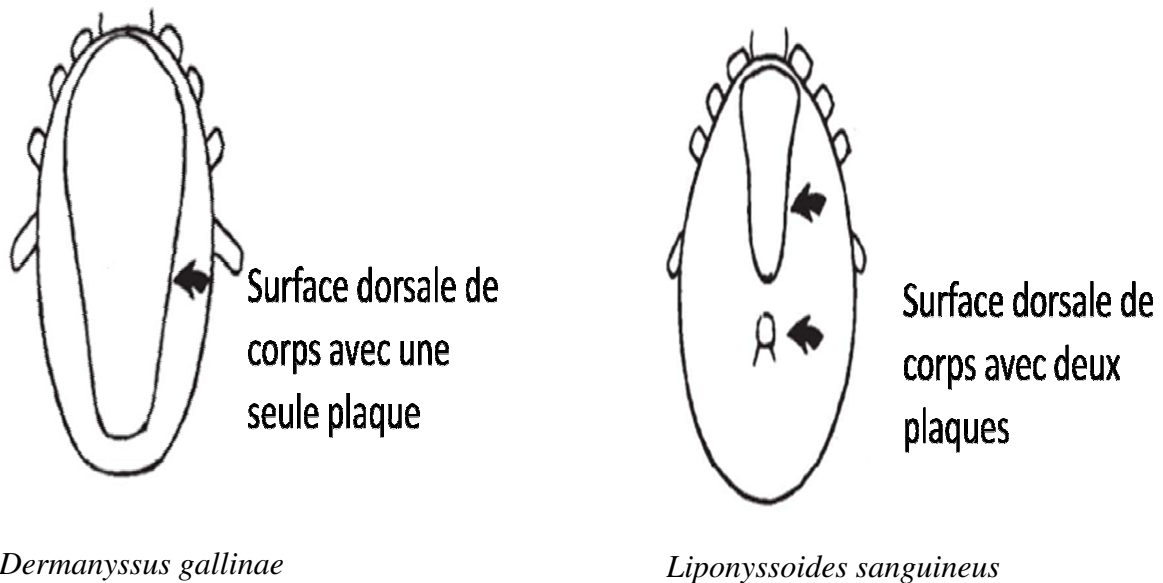


Figure 21 - Identification des acarina.(KRANTS ,1971)

3.6.1. -Extraction d'ADN

Cette étape, est réalisée sous une hotte à flux laminaire, et qui consiste en l'extraction des acides nucléiques (ADN) à l'aide d'un Kit spécial QIA amp (kit QIAGEN®, Hilden, Germany). Si les ectoparasites sont conservés dans de l'alcool, il est nécessaire de les rincer deux fois à l'eau distillée stérile pendant 2 minutes. Les échantillons sont coupés en petits cubes et introduits dans des tubes Eppendorff où ils sont broyés après ajout de 200µl d'ATL. 20µl de la protéinase K sont ajoutés aussi. Puis le tout est agité rapidement à l'aide du vortex. Ensuite, ils sont mis dans le bain à sec à 56 °C. pendant 2 heures, ou à 37 °C pendant une nuit jusqu'à la lyse du contenu intestinal. Une centrifugation rapide est réalisée suivie de l'ajout de 200µl de l'AL avec agitation pendant 15 secondes. Ces échantillons sont mis au bain sec à 70 °C pendant 10 minutes. Puis ils sont centrifugés rapidement. 200µl d'éthanol sont encore ajoutés avec agitation pendant 10 à 15 secondes. Le mix est pipeté ou versé dans les tubes collecteurs à filtre puis centrifugé durant 1 minute à 8.000 tours/min. L'éluât est

jeté et le filtre est placé dans un nouveau tube collecteur. Un premier lavage dans 500 µl de AW1 est réalisé suivi d'une centrifugation pendant 1 minute à 8.000 tours/min. Un deuxième lavage dans 500 µl de AW2 est réalisé suivi d'une centrifugation pendant 3 minutes à 14.000 tours/min. L'éluât est jeté et le filtre est placé dans un nouveau tube collecteur qui sera de nouveau centrifugé pendant 1 minute à 14.000 tours/min. Enfin, le filtre est ensuite placé dans un tube Eppendorf où sont ajoutés entre 150 à 200µl de tampon AE. Le tout est incubé durant 1 à 5 minutes à température ambiante et centrifugé une dernière fois pendant 1 minute à 8.000 tours/min. L'Eppendorf récupéré contient l'échantillon d'ADN qui sera par la suite conservé à + 4 °C. (Fig. 22).

3.6.2. -PCR (Réaction de Polymérisation en Chaîne)

Deux techniques de PCR sont développées, d'une part la PCR standard ou classique et d'autre part la PCR en temps réel.

3.6.2.1. - PCR standard ou classique

La PCR classique ou standard est une technique de biologie moléculaire qui consiste à amplifier *in vitro* une partie spécifique du matériel génétique ARN ou ADN au point de le rendre visible à l'œil nu sur gel d'agarose. Pour réussir cette technique il faut suivre plusieurs étapes : d'abord la préparation du mix, ensuite la programmation du thermocycleur et enfin la lecture des résultats de PCRs sur gel d'Agarose 1%.

3.6.2.1.1 - 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. Les produits du mix et leurs volumes nécessaires pour un seul échantillon sont présentés dans le tableau 5, annexe.

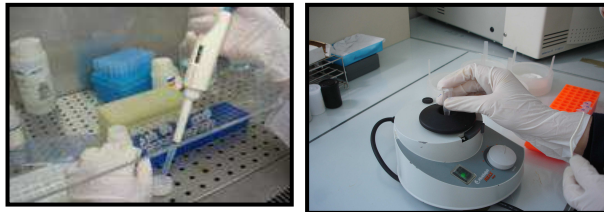
Remarque :

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 6, l'annexe.

Chaque constituant du mix est multiplié par le nombre d'échantillons étudiés.



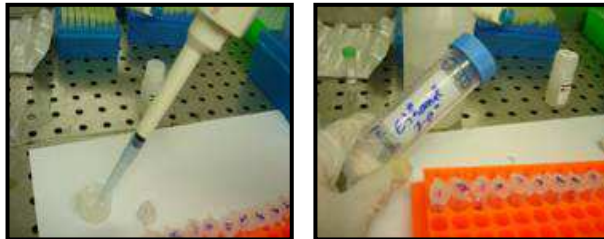
- Rincer les échantillons à l'eau distillée stérile puis couper les en petits morceaux.



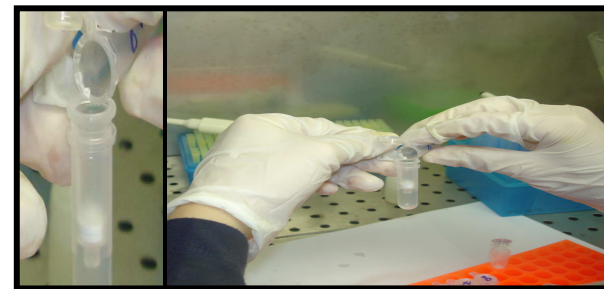
- Ajout de 180 μ l d'ATL, broyer les échantillons.
- Ajout de 20 μ l de la protéinase K, et



- Incubation dans le bain à sec à 56°C pendant 2heures ou bien à 37°C pendant une nuit.



- Ajout de 180 μ l de AL, agiter au vortex.
- Incuber au bain sec à 70°C pendant 10 minutes.



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



- Effectuer un 1^{ème} lavage dans 500 μ l de AW1 :
- Centrifuger 1minute 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 3minutes à 10 000



- Récupérer l'éluât contenant l'ADN.



- Placer le filtre dans un tube eppendorf et ajouter entre 150 à 200 μ l de tampon AE ,

Figure 22: Principales étapes d'extraction de l'ADN (Originale)

Chapitre 3

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

En plus des échantillons deux types de témoins sont pris en considération :

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

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

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

3.6.2.1.2. - 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. Dans le tableau 7, annexe.

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.

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 **Tm** 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).

3.6.2.1.3.- Lecture des résultats de PCRs sur gel d'Agarose 1,5%

L'électrophorèse sur gel est une méthode de séparation des macromolécules en fonction de leur taille, de leur charge électrique et d'autres propriétés physiques. Le terme "électrophorèse" décrit la migration de particules chargées sous l'influence d'un champ électrique. Le préfixe "électro-" fait référence à l'électricité et la racine "-phorèse" vient du grec "*phoros*" qui signifie porter d'un côté à l'autre (BOGARD et LAMORIL, 1998).

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 7µl produit de PCR avec 3µl 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 du 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 noire. (Fig. 23)

3.6.2.2. - RT-PCR (Real time PCR ou PCR à temps réel)

Chapitre 3

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

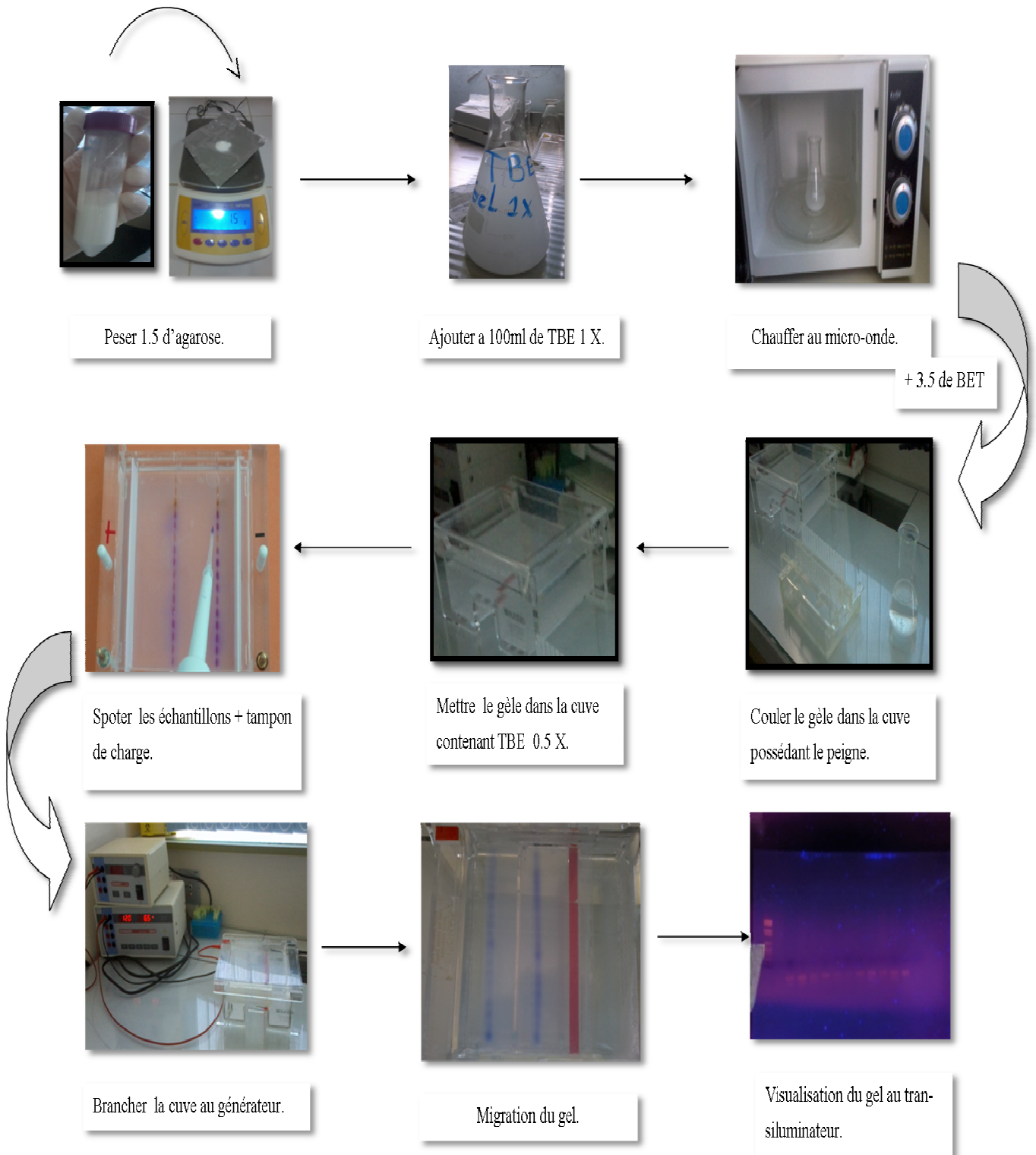


Figure 23 :Protocole d'électrophorèse sur gel d'agarose 1,5% (Originale).

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, HIGUCHI *et al.* 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 cycles, 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).

Protocole expérimentale

Après avoir préparé le mélange réactionnel en additionnant des sondes fluorescentes et des primers (Tab. 6) annexe 1, 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 (Fig. 24).

Chapitre 3

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.

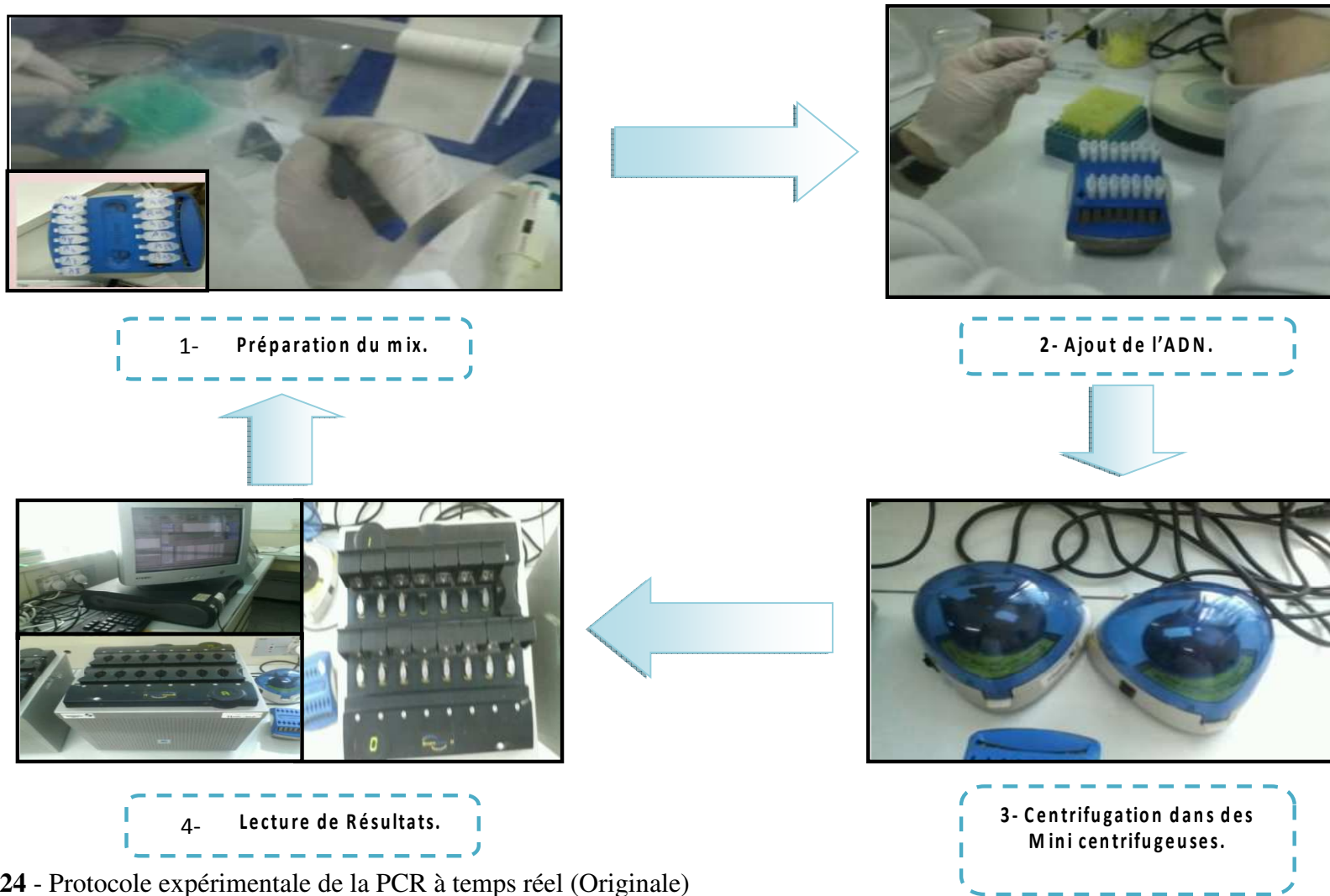


Figure 24 - Protocole expérimentale de la PCR à temps réel (Originale)

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 6, annexe.

3.7. – Exploitation des résultats par des indices parasite, par l'indice de risque et par des méthodes statistiques

Les résultats obtenus sont traités d'abord par les indices parasites, par l'indice de risque et puis par des méthodes statistiques.

3.7.1.- Exploitation des résultats par des indices parasites

La prévalence est calculée, ainsi que l'abondance et l'intensité moyenne des ectoparasites trouvés chez les oiseaux et dans les nids. Les indices parasites proposés par MARGOLIS *et al.* (1982) sont les suivants :

La prévalence (P)

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

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

L'abondance (A)

Elle correspond au rapport du nombre total des individus d'une espèce parasite (n) au nombre total des individus examinés H.

$$A = n/H$$

Intensité Parasitaire (I)

Elle correspond au rapport du nombre total d'individus d'une espèce parasite (n) dans un échantillon d'hôtes au nombre d'hôtes infestés (N) dans l'échantillon.

$$I = n/N$$

3.7.2. - Exploitation des résultats par des indices parasitaires : indice de risque

Les données collectées lors de la présente étude ont permis de calculé un indice de risque en attribuant des points comme suit :

- présence d'un vecteur pouvant véhiculer un pathogène pour l'homme : 1 point
- espèce d'oiseaux de biotope sauvage : 1 point
- espèce d'oiseaux pouvant fréquenter les environs des villes : 2 points
- espèce d'oiseaux urbains : 4 points
- oiseaux migrateur ou semi-migrateur : 1 point

En additionnant ces points, l'indice de risque est obtenu; plus le chiffre est élevé et plus le risque est important. Cela permet de cibler les espèces d'oiseaux d'intérêt épidémiologique à surveiller.

3.7.3. - Exploitation des résultats par l'analyse de la variance

La variance d'une série statistique ou d'une distribution de fréquences est la moyenne arithmétique des carrés des écarts par rapport à la moyenne. Elle permet de confirmer s'il existe une différence significative entre deux séries de données (DAGNELIE, 1975).

Chapitre IV

Chapitre IV- Résultats sur l'inventaire des ectoparasites collectés dans des nids d'oiseaux et sur des rongeurs

Les résultats sur l'inventaire des ectoparasites trouvés sur les oiseaux et dans leurs nids et ceux notés sur les rongeurs sont exposés. Les agents pathogènes observés sur ces derniers retiennent l'attention. Les valeurs obtenues sont traitées par des analyses statistiques.

4.1. - Inventaire des ectoparasites trouvés dans les nids d'oiseaux

L'interaction oiseau-parasite est détaillée. Elle est suivie par la prévalence sur les oiseaux et dans leurs nids ainsi que par l'abondance et l'intensité des ectoparasites trouvés sur les oiseaux. Un exemple d'oiseau-hôte, soit *Larus michahellis* et son ectoparasite *Carios capensis* étudié pendant deux années sont pris en considération. Un indice de risque par rapport aux espèces d'oiseaux est établi et vers la fin une abondance relative des catégories d'ectoparasites est développée.

4.1.1. - Distribution des espèces d'ectoparasites par espèce d'oiseau

Les espèces d'ectoparasites par espèce d'oiseau sont notées dans le tableau 8.

Tableau 8 - Distribution des ectoparasites par espèce d'oiseau dans le Sahel algérois

Ectoparasites		Espèces d'oiseaux	Site de prélèvement de l'ectoparasite
Familles	Espèces		
Menoponidae (Pou)	<i>Menacanthus stramineus</i>	<i>Luscinia megarhynchos</i>	nid à Réghaia
Philoptridae (Pou)	<i>Columbicola columbae</i>	<i>Columba livia</i>	oiseau à ENSA
		<i>Alectoris chukar</i>	oiseau à Réghaia
Dermanyssidae (acari)	<i>Dermanyssus gallina</i>	<i>Columba palumbus</i>	nid à Réghaia et à ENSA
		<i>Turdus merula</i>	nid à Réghaia, nid et oiseaux à ENSA
	<i>Dermanyssus sp.</i>	<i>Acrocephalus scirpaceus</i>	nid à Réghaia
		<i>Gallinula chloropus</i>	nid à Réghaia
		<i>Aythya nyroca</i>	nid à Réghaia
			<i>Muscicapa striata</i>
Ceratophyllidae (puce)	<i>Dasypsyllus gallinulae</i>	<i>Columba livia</i>	nid à Réghaia

Un ensemble de 59 nids appartenant à 8 espèces d'oiseaux sont échantillonnés. De plus 17 individus appartenant à 3 espèces d'oiseaux sont capturés (Tableau 8). Au total, les nids et les oiseaux piégés correspondent à 9 espèces. sont le Merle noir (*Turdus merula*), le Pigeon biset (*Columba livia*), le Rossignol philomèle (*Luscinia megarhynchos*), la Perdrix choukar (*Alectoris chukar*), le Gobe-mouche gris (*Muscicapa striata*), le Pigeon ramier (*Columba palumbus*), la Rousserolle effarvate (*Acrocephalus scirpaceus*), la Poule d'eau (*Gallinula chloropus*) et le Fuligule nyroca (*Aythya nyroca*). Après le tri des nids et l'examen des oiseaux, 6 espèces d'ectoparasites sont collectées et identifiées. Parmi elles, 2 mallophages *Menacanthus stramineus* et *Columbicola columbae* sont recueillis, ainsi que 2 espèces d'acariens *Dermanyssus gallinae* et *Dermanyssus* sp. et une espèce de puce *Dasypsyllus gallinulae* (Fig. 25).

4.1.2. – Prévalence d'infestation au niveau des oiseaux et de leurs nids

Les prévalences d'infestation par les ectoparasites des oiseaux et de leurs nids sont rassemblées au sein du tableau 9.

Tableau 9 -Prévalence d'infestation des oiseaux et de leurs nids par les ectoparasites

Espèces d'oiseaux	Nids examinés	Nids infestés	Prévalence	Individus examinés	Individus infestés	Prévalence
<i>Turdus merula</i>	20	6	30%	3	1	33,33%
<i>Columba livia</i>	8	3	37,50%	2	1	50%
<i>Luscinia megarhynchos</i>	4	1	25%	0	0	0
<i>Columba palumbus</i>	6	1	16,67%	0	0	0
<i>Acrocephalus scirpaceus</i>	8	3	37,50%	0	0	0
<i>Gallinula chloropus</i>	5	2	40%	0	0	0
<i>Aythya nyroca</i>	7	2	29%	0	0	0
<i>Muscicapa striata</i>	1	1	100%	0	0	0
<i>Alectoris chukar</i>	0	0	0%	12	3	25%



Dermanyssus gallinae 0,5 mm



Dasipsyllus gallinulaie 1 mm



Menacanthus stramineus 1 mm



Columbicola columbae 1.25 mm



Carios capensis 2.5 mm

Figure 25 – Les espèces d'ectoparasites d'oiseaux dans le Sahel algérois (Originale)

Chapitre 4

La prévalence est de 100 % dans les nids de *Muscicapa striata*. Mais la valeur la plus faible concerne *Columba palumbus* avec 16,7 % (Tab. 9). Sur les Oiseaux-mêmes la valeur de la prévalence la plus forte est observée pour *Columba livia* avec 50 %. Par contre la valeur la plus basse est notée sur les adultes d'*Alectoris chukar*.

4.1.3. – Abondances et intensités des ectoparasites trouvés sur les oiseaux

L'abondance et l'intensité des ectoparasites trouvés sur les oiseaux ou dans leurs nids sont exposées (Tab. 10).

Tableau 10 - Abondances et intensités des ectoparasites trouvés sur les oiseaux

Ectoparasites	Espèces d'oiseaux	Nbre ectopar.	Dans les nids		Sur les individus	
			Intensités	Abondances	Intensités	Abondances
<i>Menacanthus stramineus</i>	<i>Luscinia megarhynchos</i>	3	3	0,75	0	0
<i>Columbicola columbae</i>	<i>Columba livia</i>	17	5,67	2,12	8,5	17
	<i>Alectoris chukar</i>	9	0	0	3	1,12
<i>Dermanyssus gallinae</i>	<i>Turdus merula</i>	200	33,33	10	200	66,67
	<i>Columba palumbus</i>	12	12	2	0	0
<i>Dermanyssus sp.</i>	<i>Acrocephalus scirpaceus</i>	10	3,33	1,25	0	0
	<i>Gallinula chloropus</i>	3	0,6	0,5	0	0
	<i>Aythya nyroca</i>	30	15	4,28	0	0
	<i>Muscicapa striata</i>	2	2	2	0	0
<i>Dasypsyllus gallinulae</i>	<i>Columba livia</i>	2	0,66	2,25	0	0

Nbre ectopar : Nombres d'ectoparasites

Dans les nids d'oiseaux l'intensité la plus élevée concerne *Dermanyssus gallinae* avec (I = 33,3) dans les nids de *Turdus merula* suivie par celle de *Dermanyssus sp.* correspondant à (I = 15) ectoparasites dans les nids d'*Aythya nyroca*, Par contre la valeur d'intensité la moins élevée revient à *Dermanyssus sp.* dans les nids de *Gallinula chloropus* avec (I = 0,6) et de

Dasypsyllus gallinulae avec (I = 0,7) dans les nids de *Columba livia*. Pour l'abondance c'est toujours *Dermanyssus gallinae* dans les nids de *Turdus merula* qui possède la valeur la plus forte (A = 10). La moins élevée avec (A = 0,5) porte sur *Dermanyssus* sp. dans les nids de *Gallinula chloropus*. Parmi les oiseaux *Turdus merula*, *Dermanyssus gallinae* occupe le premier rang pour l'intensité et l'abondance avec respectivement (I = 200) et (A = 66,7), Par contre les valeurs les moins fortes d'intensités et d'abondance parasitaires sont représentées par *Columbicola columbae* sur les oiseaux d'*Alectoris chukar* (I = 3) et (A = 1,1). (Tab. 10).

4.1.4.– Prévalence, intensité et abondance d'une espèce de Tique molle trouvée dans les nids du Goéland leucophée en 2012 et en 2013

Les valeurs de prévalence, d'intensité et d'abondance de l'espèce de tique molle recueillie dans les nids du Goéland leucophée en 2012 et en 2013 sont mis dans le tableau 11.

Tableau 11 - Prévalence, abondance et intensité de *Carios capensis* dans les nids de *Larus michahellis* dans l'île Aguéli

Année	nombre de <i>Carios capensis</i> recueillies	Nids infestés par les tiques / total de nids récupérés	P%	Abondances	Intensités
2012	163	6/15	40	10.86	27.16
2013	64	12/16	75	4	5.33

P: prévalences

Au cours des visites de l'île Aguéli en juin 2012 et 2013, 31 nids de *Larus michahellis* sont ramassés. Parmi eux 18 nids sont infestés par des tiques dont 6 en 2012 et 12 en 2013. Ainsi un total de 227 tiques sont récupérées. Les valeurs de l'abondance de ces tiques sont de (A = 10,9) en 2012 et de (A = 4) en 2013. Il est à noter comme valeurs d'intensité (I = 27,2) en 2012 et (I = 5,3) en 2013 (Tab. 11). Une seule espèce de tique molle est observée et identifiée grâce à ses particularités morphologiques lors de l'inspection des différents nids. De plus, l'amplification et le séquençage du gène mitochondrial 16S ARNr a donné une séquence avec 100% de similarité avec la séquence de *Carios capensis* déposée dans Genbank (numéro d'accèsion: JQ824316.1). L'analyse quantitative par PCR a montré que tous les échantillons sont négatifs pour l'ensemble des bactéries pathogènes testées tandis que les témoins positifs amplifient normalement.

4.1.5. – Indice de risque par rapport aux espèces d'oiseaux

Les détails sur la distribution des ectoparasites et sur l'estimation de l'indice de risque par espèce d'oiseau sont regroupés dans le tableau 12.

Tableau 12 - Distribution des ectoparasites et estimation de l'indice de risque par espèce d'oiseau

Ectoparasites espèces (familles)	Oiseaux hôtes	Biotopes oiseaux	Risque contact humain	Oiseaux migrateurs	Indice
<i>Carios capensis</i> (Argasidae)	<i>Larus michahellis</i>	Sauvage (îles) / visites humaines possibles	++	Semi-migrateur	4
<i>Menacanthus stramineus</i> (Monoponidae)	<i>Luscinia megarhynchos</i>	Anthropisé, urbain	+	Migrateur	1
<i>Columbicola columbae</i> (Philopteridae)	<i>Columba livia</i>	Anthropisé, urbain	+++	Sédentaire	4
	<i>Alectoris chukar</i>	Zones boisées	+	Sédentaire	1
<i>Dermanyssus gallinae</i> (Dermanyssidae)	<i>Columba palumbus</i>	Anthropisé, urbain	+++	Semi-migrateur	5
	<i>Turdus merula</i>	Anthropisé, urbain	+++	Sédentaire	5
<i>Dermanyssus sp.</i> (Dermanyssidae)	<i>Acrocephalus scirpaceus</i>	Lac	+	Sédentaire	2
	<i>Gallinula chloropus</i>	Lac	+	Sédentaire	2
	<i>Aythya nyroca</i>	Lac	+	Sédentaire	2
	<i>Muscicapa striata</i>	Zones boisées	+	Migrateur	3
<i>Dasypsyllus gallinulae</i> (Ceratophyllidae)	<i>Columba livia</i>			Sédentaire	4

P : pathogène ; + : risque faible ; ++ : risque moyen ; +++ : risque très élevé.

L'indice de risque le plus élevé égal à(5)concerne*Columba palumbus* et *Turdus merula*. Ces deux espèces fréquentent les habitations humaines. Et leurs ectoparasites peuvent transmettre plusieurs pathogènes à l'être humain. L'indice de risque (4) est partagé entre une tique molle *Carios capensis*, un pou *Menacanthus stramineus* et une puce *Dasypsyllus gallinulae*. Leurs hôtes oiseaux sont *Larus michahellis* pour *Carios capensis* et *Columba livia* pour *Menacanthus stramineus* et *Dasypsyllus gallinulae*. Les puces provoquent des irritations.

L'indice de risque le moins élevé qui est de (1) se retrouve pour *Luscinia megarhynchos* et pour *Alectoris chukar* leurs ectoparasites sont des poux mallophages lesquels en général ne sont pas connus comme réservoirs d'agents pathogènes (Tab. 12).

4.1.6.- Abondance relative des catégories d'ectoparasites recueillis sur des oiseaux

Le nombre de tiques molles, de poux, d'acariens et de puces ainsi que leurs abondances relatives sont exposés dans le tableau 13

Tableau 13 – Nombres et abondances relatives des catégories d'ectoparasites récoltés sur des oiseaux et dans leurs nids

Ectoparasites	Nombre d'ectoparasites	AR %
Tiques molles	227	44,07
Poux	29	5,63
Acariens	257	49,90
Puces	2	0,38
totaux	515	100

AR. : Abondances relatives

Les acariens sont les plus abondants avec un pourcentage de 49,9 suivis par les tiques molles avec 44,1% et les poux avec 5,6 %. Les puces viennent en dernier avec 0,4 % (Fig. 26). (Tab. 13).

4.2. - Inventaire des ectoparasites trouvés sur les rongeurs

L'abondance relative des ectoparasites récupérés sur des rongeurs durant les périodes 2007-2008 et 2009–2010 ainsi que leur prévalence d'infestation, leur intensité et leur abondance parasitaire sont pris en considération.

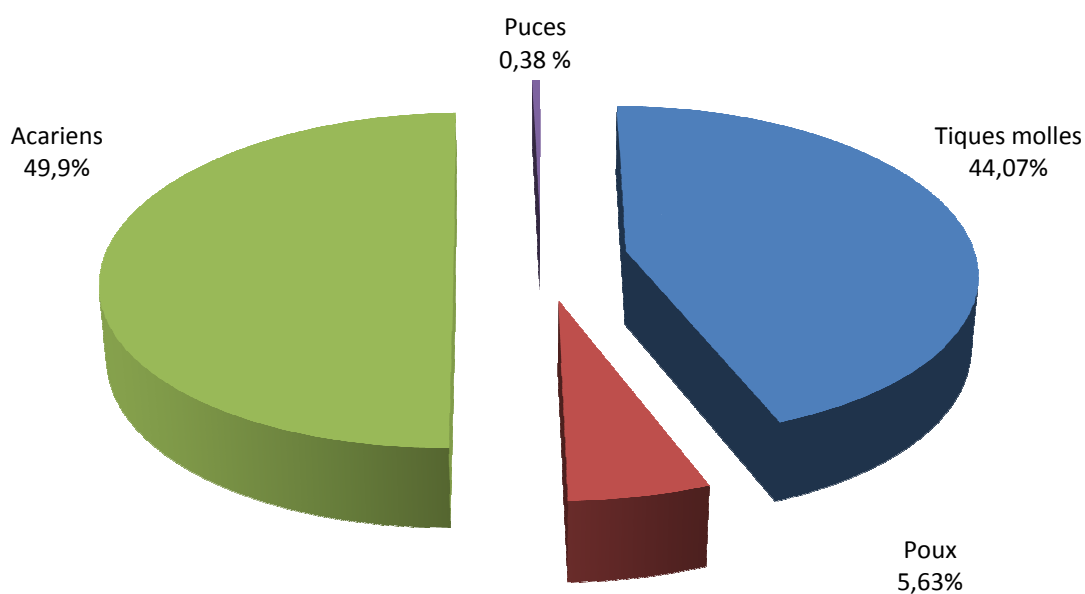


Figure 26 - Nombres et abondances relatives des catégories d'ectoparasites récoltés sur des oiseaux et dans leurs nids

4.2.1. –Abondances relatives des espèces d'ectoparasites collectées sur les rongeurs pendant la période 2007-2008

Les valeurs des abondances relatives des ectoparasites obtenus sur des rongeurs au cours de la période 2007-2008 sont mises dans le tableau 14.

Tableau 14 -Abondances relatives des espèces d'ectoparasites collectés sur les rongeurs

Rongeurs	<i>Meriones shawii</i>		<i>Gerbillus campestris</i>	
	N	AR%	N	AR%
<i>Liponyssoides sanguineus</i>	36	39,13 %	7	41,17 %
<i>Liponyssus bacoti</i>	11	11,95 %	1	5,88 %
<i>Xenopsylla cheopis</i>	41	44,56 %	2	11,76 %
<i>Nosopsyllus fasciatus</i>	4	4,34 %	7	41,17 %
Totaux	92		17	

N : nombres d'ectoparasites AR% : abondances relatives

Chapitre 4

L'abondance relative la plus élevée sur *Meriones shawii* concerne *Xenopsylla cheopis* avec 44,6 % suivie de *Liponyssoides sanguineus* avec 39,1 % . Par contre sur *Gerbillus campestris*, *Liponyssoides sanguineus* et *Nosopsyllus fasciatus* ont la même valeur égale à 41,2 % (Tab. 14) (Fig. 27).

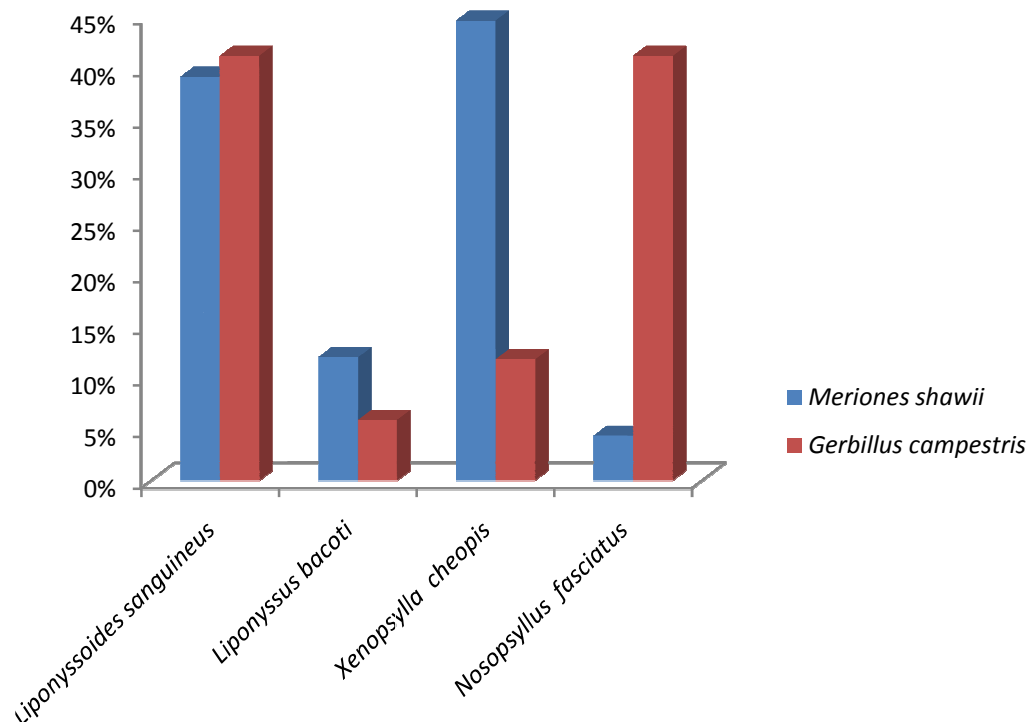


Figure 27 - Abondances relatives des espèces d'ectoparasites collectés sur les rongeurs en 2007 - 2008

Le détail de la recherche d'une différence significative par une analyse de la variance entre les nombres d'individus des espèces d'ectoparasites trouvées sur les corps de *Meriones shawii* et de *Gerbillus campestris* est exposé dans le tableau 15.

Tableau 15 – Recherche de différence significative par une ANOVA entre les nombres d'individus des espèces d'ectoparasites notés sur *Meriones shawii* et *Gerbillus campestris*

	SCE	Ddl	CM	F	Probabilité
Totaux	1731,875	7			
Facteur	703,125	1	703,13	4,10	0,09
Résiduelle	1028,750	6	171,46		

La comparaison entre les nombres d'individus des espèces d'ectoparasites trouvées sur les rongeurs *Meriones shawii* et de *Gerbillus campestris* montre qu'il n'existe pas de différence significative entre les deux espèces-hôtes ($F_{\text{observé}} = 4,10$; $ddl = 7$; $p = 0,09$) (Tab. 15).

4.2.2. – Prévalences d'infestation sur les rongeurs pendant la période 2007-2008

Les valeurs de la prévalence d'infestation sur les individus de rongeurs en 2007-2008 sont mises dans le tableau 16.

Tableau 16 - Prévalences d'infestation sur les rongeurs durant la période 2007-2008

Rongeurs	Nombres de rongeurs examinés	Nombres de rongeurs infestés	Prévalences %
<i>Meriones shawii</i>	36	14	38,88
<i>Gerbillus campestris</i>	9	7	77,77

La prévalence d'infestation sur *Gerbillus campestris* est nettement plus élevée (77,8 %) par rapport à *Meriones shawii* (38,9 %) (Tab. 16). Il aurait été plus intéressant si le nombre de *Gerbillus campestris* examinés était plus important.

4.2.3. – Intensités et abondances des ectoparasites notés sur les rongeurs en 2007–2008

Les détails sur l'intensité et l'abondance des ectoparasites sur *Meriones shawii* et *Gerbillus campestris* sont présentés dans le tableau 17.

Xenopsylla cheopis est la plus abondante sur *Meriones shawii* avec ($A = 1,13$) et occupe la valeur d'intensité la plus élevée avec ($I = 2,92$). Par contre *Liponyssoides sanguineus* et *Nosopsyllus fasciatus* ont la même valeur d'abondance qui est de 0,77 sur *Gerbillus campestris* et 1 pour l'intensité (Tab. 17).

Tableau 17 - Intensités et abondances des ectoparasites notés sur les rongeurs au cours de la période 2007-2008

Ectoparasites	<i>Meriones shawii</i>		<i>Gerbillus campestris</i>	
	Abondances	Intensités	Abondances	Intensités
<i>Liponyssoides sanguineus</i>	1	2,57	0,77	1
<i>Liponyssus bacoti</i>	0,30	0,78	0,11	0,14
<i>Xenopsylla cheopis</i>	1,13	2,92	0,22	0,28
<i>Nosopsyllus fasciatus</i>	0,11	0,28	0,77	1

4.2.4. – Abondances relatives des espèces d'ectoparasites collectés sur les rongeurs en 2009–2010

Les valeurs de l'abondance relative des espèces d'ectoparasites collectés sur les rongeurs en 2009- 2010 sont mises dans le tableau 18.

Tableau 18-Abondances relatives des espèces d'ectoparasites collectés sur les rongeurs

Rongeurs	<i>Meriones shawii</i>		<i>Gerbillus gerbillus</i>	
	N	AR %	N	AR %
<i>Stenoponica tripectinata</i>	5	12,5	6	54,54
<i>Xenopsylla cheopis</i>	1	2,5	0	0
<i>Nosopsyllus fasciatus</i>	34	85	5	45,45
Totaux	40		11	

N : nombres d'ectoparasites AR% : abondances relatives

L'abondance relative la plus élevée sur *Meriones shawii* revient à la puce *Nosopsyllus fasciatus* avec 85% suivie par celle de *Stenoponica tripectinata* avec un pourcentage de 12,5. Et en troisième position il y a *Xenopsylla cheopis* avec 2,5 % (Tab. 18; Fig.28). Pour *Gerbillus gerbillus*, c'est *Stenoponica tripectinata* qui présente le plus grand pourcentage avec 54,5 % suivie de *Nosopsyllus fasciatus* avec 45,5 % (Fig. 29).

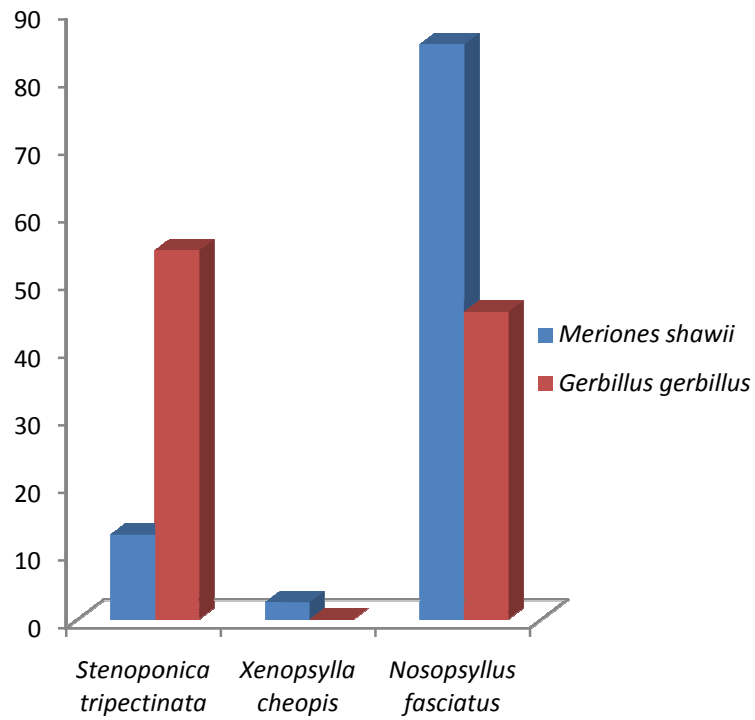


Figure 28 -Abondances relatives des espèces d'ectoparasites collectés sur les rongeurs en 2009–2010.

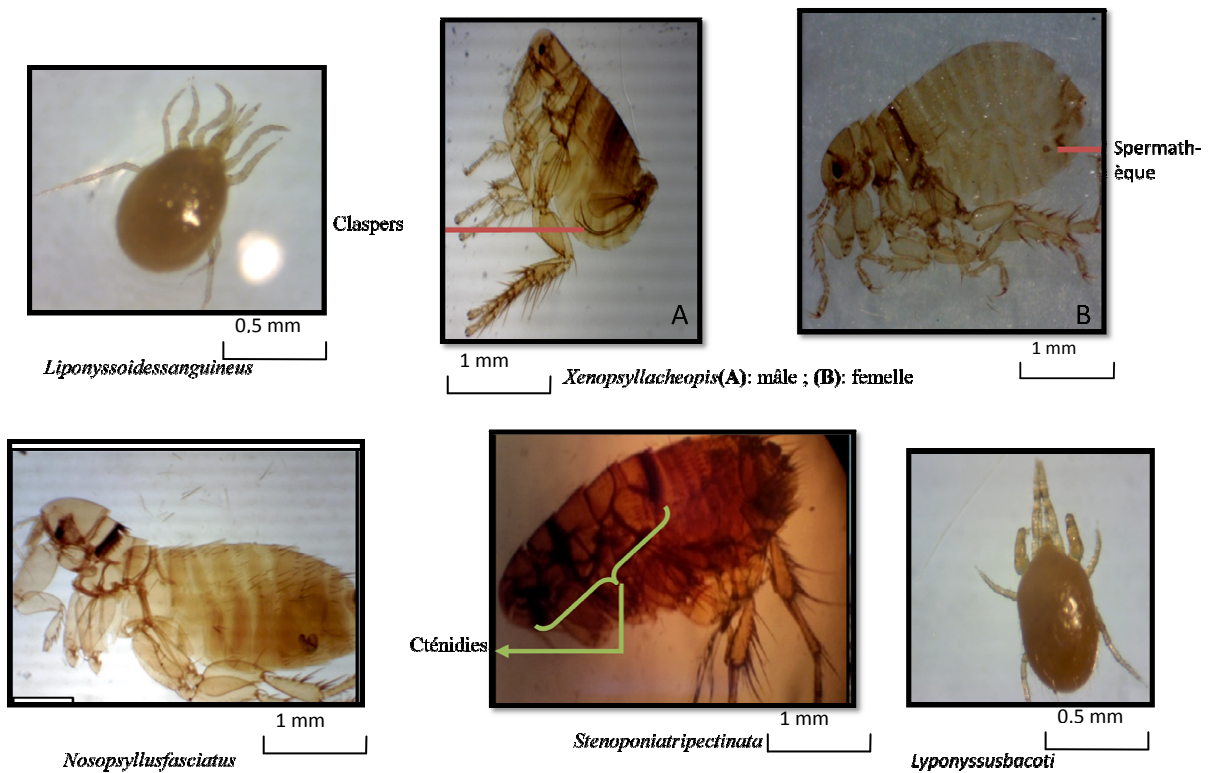


Figure 29 – Les espèces d'ectoparasites collectés sur les rongeurs. (Originale)

Chapitre 4

Le détail de la recherche d'une différence significative par une analyse de la variance entre les nombres d'individus des espèces d'ectoparasites trouvées dans les corps de *Meriones shawii* et de *Gerbillus campestris* est signalé dans le tableau 19.

Tableau 19 – Recherche d'une différence significative entre les effectifs des espèces d'ectoparasites trouvées sur les corps de *Meriones shawii* et de *Gerbillus campestris*

	SCE	ddl	CM	F	probabilité
Totaux	809,500	5			
Facteur	140,167	1	140,17	0,84	0,41185
Résiduelle	669,333	4	167,33		

La comparaison entre les nombres d'individus des ectoparasites trouvés sur les corps de *Meriones shawii* et de *Gerbillus campestris* montre qu'il n'existe pas de différence significative entre les deux espèces de rongeurs (F observé = 0,84; ddl = 5; p = 0,41) (Tab. 19).

4.2.5. – Répartition des ectoparasites en fonction des mois de l'periode 2007-2008

Le nombre d'ectoparasites collectés sur *Meriones shawii* et sur *Gerbillus campestris* en fonction des mois de la période 2007-2008 sont signalés dans le tableau 20.

Tableau 20 -Répartition des ectoparasites collectés sur les rongeurs en fonction des mois de la période 2007-2008

Rongeurs	Ectoparasites	Mois en 2007					Mois en 2008		
		VII	VIII	IX	XI	XII	I	III	IV
<i>Meriones shawii</i>	<i>Liponyssoides sanguineus</i>	28	5	4	0	0	0	0	0
	<i>Liponyssoides bacoti</i>	10	0	0	0	0	0	0	0
	<i>Nosopsyllus fasciatus</i>	0	0	0	0	4	0	0	0
	<i>Xenopsylla cheopis</i>	22	15	3	0	0	0	0	2
<i>Gerbillus campestris</i>	<i>Liponyssoides sanguineus</i>	0	0	0	3	2	0	0	0
	<i>Liponyssoides bacoti</i>	0	0	0	2	0	0	1	0
	<i>Nosopsyllus fasciatus</i>	0	0	0	1	3	2	1	0
	<i>Xenopsylla cheopis</i>	0	0	0	0	0	0	2	0

Chapitre 4

Sur *Meriones shawii*, *Xenopsylla cheopis* est collectée au cours de quatre mois d'étude suivie par *Liponyssoides sanguineus* signalée lors de trois mois de la période 2007-2008. Par contre *Liponyssoides bacoti* et *Nosopsyllus fasciatus* sont trouvées seulement pendant un mois seulement (Tab. 20).

Les calculs de l'analyse de la variance pour comparer les nombres d'individus des espèces d'ectoparasites trouvées par mois sur le corps de *Meriones shawii* sont mentionnés dans le tableau 21.

Tableau 21 – Recherche d'une différence significative entre les effectifs des espèces d'ectoparasites trouvées par mois sur les corps de *Meriones shawii*

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	4	584,800	146,200	3,396	0,036
Erreur	15	645,750	43,050		
Total corrigé	19	1230,550			

Les variations mensuelles entre le nombre d'individus des espèces d'ectoparasites trouvées sur le corps de *Meriones shawii* montre qu'il existe une différence significative entre les mois (F observé = 3,39; ddl = 4; p = 0,03), (Tab. 21).

La comparaison des ectoparasites observés mensuellement sur *Meriones shawii* est faite entre les mois, deux à deux, par le test de Fisher (LSD) / (Tab. 22).

Tableau 22 – Comparaison entre les ectoparasites comptés mensuellement sur la Mérieone de Shaw par le test de Fisher (LSD) /

Contraste	Différence	Différence standardisée	Valeur critique	Pr > Diff	Significatif
VII vs IV	14,500	3,125	2,131	0,007	Oui
VII vs XII	14,000	3,018	2,131	0,009	Oui
VII vs IX	13,250	2,856	2,131	0,012	Oui
VII vs VIII	10,000	2,155	2,131	0,048	Oui
VIII vs IV	4,500	0,970	2,131	0,347	Non
VIII vs XII	4,000	0,862	2,131	0,402	Non
VIII vs IX	3,250	0,701	2,131	0,494	Non
IX vs IV	1,250	0,269	2,131	0,791	Non
IX vs XII	0,750	0,162	2,131	0,874	Non
XII vs IV	0,500	0,108	2,131	0,916	Non

Chapitre 4

Il existe une différence entre les mois de juillet et d'avril, entre juillet et décembre, entre juillet et septembre et entre juillet et août (Tab. 22). Cependant le reste des combinaisons ne montre pas de différence significative.

Le regroupement des mois en fonction du nombre d'individus des ectoparasites est signalé dans le tableau 23.

Tableau 23 – Regroupement des mois en fonction des nombres d'individus des ectoparasites sur la *Mérione de Shaw*

Modalité	Moyenne estimée	Groupes	
VII	15,000	A	
VIII	5,000		B
IX	1,750		B
XII	1,000		B
IV	0,500		B

Le mois de juillet se trouve seul dans le groupe A, alors que les mois d'août, de septembre, de décembre et d'avril se regroupent dans le groupe B (Tab.23).

L'analyse de la variance utilisée pour la recherche d'une différence significative entre les nombres d'individus des espèces d'ectoparasites recueillies par mois sur le corps de *Gerbillus campestris* est exposée dans le tableau 24.

Tableau 24 – Détail de l'analyse de la variance par rapport aux nombres d'individus des espèces d'ectoparasites trouvées par mois sur le corps de *Gerbillus campestris*

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	3	2,188	0,729	0,522	0,675
Erreur	12	16,750	1,396		
Total corrigé	15	18,938			

Les variations mensuelles entre le nombre d'individus des espèces d'ectoparasites trouvées sur le corps de *Gerbillus campestris* montre qu'il n'existe pas de différence significative entre les mois (F observé = 0,52; ddl = 3; p = 0,67). (Tab. 24)

4.2.6. - Répartition des ectoparasites en fonction des mois de la période 2009- 2010

La répartition des ectoparasites collectés sur les rongeurs en fonction des mois de la période 2009-2010 sont mentionnées dans le tableau 25.

Tableau 25-Répartition des ectoparasites collectés sur les rongeurs en fonction des mois de la période 2009-2010

Rongeurs	Ectoparasites	Mois en 2009		Mois en 2010		
		XI	XII	I	II	III
<i>Meriones shawii</i>	<i>Nosopsyllusfasciatus</i>	2	8	1	10	15
	<i>Stenoponia tripectinata</i>	0	1	0	1	3
	<i>Xenopsylla cheopis</i>	0	0	0	1	0
<i>Gerbillus gerbillus</i>	<i>Nosopsyllusfasciatus</i>	0	0	4	0	1
	<i>Stenoponia tripectinata</i>	0	0	1	2	2
<i>Gerbillus campestris</i>	<i>Stenoponia tripectinata</i>	0	0	0	1	0

Pendant la période 2009 – 2010, sur *Meriones shawii*, *Nosopsyllusfasciatus* est signalée au cours de cinq mois d'étude suivie par *Stenoponia tripectinata* recueillie durant trois mois et *Xenopsylla cheopis* trouvée durant un seul mois. Sur *Gerbillus gerbillus* la puce *Stenoponia tripectinata* est présente pendant trois d'étude suivie par *Nosopsyllusfasciatus* notée durant deux mois. Par contre, une seule puce *Stenoponia tripectinata* est collectée sur *Gerbillus campestris* en février (Tab. 25).

La recherche de différence significative éventuelle entre les nombres d'individus des espèces d'ectoparasites trouvées mois par mois sur le corps de *Meriones shawii* est effectuée grâce à une analyse de la variance (Tab. 26).

Tableau 26 – Détail de l'analyse de la variance par rapport aux nombres d'individus des espèces d'ectoparasites trouvées mois par mois sur le corps de *Meriones shawii*

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	4	67,067	16,767	0,758	0,576
Erreur	10	221,333	22,133		
Total corrigé	14	288,400			

Les variations mensuelles entre les nombres d'individus des espèces d'ectoparasites trouvées sur le corps de *Meriones shawii* montre qu'il n'existe pas de différence significative entre les mois (F observé = 0,75; ddl = 4; p = 0,57). (Tab. 26).

Chapitre 4

La recherche d'une éventuelle différence significative entre les effectifs des espèces d'ectoparasites observées mensuellement sur le corps de *Gerbillus gerbillus* est faite grâce à une anova (Tab. 27).

Tableau 27 – Détail de l'anova en fonction des effectifs des espèces d'ectoparasites comptées mois par mois sur le corps de *Gerbillus gerbillus*

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	2	2,333	1,167	0,500	0,650
Erreur	3	7,000	2,333		
Total corrigé	5	9,333			

Les variations mensuelles entre les nombres d'individus des espèces d'ectoparasites trouvées sur le corps de *Gerbillus gerbillus* montre qu'il n'existe pas de différence significative (F observé = 0,50; ddl = 2; p = 0,65).

4.3. – Agents pathogènes trouvés dans les ectoparasites des Rongeurs pendant la période 2009–2010

Les échantillons destinés à l'extraction sont choisis de façon aléatoire. La recherche des agents pathogènes par PCR a porté sur un total de 20 *Meriones shawii* et 4 *Gerbillus gerbillus*, soit un total de 24 puces. 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 28 (Annexe). Le tableau 29 regroupe seulement les résultats positifs.

Tableau 29 – Agents pathogènes détectés dans les puces de rongeurs en 2009-2010

Rongeurs réservoirs	Ectoparasites	Résultats RT-PCR (n)		
		<i>Rickettsia felis</i>	<i>Rickettsia</i> sp.	<i>Bartonella</i> sp.
<i>Gerbillus gerbillus</i>	<i>Stenoponia tripectinata</i>	+ (1)	-	+ (2)
	<i>Nosopsyllus fasciatus</i>	-	-	+ (1)
<i>Meriones shawii</i>	<i>Stenoponica tripectinata</i>	-	-	+ (2)
	<i>Nosopsyllus fasciatus</i>	+ (1)	+ (1)	+ (14)
	<i>Xenopsylla cheopis</i>	+ (1)	-	+ (1)

Une analyse moléculaire est réalisée sur les puces de *Gerbillus gerbillus* et de *Meriones shawii* dans le but de détecter *Rickettsia felis*, *Rickettsia* sp. et *Bartonella* sp.. Un seul positif de *Recketsia felis* et 2 positifs de *Bartonella* sp. sont détectés dans *Stenoponia tripectinata* collectée sur *Gerbillus gerbillus*, sur le même rongeur un positif de *Bartonella* sp. est détecté. Dans *Nosopsyllus fasciatus* sur *Meriones shawii*, les trois bactéries sont présentes dans les tissus de *Nosopsyllus fasciatus* avec 14 positifs de *Bartonella* sp., un positif de *Recketsia felis* et 1 de *Rickettsia* sp. *Xenopsylla cheopis* héberge 2 bactéries *Rickettsia felis* et *Bartonella* sp. De même, 2 positifs de *Bartonella* sp. sont détectés dans *Stenoponia tripectinata* toujours sur *Meriones shawii*. (Tab. 29).

Chapitre V

Chapitre V - Discussion sur l'inventaire des ectoparasites trouvés sur les oiseaux et les rongeurs et sur les bactéries potentiellement transmissibles

Deux inventaires, l'un portant sur les ectoparasites des oiseaux et l'autre sur ceux des rongeurs sont développés. Parallèlement une investigation est faite sur les bactéries.

5.1. - Inventaire des ectoparasites recensés dans les nids et sur les oiseaux eux-mêmes

Les parasites externes présents dans les nids des oiseaux sont pris en considération. Les tiques molles sont traitées à part. Dans un troisième volet les ectoparasites des oiseaux mêmes sont discutés, suivis par l'abondance relative des catégories d'ectoparasites. Les agents pathogènes notamment les bactéries transmis par ces ectoparasites sont discutés.

5.1.1. - Ectoparasites recensés dans les nids d'oiseaux

Dans la présente étude, deux espèces de poux mallophages sont identifiées: *Menacanthus stramineus* et *Columbicola columbae*. L'espèce *Menacanthus stramineus* est collectée aux abords du Marais de Réghaïa, dans des nids du Rossignol philomèle (*Luscinia megarhynchos*) avec une intensité d'infestation de $I = 3$ et une abondance parasitaire de $A = 0,7$. Quant à *Columbicola columbae* trouvé dans les nids du Pigeon biset (*Columba livia*) la valeur de I est de $5,7$ et celle de A égale à $A = 2,1$. Aucune publication dans la bibliographie disponible ne traite de la présence de ces deux ectoparasites dans les nids d'oiseaux. Ce n'est pas le cas des acariens. En effet, dans la présente étude, deux espèces d'Acari sont identifiées morphologiquement, soit *Dermanyssus gallinae* et *Dermanyssus* sp. (Dermanyssidae). Ces acariens sont vus dans les nids de 6 espèces d'oiseaux, soit *Aythya nyroca*, *Gallinula chloropus*, *Turdus merula*, *Columba palumbus*, *Acrocephalus scirpaceus* et *Muscicapa striata*. Les valeurs d'intensités (I) de *D. gallinae* et de *Dermanyssus* sp. dans les nids, les plus élevées sont respectivement de $I = 33,3$ et de $I = 15$. Celles de l'abondance parasitaire (A) sont respectivement de $A = 10$ et de $A = 4,2$. Ces valeurs sont très faibles par rapport à celles dont fait état ROUAG-ZIANE et CHABI (2008) qui donnent des abondances de A égales à (646) pour le genre *Dermanyssus* présent dans des nids de la Mésange bleue [*Cyanistes caeruleus* (Linné, 1758)]. Ces effectifs élevés s'expliquent d'une part par le cycle de vie très court des acariens mésostigmatés par rapport à d'autres ectoparasites et d'autre part par la

prolifération de ces derniers lorsque les conditions sont favorables. Selon RICHNER et HEEB (1995) une prolifération rapide d'une population avec un cycle de vie court finit par être ralentie par la limitation en ressources (effet densité-dépendant). La puce *Dasypsyllus gallinulae* est ramassée dans des nids de Pigeon biset (I = 0,7) (A = 2,2). LIBOIS (1980) signale la présence de *Dasypsyllus gallinulae* dans des nids du Muscardin en Belgique, une espèce de rongeur, qui a bâti ses nids sur des nids de Mésanges. En 1990, BEAUCOURNU *etal.* affirment que *D. gallinulae* est une puce des oiseaux à spécificité purement écologique. Elle est rare ou absente en climat non tempéré et humide.

5.1.2. - Prévalence, intensité et abondance des Tiques molles trouvées dans les nids du Goéland leucophée en 2012 et 2013

Il est à rappeler qu'au niveau des nids du Goéland leucophée de l'île Agueli, 6 nids parmi les 15 examinés en 2012 et 12 nids au sein de 16 analysés en 2013 sont infestés par une seule espèce de tique *Carios capensis* avec des valeurs d'intensités (I) de 27,2 en 2012 et de 5,3 en 2013. WILLIAMS *etal.* (1999) lors d'enquêtes faites sur cette même espèce de tique, indiquent que *C. capensis* s'est établie sur les îles du comté de Charleston (Caroline du Sud). Les tiques pourraient être associées à l'abandon des nids des pélicans selon REEVES *et al.* (2002). Suite à une éruption cutanée et un urticaire sur une employée à l'hôpital de Constantine due à des tiques molles, quelques unes de ces parasites sont prélevées dans des nids de pigeon biset installés à proximité des bureaux de cet établissement (AHRAOU *et al.*, 2013).

5.1.3. - Ectoparasites recueillis sur les oiseaux mêmes

Dans la présente étude, *Menacanthus stramineus* n'est pas détectée sur les oiseaux mais trouvée seulement dans les nids. Cette espèce est signalée sur des poules domestiques [*Gallus domesticus* (Linné, 1758)] par DE VANEY (1976) et sur le dindon sauvage [*Meleagris gallopavo*(Linné, 1758)] par LANE *et al.* (2006). MUSA *et al.* (2011) signalent une forte infestation de 24 individus du Pigeon biset par cette espèce d'ectoparasite (I = 20,25). ZEROUAL *etal.*, (2013) dans son inventaire des populations de poux en Algérie signalent *Menacanthus stramineus* chez la oiseaux de basse cour. La deuxième espèce de Mallophage mentionnée dans la présente étude est *Columbicola columbae* recueilliesur pigeon biset (I =

8,5) (A = 17), ADANG *et al.* (2009) signalent *C. columbae* sur des Columbides au Nigeria. Au Bangladesh, *C. columbae* est récoltée sur des Pigeons bisets (*Columba livia*) avec une intensité d'infestation de $12,75 \pm 3,00$ (MUSA *et al.*, 2011). La même espèce *Columbicolacolumbae* est récupérée sur la Perdrix choukar (*Alectoris chukar*) aux abords du Marais de Réghaïa (I = 3; A = 1,1). CALVETE *et al.* (2003) détectent *Columbicolacolumbae* sur *Alectorisrufa* avec une abondance égale à $0,014 \pm 0,008$ et une intensité de 1 en Espagne. Dans la présente étude, c'est *D. gallinae* qui est observée sur le merle noir avec une intensité égale à I = 200 et une abondance A qui atteint 66,7, plus élevée par rapport à d'autres espèces d'ectoparasites collectées sur les oiseaux pris en considération. Dans les recherches menées par ROY et CHAUVE (2007) sur le genre *Dermanyssus*, ces auteurs rapportent que l'espèce *D. gallinae* infeste 23 espèces d'oiseaux.

5.1.4 - Abondances relatives des catégories d'ectoparasites récoltés sur des oiseaux

Parmi les différents ectoparasites recensés, les valeurs d'infestation les plus élevées concernent des acariens Mésostigmates avec 49,9 % suivies par les tiques (A.R. % = 44,1%), les poux (A.R. % = 5,6 %), et les puces (A.R. % = 0,4 %). ROUAG-ZIANE *et al.* en 2007, notent que les acariens correspondent à près de 65,6 % de l'effectif total des ectoparasites recueillis sur des foulques macroules (*Fulicaatra*) dans le Nord- Est algérien, suivies par des poux (34,4 %) et des sangsues (0,1 %). Aussi, dans la même région, les acariens interviennent avec un pourcentage égal à 64,7 % de l'effectif total des ectoparasites inféodés aux nids de la Mésange bleue (*Cyanistes caeruleus*) alors que les tiques (A.R. % = 24,9 %) et les puces (A.R. % = 10,4 %) sont moins bien représentées (ROUAG-ZIANE et CHABI, 2008). Récemment une étude faite par ZEDIRI *et al.* (2014) dans le lac Tonga sur les ectoparasites de la poule d'eau (*Gallinulachloropus*) remarquent que les acariens constituent la quasi-totalité du peuplement ectoparasitaire (97,6 %), alors que les poux en constituent seulement (2,4 %).

5.1.5.- Agents pathogènes détectés chez les oiseaux

Dans la présente étude un grand nombre d'échantillons d'ectoparasites des oiseaux sont analysés par biologie moléculaire afin de détecter la présence de bactéries. Tous les résultats sont négatifs. Par contre dans la bibliographie, il est rapporté que les poux

hématophages sont connus comme étant des vecteurs de maladies à l'égard de l'homme, tels que *Bartonella quintana* selon les travaux de SCHROFF (2010) et de BOUILLA *et al.* (2009). Les deux poux mallophages trouvés dans la présente étude ne peuvent inoculer des germes pathogènes mais *C. columbae* est connue pour héberger des bactéries de type endosymbiontes comme *Sodalis glossinidius*, apparentée aux endosymbiontes des charançons des blés (*Sitophilus granarius*) et des mouches tsé-tsé (*Glossina* sp.) (FUCATSU *et al.*, 2007). MORO *et al.* (2005) ont réalisé un état des lieux du rôle de la superfamille des Dermanyssoidea dans la transmission d'agents pathogènes. Certaines espèces de cette superfamille sont impliquées dans la transmission de bactéries (salmonelles, spirochètes, rickettsies ou encore pasteurelles), mais également de virus comme le virus des encéphalites équine, le virus de West Nile, le virus de la variole aviaire, le virus de la maladie de Newcastle, le virus de l'encéphalite de Saint Louis, le virus des encéphalites à tiques, des hantavirus, des protozoaires et des filaires. Le caractère de vecteur de l'espèce *D. gallinae* est démontré comme la dernière découverte sur la transmission de *Bartonella quintana* (MELTER *et al.*, 2012). Il est à noter que dans la présente étude la détection de la présence ou non de virus dans les échantillons n'a pas pu être réalisée à cause du manque de matériel et de réactifs. L'espèce *Dasipsyllus gallinulae* est très peu connue comme vectrice d'agents pathogènes. Par contre, comme la plupart des espèces de la famille de Ceratophyllidae, la dernière espèce citée est connue à cause des irritations qu'elle provoque et d'une anémie observée chez les oiseaux sauvages (ZAJAC et CONBOY, 2006). Récemment, une rickettsie est isolée dans *C. capensis* en Géorgie (Etats-Unis) et reconnue en tant que *Rickettsia hoogstraalii* (DUH *et al.*, 2010). HUTCHESON *et al.* (2005) ont prouvé expérimentalement que le virus West Nile peut être transmis par *C. capensis*. Les larves de *C. capensis* peuvent piquer l'être humain et peut-être même les animaux domestiques, lors des visites des colonies de pélicans (ESTRADA-PENA et JONGEJAN, 1999). Les oiseaux migrateurs peuvent jouer un rôle dans la transmission de maladies infectieuses et de contribuer à la répartition géographique des rickettsies (SOCOLOVSKI *et al.*, 2012).

5.2. - Inventaire des ectoparasites recensés chez les rongeurs

Deux aspects sont étudiés, d'une part l'abondance relative des ectoparasites trouvés chez les rongeurs ainsi que leur répartition en fonction des mois.

5.2.1.- Abondances relatives des ectoparasites trouvés sur les rongeurs

Dans la présente étude trois espèces de puces et deux d'acariens sont recueillies sur l'une des trois espèces de rongeurs prise en considération, soit *Meriones shawii*, *Gerbillus gerbillus* et *Gerbillus campestris*. L'espèce *Xenopsylla cheopis* a été récoltée sur *Meriones shawii* à Djelfa (A.R. = 44,6 %). BEAUCOURNU et LAUNAY (1990) remarquent que la répartition de *Xenopsylla cheopis* est liée à celle des rats (*Rattus*). 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). BITAM *et al.* (2009) ont aussi identifiée *Xenopsylla cheopis* sur des rats du Nord-Ouest algérien (Tafaraoui et Benaouali). Les rats sont donc l'hôte primitif de *X. cheopis*. MADAOUÏ *et al.* (2014) ont signalé cette espèce sur *Rattusrattus* et sur *Atelerixalgericus* à Annaba. KIA *et al.* (2009) dans le Sud d'Iran, ont remarqué que l'ectoparasite le plus abondant est *Xenopsylla* avec un taux de capture de 88,7 % sur *Rattusnorvegicus*. Il est à noter également que les espèces des genres *Gerbillus* et *Meriones* sont des réservoirs importants de la peste au Moyen Orient (GATZ, 1994). La transmission d'un organisme à l'autre s'effectue par le biais de puces comme *Xenopsyllacheopis*. Plusieurs cas d'épidémies sont élevés dans une dizaine de pays africains au cours des dernières années (GATZ, 1997). Il est à remarquer au cours du présent travail qu'une autre espèce de puce *Nosopsyllus fasciatus* se montre encore plus abondante que *Xenopsylla cheopis* durant la période 2009-2010 (A.R. = 85 %). VISSER *et al.* (2001) en Allemagne ont détecté la présence de *Nosopsyllus fasciatus* sur des chiens, sur le hamster doré et sur le furet.

Dans la présente étude les résultats sur la présence de *Stenoponia tripectinata* sur *Gerbillusgerbillus* et sur *Merionesshawii* près de Djelfa confirment lestravaux de MISSONE (1977) à Nofilia en Libye. Elle est signalée pour la première fois en Algérie dans la région de Biskra (JORDAN, 1958) et dans un deuxième temps au niveau de la région de Médéa (HOPKINS et ROTHSCCHILD, 1971). Elle a une forte spécificité à l'égard de *M. musculus*, *R. rattus* et *M. shawii* (BEAUCOURNU et LAUNAY, 1990; BITAM *et al.*, 2010).

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.*, 2002).

Liponyssoidessanguineus est un acarien récolté sur *Merionesshawii* (A.R. % = 39,1 %) et sur *Gerbilluscampestris* (A.R. % = 41,1 %) dans une région agricole à Taâdmit. Selon

BROUQUI et RAOULT (2006) et ZAVALA-CASTRO *etal.* (2009), *Liponyssoidessanguineus* est un acarien des rats, des souris et d'autres rongeurs domestiques, mais qui peut aussi piquer l'homme à Yucatan au Mexique. *Liponyssusbacoti*, deuxième espèce d'acarien est trouvée dans la présente étude (A.R. % = 11,9 %) sur *Merionesshawii* et (A.R. % = 5,9 %) et sur *Gebilluscampestris*. *Ornithonyssus bacoti*, acarien du rat tropical, est associé à des rats dans le monde entier (RAHDAR et VAZIRIANZADEH, 2009). D'après ASIRY et FETOH (2014) dans la région de Hail dans le Nord de l'Arabie Saoudite, les acariens sont les espèces de parasites les plus répandus parmi les quatre groupes d'ectoparasites, tiques, poux, puces et acariens, extraits sur quatre espèces de rongeurs, soit *Rattusrattusrattus*, *Rattusrattusfrugivorus*, *Rattusrattusalexandrinus* et une espèce de souris *Acomysdimidiatus*) avec un pourcentage de 42,1%.

5.2.2.- Répartition des ectoparasites des rongeurs en fonction des mois

Dans la présente étude *Xenopsylla cheopis* est active pendant quatre mois d'étude. *Stenoponia tripectinata* est signalée pendant les trois mois de décembre, de février et de mars sur *Merionesshawii* de la période 2009-2010 et de janvier à mars sur *Gerbillusgerbillus*. Cette puce est retrouvée au cours d'un seul mois, en février sur *Gerbilluscampestris*. Durant la période 2000-2001, KRASNOV *etal.* (2002) dans le désert de Néguev ont recueilli pendant deux mois seulement en octobre et en mars *Stenoponia tripectinata* sur *Merionescrassus* et sur *GerbillusDasyurus*. Le réchauffement climatique a des répercussions sur la distribution des vecteurs, sur leurs périodes d'activité au cours de l'année, sur leur longévité, sur leur densité, et aussi sur la durée de l'incubation des agents pathogènes (BENAKHLA et DUVALLET, 2011). Les changements climatiques peuvent être responsables du déplacement de l'habitat écologique des vecteurs. Ceci permet leur développement dans des régions où ils n'ont jamais été signalés (HIMMI, 2014).

5.3. – Bactéries, agents pathogènes trouvés dans les ectoparasites des Rongeurs durant la période 2009–2010

Dans la présente étude trois positifs de *Rickettsia felis* et un positif de *Rickettsia* sp. sont trouvés dans les 24 puces séquencés. BITAM *etal.* (2006) ont pu noter la présence de *Rickettsia* sp. dans des tiques de l'espèce *Rhipicephalus sanguineus*, collectées sur un

hérisson à Alger. 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 telle que la dégradation d'hygiène (PAROLA *et al.*, 2009). BOUSLAMA *etal.* en 2009 ont détecté la présence de *Rickettsia sp.* dans 35% de la totalité des tiques collectées sur des lézards dans le parc national d'El Kala.

D'après BARBARA *etal.* 2010, en Indonésie, parmi 379 Rodentia piégés, 96 d'entre eux portent 208 puces appartenant à deux espèces, soit *Xenopsyllacheopis* (n = 204) et *Nosopsyllus spp.* (n = 4). Au total 16 % des *Xenopsylla* se sont révélés positifs pour *Rickettsia spp.* dont 4 *R. typhi* et 1 *R. felis*, Ces données suggèrent que les infections à rickettsies demeurent une menace pour la santé humaine à travers le pays (BARBARA *et al.*, 2010). Dans le Nord-Est de l'Algérie, KHALDI *etal.* (2012) détectent *Rickettsiafelis* dans 95,5 % des puces collectées sur des hérissons.

Pour la présente étude, la détection des bactéries du genre *Bartonella* est faite sur les trois espèces de puces collectées durant la période 2009-2010 sur des *Meriones shawii* et des *Gerbillus gerbillus*. Après analyse par PCR, la mise en évidence du genre *Bartonella* est obtenue sur 20 puces appartenant à *Nosopsyllus fasciatus*, à *Stenoponica tripectinata* et à *Xenopsylla cheopis*). Selon PAROLA *et al.* (2003) *Rickettsia* et *Bartonella* peuvent être fréquemment notées dans les puces qui infestent les animaux péri-domestiques de la frontière occidentale de la Thaïlande. LI *etal.* (2007) démontrent une diversité de *Bartonella spp.* dans une population de puces sur des rongeurs dans la province du Yunnan (Chine). Grâce aux auteurs précédemment cités, *Bartonella* est détectée par amplification en chaîne par polymérase (PCR). Les puces incriminées sont *Xenopsyllacheopis* et *Ctenophthalmuslushuiensis*, recueillies sur *Rattustanezumiflavipectus* et dans des nids de campagnols.

En Algérie, l'étude effectuée par BITAM *et al.* (2009) sur les puces récoltées à partir des rongeurs, et des hérissons dans les régions d'Oran et de Mascara a abouti à un résultat positif de *Bartonella* pour les trois espèces *Xenopsylla cheopis*, *Archaeopsylla erinaceii* et *Leptopsylla segnis*. Les présents résultats confirment ceux trouvés par ADAMOUDJERBAOUI (2010) dans la région de Tiaret mentionne la présence de deux grands groupes d'agents pathogènes. Le premier groupe est celui de *Bartonella* et le deuxième de *Rickettsia* détectés sur des puces *Xenopsyllacheopis* recueillies sur des rongeurs *Merionesshawii*. Il est nécessaire de savoir que la puce *Xenopsyllacheopis* est le vecteur principal de la bactérie *Yersiniapestis* agent causale de la peste qui est une zoonose contagieuse mortelle pour

Chapitre 5

l'homme (ZAIDI *etal.*, 2011). Selon ces mêmes auteurs, la peste est réapparue en Algérie, dans la région de l'Oranie en 2003, après une période de silence inter-épidémique de 50 ans, avec 11 cas et un décès. De même en 2008 dans la région de Laghouat une épidémie est réapparue avec 4 cas et un décès. Dans ce cadre, la bactérie *Yersiniapestis* est détectée dans la puce *X. cheopis* collectée sur *Merionesshawii* (ZAIDI *etal.*, 2011).

BITAM *etal.* (2012) confirment que la détection moléculaire de plusieurs espèces de *Bartonella* dans 44 des 204 puces (21,5%) récupérées en Algérie sur 26 rongeurs et 7 hérissons. Ce sont *Bartonellaelizabethae* et *B. clarridgeiae* notées dans les puces recueillies sur les hérissons. *Bartonellatribocorum* et *B. elizabethae* sont trouvées dans les puces capturées sur des rats et des souris. GUNDY *etal.* (2012) font état de la présence de *Bartonella* présentes sur de petits mammifères, soit 8 cas positifs sur 59 animaux examinés au Congo et 16 cas positifs parmi 39 animaux en Tansanie.

Conclusion

Conclusion

Pour effectuer une surveillance des agents pathogène transmis par les oiseaux et les rongeurs dans deux régions en Algérie il a fallu étudier d'abord la faune ectoparasitaire de ces Vertébrés. Ainsi un inventaire de ces ectoparasites trouvés chez les oiseaux et dans leurs nids dans le Sahel algérois et les ectoparasites notés sur les rongeurs dans une région semi aride à Djelfa est fait. Pour se pencher sur l'interaction oiseau-parasite, un ensemble de 59 nids appartenant à 8 espèces d'oiseaux sont localisés. De plus 17 oiseaux appartenant à 3 espèces sont capturés. Les nids et les oiseaux piégés correspondent à 9 espèces dont le Merle noir (*Turdus merula*), le Pigeon biset (*Columba livia*), le Rossignol philomèle (*Luscinia megarhynchos*), la Perdrix choukar (*Alectoris chukar*), le Gobe-mouche gris (*Muscicapa striata*), le Pigeon ramier (*Columba palumbus*), la Rousserolle effarvate (*Acrocephalus scirpaceus*), la Poule d'eau (*Gallinula chloropus*) et le Fuligule nyroca (*Aythya nyroca*). Après le tri des nids et l'examen des oiseaux, 6 espèces d'ectoparasites sont collectées et identifiées. Parmi elles, 2 mallophages *Menacanthus stramineus* et *Columbicola columbae* sont recueillis, ainsi que 2 espèces d'acariens *Dermanyssus gallinae* et *Dermanyssus* sp. et une espèce de puce *Dasypsyllus gallinulae*. Cet inventaire est suivi par la prévalence des ectoparasites sur les oiseaux et dans leurs nids. La prévalence dans les nids est de 100 % pour *Muscicapa striata*, mais elle est la plus faible pour *Columba palumbus*. Sur les Oiseaux-mêmes la valeur de la prévalence la plus forte est notée sur *Columba livia* et la plus basse sur *Alectoris chukar*.

Dans les nids d'oiseaux l'intensité parasitaire la plus élevée concerne *Dermanyssus gallinae* dans ceux de *Turdus merula*. Cependant l'intensité la moins élevée porte sur *Dermanyssus* sp. dans les nids de *Gallinula chloropus*. Pour l'abondance parasitaire c'est encore *Dermanyssus gallinae* dans les nids de *Turdus merula* qui possède la valeur la plus forte. La moins élevée porte sur *Dermanyssus* sp. dans les nids de *Gallinula chloropus*. Sur l'oiseau *Turdus merula*, *Dermanyssus gallinae* intervient au premier rang pour l'intensité et l'abondance, Par contre les valeurs les moins fortes d'intensités et d'abondance parasitaires sont représentées pour *Columbicola columbae* sur l'adulte d'*Alectoris chukar*.

Un exemple d'oiseau-hôte, soit *Larus michahellis* et son ectoparasite *Carios capensis* sont étudiés pendant deux années sur l'îlot Aguéli en juin 2012 et 2013. Au total 31 nids de *Larus michahellis* sont ramassés. Parmi eux 18 sont infestés par des tiques dont 6 en 2012 et 12 en 2013. Ainsi un total de 227 tiques sont récupérées. Les valeurs de l'abondance de ces tiques sont $A = 10,9$ en 2012 et $A = 4$ en 2013. Les valeurs d'intensité notes sont $I = 27,2$ en 2012 et $I = 5,3$ en 2013. Un indice de risque par rapport aux espèces d'oiseaux est établi, l'indice de

Conclusion

risque le plus élevé égal à 5 concerne *Columba palumbus* et *Turdus merula*. Ces deux espèces fréquentent les habitations humaines. Et leurs ectoparasites peuvent transmettre plusieurs pathogènes à l'être humain. L'indice de risque 4 est partagé entre une tique molle *Carios capensis*, un pou *Menacanthus stramineus* et une puce *Dasypsyllus gallinulae*. Leurs hôtes oiseaux sont *Larus michahellis* pour *Carios capensis* et *Columba livia* pour *Menacanthus stramineus* et *Dasypsyllus gallinulae*. Les puces provoquent des irritations. L'indice de risque le moins élevé qui est de 1, se retrouve pour *Luscinia megarhynchos* et pour *Alectoris chukardont* les ectoparasites sont des poux mallophages, non connus comme réservoirs d'agents pathogènes. Une abondance relative des catégories d'ectoparasites est développée montrant que les acariens sont les plus fréquents (A.R. % = 49,9 %), suivis par les tiques molles avec 44,1% et les poux avec 5,6 %. Les puces participent en dernier avec 0,4 %.

Un deuxième inventaire des ectoparasites sur des rongeurs est établi à Djelfa, durant la période 2007-2008, l'abondance relative la plus élevée chez *Meriones shawii* concerne *Xenopsylla cheopis* avec 44,6 % suivie de *Liponyssoides sanguineus* avec 39,1 %. Par contre chez *Gerbillus campestris*, *Liponyssoides sanguineus* et *Nosopsyllus fasciatus* ont la même valeur égale à 41,2 %

Xenopsylla cheopis est la plus abondante chez *Meriones shawii* et occupe la valeur d'intensité la plus élevée. Par contre *Liponyssoides sanguineus* et *Nosopsyllus fasciatus* possède la même valeur d'abondance chez *Gerbillus campestris*.

En 2009-2010 l'abondance relative la plus élevée chez *Meriones shawii* revient à la puce *Nosopsyllus fasciatus* avec 85 % suivie par celle de *Stenoponica tripectinata* avec un pourcentage de 12,5. Et en troisième position il y a *Xenopsylla cheopis* avec 2,5 %. Pour *Gerbillus gerbillus*, c'est *Stenoponica tripectinata* qui est la plus fréquente avec 54,5 % suivie de *Nosopsyllus fasciatus* avec 45,5 %. Sur *Meriones shawii*, *Xenopsylla cheopis* est collectée au cours de quatre mois d'étude suivie par *Liponyssoides sanguineus* signalée lors de trois mois de la période 2007-2008. Par contre *Liponyssoides bacoti* et *Nosopsyllus fasciatus* sont trouvées pendant un mois seulement.

Pendant la période 2009 – 2010, sur *Meriones shawii*, *Nosopsyllus fasciatus* est signalée au cours de cinq mois d'étude suivie par *Stenoponica tripectinata* recueillie durant trois mois et *Xenopsylla cheopis* trouvée pendant un seul mois. Sur *Gerbillus gerbillus* la puce *Stenoponica tripectinata* est présente au cours de trois mois d'étude suivie par *Nosopsyllus fasciatus* notée durant deux mois. Par contre, une seule puce *Stenoponica tripectinata* est collectée sur *Gerbillus campestris* en février. Les échantillons destinés à l'extraction sont choisis de façon aléatoire. La recherche des agents pathogènes par PCR a porté sur un total de 20 *Meriones*

Conclusion

shawii et 4 *Gerbillus gerbillus*, soit un total de 24 puces. Chaque échantillon doit porter un numéro et un code afin de le distinguer en post PCR. Une analyse moléculaire est réalisée sur les puces de *Gerbillus gerbillus* et de *Meriones shawii* dans le but de détecter *Rickettsia felis*, *Rickettsia sp* et *Bartonella sp.* Un seul positif de *Recketsia felis* et 2 positifs de *Bartonella sp.* sont détectés dans *Stenoponica tripectinata* collectée sur *Gerbillus gerbillus*. Sur la dernière espèce de rongeur cité, 1 positif de *Bartonella sp.* est détecté. Dans *Nosopsyllus fasciatus* chez *Meriones shawii*, les trois bactéries citées auparavant sont présentes dans les tissus de *Nosopsyllus fasciatus* avec 14 positifs de *Bartonella sp.*, 1 positif de *Recketsia felis* et 1 de *Rickettsia sp.* *Xenopsylla cheopis* héberge 2 bactéries *Rickettsia felis* et *Bartonella sp.* De même, 2 positifs de *Bartonella sp.* sont détectés dans *Stenoponica tripectinata* sur *Meriones shawii*.

Perspectives

Ces résultats préliminaires nécessitent des investigations complémentaires en vue de connaître et de caractériser les espèces d'agents pathogènes qui infectent les oiseaux et les rongeurs en Algérie par le séquençage moléculaire et de préciser les différents modes de transmission de ces derniers.

Il serait intéressant de poursuivre l'étude prospective dans d'autres zones pouvant être infestées par les oiseaux et les micromammifères. Il faudrait créer et consolider un réseau officiel de surveillance des maladies infectieuses émergentes en Algérie. Les autorités sanitaires devraient installer une micro-association de veille qui englobera tous les partenaires pluridisciplinaires : entomologistes, vétérinaires, médecins, biologistes, épidémiologistes et zootechniciens.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

- 1 - ADAMOUDJERBAOUI M., 2010 - *Effet des pullulations de la mérione de Shaw Meriones shawii Duvernoy dans la région de Tiaret sur les cultures et la santé animale.* Thèse Doctorat Sci. agro., Inst. nati. agro., El Harrach, 121 p.
- 2 - ADANG K.L., ONIYES J., EZEALOR A.U., ABDU P.A., AJANUSI O.J. and YORIO K.P., 2009 - Ectoparasites and gastro-intestinal helminths of black-billed wood dove (*Turtur abyssinicus*) and Vinaceous dove (*Streptopelia vinacea*) harrlaub and finisch 1870 in Zaria, Nigeria. *The pacific journal Sci. Technol.*, 10: 850 – 856.
- 3 - AHRAOU S., BELDJOUDI W., BELARIBI I., KAOUCHA Z., DJABARI A., RIKOUAH H., et FENDRI A.H., 2013 – *A propos d'un cas de toxicose suite à une infestation par des tiques molles à Constantine.* XVII^{ème} Journée nationale de parasitologie-mycologie, 9 mai 2013, *Inst. Pasteur Dely Brahim*, p. 36
- 4 - AMEUR B.- 2000 - Importance des rongeurs en santé publique. *Séminaire national surveillance, lutte contre les rongeurs (S.N.S.L.R.) Marrakech*: 11 – 14.
- 5 - AMRAOUI F., TIJANE M., SARIH M. and FAILLOUX A. B., 2012 - Molecular evidence of *Culex pipiens* form *molestus* and hybrids pipiens/molestus in Morocco, North Africa. *Parasites and Vectors*, (5): 83- 84.
- 6 - [ANGELAKIS E.](#), [KHAMPHOUKEO K.](#), [GRICE D.](#), [NEWTON P. N.](#), [ROUX V.](#), [APLIN K.](#), [RAOULT D.](#) and [ROLAIN J.-M.](#), 2009 - Molecular detection of *Bartonella* species in rodents from the Lao PDR. *Clin. Microbiol. infect. dec.*, 15: 95 – 97.
- 7 - ASIRY K. A. and FETOH B. S. 2014 - Occurrence of ectoparasitic arthropods associated with rodents in Hail region northern Saudi Arabia. *Environ. Sci. Pollut. Res. Int.*, 21(17): 120 -128.
- 8 - BACIR A. et BOUSICIMO Z., 2006 - Impact des ectoparasites sur la biologie de la reproduction du Merle noir (*Turdus merula mauritanicus*) nichant à basse altitude dans le Nord-Est algérien. 2^{ème} Colloque euro-méditerranéen biol. Environnem. *Mésogée*, Vol. 62.
- 9 - [BARBARA K.A.](#), [FARZELI A.](#), [IBRAHIM I.N.](#), [ANTONJAYA U.](#), [YUNianto A.](#), [WINOTO I.](#), [ESTER S.](#), [PERWITASARI D.](#), [WIDJAYA S.](#), [RICHARDS A.L.](#), [WILLIAMS M.](#) and [BLAIR P.J.](#), 2010 - Rickettsial infections of fleas collected from small mammals on four islands in Indonesia. *J. Med. Entomol.*, 47 (6): 1173 - 1178.
- 10 - BARROCA M., 2005 - *Hétérogénéité des relations parasites-oiseaux: importance écologique et rôle évolutif.* Thèse de Doctorat, Univ. Bourgogne, Dijon, 185 p.

Références bibliographiques

- 11** - BAZIZ B., SOUTTOU K., SEKOUR M., HAMANI A., BENDJABELLAH S., KHEMICI M., et DOUMANDJI S., 2008 – Les micromammifères dans le régime alimentaire des rapaces en Algérie. 3^{èmes} Journées nationales protec. Vég., 7 - 8 avril 2008, Inst. nati. agro., El Harrach, p. 30.
- 12** - BAZIZ-NEFFAH F., KERNIF T., BENELDJOUZI A., BOUTELLIS A., MORSLI A., HARRAT Z., DOUMANDJI S. et BITAM I., 2014a - *Carios capensis* (Acari: Argasidae) dans les nids du goéland leucophée (*Larus michahellis*) dans l'îlot Aguéli à Réghaïa, Algérie. 1^{er} Congrès internati. Biodiversité Zones humides, 27, 28 et 29 mai 2014, El Taref.
- 13** - BAZIZ-NEFFAH F., KERNIF T., BENELDJOUZI A., BOUTELLIS A., MORSLI A., HARRAT Z., DOUMANDJI S. and BITAM I., 2014b - *Carios capensis* (Acari: Argasidae) in the nests of the yellow-legged gull (*Larus michahellis*) in the Aguéli island of Réghaïa, Algeria. *International Journal Botany Research (IJBR)*, 4 (3): 23 - 30.
- 14** - BEAUCOURNU J.-C. et LAUNAY H., 1990 - *Les Puces (Siphonaptères) de France et du Bassin méditerranéen occidental*. Ed. Fédération Française sociétés sci. natu. France, Paris, 511 p.
- 15** - BEAUCOURNU J.C., VERGARA P., BALBOA L. et GONZALEZ-ACUÑA D.A. 2006 - Description d'une nouvelle puce d'oiseau provenant du Chili (Siphonaptera : Ceratophyllidae). *Parasite*, 13: 227 - 230
- 16** - BELL J.C., PLAMER S.R. and PAYNE J.M. 1988 - The zoonosis: infection transmitted from animal to man. *Edward Arnold Press, London*: 130 - 137.
- 17** - BENAKHLA A. et DUVALLET G., 2011 – Changements climatiques et maladies à transmission vectorielle : enjeux pour la société, 9^{ème} Journées Sci. vétér., E.N.S.V., 20 et 21 Avril 2011, p 18.
- 18** - BENMADANI S., DOUMANDJI-MITICHE B. et DOUMANDJI S., 2011- La faune orthoptérologique en zone semi-aride de la région de Djelfa (Algérie). *Actes Séminaire Internati., Biodivers. Faunistique Zones arides, semi-arides*, 22 - 29 novembre 2009, Univ. Kasdi Merbah, Ouargla, 258 - 264.
- 19** - BENMESSAOUD K., 1982 – Note sur l'avifaune des steppes à alfa dans la région de Djelfa. *Bull. Zool. agri., Inst. nati. agro., El Harrach*, (5) : 37 – 43.
- 20** - BENZARA A., 1981 - La faune malacologique de la Mitidja. *Bull. Zool. agro., Inst. nati. agro., El Harrach*, (1): 22 - 26.
- 21** - BITAM I., 2011 - Contribution à l'inventaire des agents pathogènes détectés dans les oiseaux et rongeurs en Algérie. *Séminaire Internati. protection vég.*, 18 au 21 Avril 2011, *Dép. Zool. agri. for., Inst. nati. agro., El Harrach*, p.124.

Références bibliographiques

- 22-** BITAM I., 2012 - Diversité morphologique et moléculaire des parasites des mammifères d'Algérie. *Journée de restitution du projet Tassili, 21 et 22 novembre 2012, Dépt. Zool. agri. et for., Inst. nati. agro., El Harrach, p. 23.*
- 23 -** BITAM I., ROLAIN J.M., KERNIF T., BAZIZ B., PAROLA P. and RAOULT D. 2009 - *Bartonella* species detected in rodents and hedgehogs from Algeria. *Clin. Microbiol. Infect.* 15(2): 102 - 105.
- 24 -** BITAM I., AYYADURAI S., KERNIF T., CHETTA M., BOULAGHMAN N., DIDIER R. and DRANCOURT M., 2010 - New Rural Focus of Plague, Algeria. *Emerging Infectious Diseases*, 16 (10): 1639 – 1640.
- 25 -** [BITAM I.](#), [ROLAIN J.M.](#), [NICOLAS V.](#), [TSAI Y.L.](#), [PAROLA P.](#), [GUNDI V.A.](#), [CHOMEL B.B.](#), and [RAOULT D.](#), 2012 - A multi-gene analysis of diversity of *Bartonella* detected in fleas from Algeria. *Comp. Immunol. Microbiol. Infect. Dis.*, 35 (1): 71- 76.
- 26 -** BITAM I., PAROLA P., MATSUMOTO K., ROLAIN J.M. , BAZIZ B., BOUBIDI S.C., HARRAT Z., BELKAID M. and 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.
- 27 -** BOGARD M. et LAMORIL J., 1998 - *Biologie moléculaire en biologie clinique. I : Méthodes.* Ed. Elsevier, Paris, 348 p.
- 28 -** BOUE H. et CHANTON R., 1978 – *Zoologie, I, Invertébrés.* Ed. Doin, Paris, 743 p.
- 29 -** BOUGHELIT N. et DOUMANDJI S., 1997 – La richesse d'un peuplement avien dans deux vergers de Nefliers à Beni Messsous et à Baraki. 2^{ème} *journée prot. vég., Dép. zool. agri. for., 8 – 10 avril 1997, Inst. nati. agro., El Harrach, p. 203.*
- 30 -** BOUILLA D.L., KABUYA H., HEUA J., KRAWER V.L. and KOSOY M.Y., 2009 - *Bartonella quintana* in body lice from homeless persons San Francisco California USA. *Emerging Infectious Disease* ; 15 (6): 912 - 925.
- 31 -** BOUSLAMA Z., SOUALAH-ALILA H., BELABED A. et OUALI K., 2009 - Etude du système Tiques-Lézard dans le parc national d'El Kala (Nord-Est algérie). *Mésogée*, 65 : 73 – 83.
- 32 -** BRAGUE-BOURAGBA N., HABITA A. et LIEUTIER F., 2006 – Les Arthropodes associés à *Atriplex halimus* et *Atriplex canescens* dans la région de Djelfa. *Actes du Congrès internati. Entomol. Nématol.*, 17 – 20 avril 2006, *El Harrach* : 168 – 177.

Références bibliographiques

- 33 - BRAGUE-BOURAGBA N., SERRANO J. et LIEUTIER F., 2007 – Contribution à l'étude faunistique et écologique de quelques familles de Coleoptera dans différentes formations végétales sub-désertiques (Cas de Djelfa, Algérie). *Bull. Ins. royal sci. natu. belg., Entomol.*, 76 : 93 – 101.
- 34 - BREITSCHWERDT E.B. and 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.
- 35 - [BROUQUI P.](#) and [RAOULT D.](#) 2006 - Arthropod-borne diseases in homeless. [Ann., Acad. Sci.](#), 223 - 235.
- 36 - CALVETE C., ESTRADA R., LUCIENTES J. and ESTRADA A. 2003 – Ectoparasite ticks and chewing lice of red-legged, *Alectoris rufa*, in Spain, *Medical and Veterinary Entomology*, 17, 33 - 37.
- 37 - CATCHPOLE C.K. 1973 - Condition of co-existence in sympatric breeding populations of *Acrocephalus* warblers. *Journal Animal Ecology*, 42: 623 - 635.
- 38 - CLAYTON D.H. and MOORE J., 1997 - *Collection and quantification of arthropod parasites of birds*, Oxford University Press, Oxford, 1 – 21.
- 39 - COLEBROOK E. and WALL R. 2004 - Ectoparasites of livestock in Europe and the Mediterranean region. *Veterinary Parasitology*, 120: 251 – 274.
- 40 - [COWLED C.](#), [STEWART C.R.](#), [LIKIC V.A.](#), [FRIEDLÄNDER M.R.](#), [TACHEDJIAN M.](#), [JENKINS K.A.](#), [TIZARD M.L.](#), [COTTEE P.](#), [MARSH G.A.](#), [ZHOU P.](#), [BAKER M.L.](#), [BEAN A.G.](#) and [WANG L.F.](#), 2014 - Characterisation of novel microRNAs in the Black flying fox (*Pteropus alecto*) by deep sequencing. *BMC Genomics*, 15 (1): 682 – 697.
- 41 - DAGNELIE P., 1975 – *Théorie et méthodes statistiques. Applications agronomiques*. Ed. Presses agronomiques, Gembloux, II, 463 p.
- 42 - DAJOZ R., 1971 – *Précis d'écologie*. Ed. Dunod, Paris, 343 p.
- 43 - DAJOZ R., 1982 – *Précis d'écologie*. Ed. Gauthier-Villars, Paris, 503 p.
- 44 - DENYS C.- 2012. Point sur la connaissance et l'importance de la biodiversité actuelle des mammifères d'Algérie et du Maroc. *Journée de restitution du projet Tassili, 21 et 22 Novembre 2012, Dép. Zool. agri. for., Inst. nati. agro., El Harrach, p. 23.*
- 45 - DE VANEY J.K., 1976 - Effects of the chicken body louse, *Menacanthus stramineus*, on caged layers. *Poultry Science*, 55, 430 - 435.
- 46 - DOUMANDJI S. et BICHE M., 1986 – Les cochenilles Diaspines de l'olivier en Algérie. *Ann. Inst. nati. agro., El Harrach*, 10 (1): 97 - 139.
- 47 - DREUX P., 1980 – *Précis d'écologie*. Ed. Presses universitaires France, Paris, 231 p.

Références bibliographiques

- 48 -DUCHEMIN J.B. 2003 - *Biogéographie des puces de Madagascar*. Thèse Doctorat, Univ. Paris XII, Val de Marne, Fac. Médecine Créteil Ecole doct., Sci. vie, santé, 254 p.
- 49 - DUCHEMIN J.B., FOURNIER P.E. et PAROLA P. (2006) - Les puces et les maladies transmises à l'homme. *Médecine Tropicale*, 66: 21 - 29.
- 50 - DUH D., PUNDA-POLIC V. and AVSIC-ZUPANC T., 2010 - *Rickettsia hoogstraalii*, isolated from hard- and soft-bodied ticks. *Int. J. Syst. Evol. Microbiol.*, 60 (4), 977 – 984.
- 51 - DUPLANTIER J.-M. et GRANJON L., 1992 - Liste révisée des rongeurs du Sénégal. *Mammalia*, 56 (4): 425 - 431.
- 52- DURAND J.H., 1954 – *Les sols d'Algérie*. Ed. Service d'étude des sols (S.E.S), Alger, 244 p.
- 53 - ESTRADA-PENA A. and JONGEJAN F. 1999 - Ticks feeding on humans: a review of records on human-biting Ixodoidea with special reference to pathogen transmission. *Exp. Appl. Acarol.*, 23, 685 – 671.
- 54 – ETIENNE J., 2000 - *Biochimie génétique et biologie moléculaire*. Ed. Masson, Paris, 505 p.
- 55 -[FARAJI A.](#), [EGIZI A.](#), [FONSECA D. M.](#), [UNLU I.](#), [CREPEAU T.](#), [HEALY S.P.](#), and [GAUGLER R.](#), 2014 -Comparative Host Feeding Patterns of the Asian Tiger Mosquito, *Aedes albopictus*, in Urban and Suburban Northeastern USA and Implications for Disease Transmission. *PLoS Negl. Trop. Dis.*, 8 (8): e3037.
- 56 -FAURIE C., FERRA C., MEDORI P. and DEVAUX J., 1980 - *Ecologie*. Ed. J-B. BAILLIRE. Paris.168p.
- 57 - [FUKATSU T.](#), [KOGA R.](#), [SMITH W.A.](#), [TANAKA K.](#), [NIKOH N.](#), [SASAKI, UKATSU K.](#), [YOSHIZAWA K.](#), [DALE C.](#) and [CLAYTON D.H.](#), 2007 - Bacterial endosymbiont of the slender pigeon louse, *Columbicola columbae*, allied to endosymbionts of grain weevils and tsetse flies. *Appl. Environ. Microbiol.* , 73(20), 6660 - 6668.
- 58 - GATZ N.G. 1994 - *Rodents as carriers of disease*. In: *Rodent pests and their control*. Ed. A. P. Buckle and R. H. Smith, Wallingford, UK: CabInternational, pp. 85-108.
- 59- GATZ N.G., 1997 - Plague foci in Viet Nam: zoological and parasitological aspects. *Bull. World Health Organ.*; 75(2): 117 – 123.
- 60 - GEROUDET P., 1988 – *les palmipèdes*. Delachaux et Niestlé, Neuchâtel- Paris, 288 p.
- 61 - GOLVAN Y.- J., 1969 - *Eléments de parasitologie médicale*. Ed. Flammarion, Paris, 579 p.

Références bibliographiques

- 62** - GUERZOU A., DERDOUKH W., BAZIZ-NEFFAH F., GUERZOU M., SOUTTOU K., SEKOUR M. et DOUMANDJI S., 2011 - Comparaison entre les éléments trophiques ingérés par le grand Corbeau *Corvus corax* (Aves, Corvidae) dans les Hauts plateaux et l'Atlas saharien. *Actes Séminaire Internati. Protec. vég.*, 18 - 21 avril 2011, *Ecole nati. sup. agro. El Harrach, Dép. Zool. agri. for.*, : 317 - 322.
- 63** - GUERZOU A., BOUKRAA S., SOUTTOU K., DERDOUKH W., GUERZOU M. SEKOUR M., BAZIZ-NEFFAH F. et DOUMANDJI S., 2012 - Place des insectes dans le régime alimentaire du Grand Corbeau *Corvus corax* (Aves, Corvidae) dans la région de Guelt-es-Stel (Djelfa, Algérie). *Entomologie faunistique – Faunistic Entomology*, 64 (2) : 49 - 55.
- 64** - GUIGUEN C., MONNAT J.Y., LAUNAY H., et BEAUCOURNU J .C., 1987 - Ectoparasites des oiseaux en Bretagne. *Sér. Ent. méd. et Parasitol., numéro spécial* :, 73 - 81.
- 65** –GUNDI V. B., KOSOY M. Y., MAKUNDI R. H., and LAUDISOIT A. 2012 - Identification of Diverse *Bartonella* Genotypes among Small Mammals from Democratic Republic of Congo and Tanzania. *Am. J. Trop. Med. Hyg.*, 87 (2), 319 – 326.
- 66** - HAAG-WACKERNAGEL D. and SPIEWAK R., 2004- Human infestation by pigeon fleas (*Ceratophyllus columbae*) from feral pigeons. *Ann. agric. environ. med.*, 11 (2): 343–346.
- 67** - HATCHWELL B. J., WOOD M. J., ANWAR M. and PERRINS C. M., 2000 - The prevalence and ecology of the *Haematozoan* parasites of European blackbirds, *Turdus merula* *Revue canadienne de zoologie*, 78 (4): 684 - 687.
- 68** - HEEB PH., KÖLLIKER M. and RICHNER H., 2000. - Bird–ectoparasite interactions, nest humidity, and ectoparasite community structure. *Ecology*, 81: 958 – 968.
- 69** - HEINZEL H., FITTER R., et. PARSLOW J., 2004 – *Les oiseaux d'Europe, d'Afrique du Nord et du Moyen-Orient*. Ed. Delachaux et Niestlé, Paris, 319 p.
- 70** - HIGUCHI R., DOLLINGER G., WALSH P.S. and GRIFFITH R., 1992 – Simultaneous amplification and detection of specific DNA. *Bio/Technology*, 10, 413 – 417.
- 71** - HIMMI O., 2014 – Impact des changements climatiques sur l'écologie des arthropodes vecteurs de maladies. 8^{ème} *Conférence internationale Francophone d'Entomologie (CIFE)*, 23-27 juin 2014, Hammamet, p. 15
- 72** - HOPKINS, G. H. E. and ROTHSCHILD, M. 1971 - *An illustrated catalog of the Rothschild collection of fleas in the British Museum (Natural History), Vol. , Leptopsyllidae and Ancistropsyllidae*. Ed. University Printing House, Cambridge, 530 p.
- 73** - HUMAIR P.F., POSTIC D., WALLICH R. and GERN L. 1998 - An avian reservoir (*Turdus merula*) of the Lyme disease spirochetes. *Zentralbl Bakteriologie*, 287: 521 – 538.

Références bibliographiques

- 74** - HUMAIR, P. F., TURRIAN M. N., AESCHLIMANN A. and GERN L. 1993 - *Ixodes ricinus* immatures on birds in a focus of *Lyme borreliosis*. *Folia Parasitol. (Prague)*, 40: 237 - 242.
- 75** - HUTCHESON H. J., GORHAM C. H., MACHAIN-WILLIAMS C., LORONO-PINO M.-A., JAMES A.-M., MARLENEE N.-L., WINN B., BEATY B.-J., and BLAIR C.D., 2005 - Experimental Transmission of West Nile Virus (*Flaviviridae: Flavivirus*) by *Carios capensis* Ticks from North America Vector. *Borne and Zoonotic Diseases*, 5 (3), 293 – 295.
- 76** - JAMESON L.J., MORGAN P.J., MEDLOCK J.M., WATOLA G. and VAUX A.G., 2012 -Importation of *Hyalomma marginatum*, vector of Crimean-Congo haemorrhagic fever virus, into the United Kingdom by migratory birds. *Ticks Tick Borne Diseases*, 3(2): 95 - 99.
- 77** - JATON K. and GREUB G.2005 - Chlamydia : signes d'appel, diagnostic et traitement. *Rev. médicale suisse.*, 1 (13), 895 - 903.
- 78** - JOHNSON K. P. and CLAYTON D. H., 2003 – *Coevolutionary history of ecological replicates : Comparing phylogenies of wing and body lice to Columbiform hosts*. Ed. Tangled trees, Chicago Press, Chicago, 501p.
- 79** - JORDAN, K. 1958 - Contribution to the Taxonomy of *Stenoponia* a genus of Palearctic and Nearctic fleas. *Bulletin British Museum (Natural History), Entomology*, 6: 169 – 202.
- 80** - [KHALDI M.](#), [SOCOLOVSKI C.](#), [BENYETTOU M.](#), [BARECH G.](#), [BICHE M.](#), [KERNIF T.](#), [RAOULT D.](#), [PAROLA P.](#), 2012 - Rickettsiae in arthropods collected from the North African Hedgehog (*Atelerix algirus*) and the desert hedgehog (*Paraechinus aethiopicus*) in Algeria. *Comp. Immunol. Microbiol. Infect. Dis.*,35 (2): 117 - 122.
- 81** - KIA E.B., MOGHDDAS-SANI H., HASSANPOOR H., VATANDOOST H., ZAHABIUN F., AKHAVAN A.A., HANAFI-BOJD A.A. and TELMADARRAIY Z., 2009 - Ectoparasites of Rodents captured in Bandar Abbas, Southern Iran Iranian. *J Arthropod-Borne Dis*, 3 (2): 44 - 49.
- 82** - KOWALSKI K. and RZEBIK-KOWALSKA B., 1991 - *Mammals of Algeria*. Ed. Ossolineum, Wroklaw, 353 p.
- 83** - KRANTS G.W.,1971 - A Manual of acarology. *J. Med. Ent.*, 7 (6): 100 - 348.
- 84** - KRASNOV B.R., BURDELOVA N.V., SHENBROT G.I. and KHOKHLOVA I.S., 2002 – Annual cycles of four flea species in the central negev desert. *Medical and Veterinary Entomology*, 16 : 266 – 276.

Références bibliographiques

- 85** - LALIS A., DENYS C., BENAZZOU T. and NICOLAS V., 2012 - Diversité génétique et structuration phylogéographique d'un rongeur nuisible: *Merionesshawii* au Maroc et en Algérie. 3^{ème} Congrès Franco – Maghrebin Zoologie Ichtyologie, 6 – 10 Novembre 2012, Marrakech: p. 12. **6**
- 86** - LANE R.S., KUCERA T.F., BARRETT R.H., MUN J., CHUNLINGWU C., VINCENT S. and SMITH V.S., 2006 - Wild Turkey (*Meleagris Gallopavo*) as a host of ixodid ticks, lice, and Lyme disease spirochetes (*Borrelia Burgdorferi sensu lato*) in California State parks. *Journal Wildlife Diseases*, 42 (4): 759 – 771.
- 87** - LA SCOLA B. and RAOULT D., 1999 - Culture of *Bartonella quintana* and *Bartonella henselae* from human samples: a 5year experience (1993 to 1998). *J. Clin. Microbiol.*, 37: 1899 – 1905.
- 88** - LE BERRE M., 1989 – *Faune du Sahara – Poissons – Amphibiens - Reptiles*. Ed. Lechevalier - R. Chabaud, Paris, coll. "Terres africaines", T. 1, 332 p.
- 89** - LE BERRE M., 1990 – *Faune du Sahara. – Mammifères*. Ed. Lechevalier – R. Chabaud, Paris, Coll. "Terres africaines ", T. II, 359 p.
- 90** - LEDANT J.-P., JACOB J.-P., JACOBS P., MALHER F., OCHANDO B. et ROCHE J., 1981 – Mise à jour de l'avifaune algérienne. *Rev. Le Gerfault-De Giervalk*, (71) : 295 – 398.
- 91** - LE LOUARN H. et SAINT GIRONS M-C., 1977 - Les rongeurs de France. *Ann. Zoologie – Ecol. Anim., Inst. nati. rech. agro. Paris*, : 1 - 163.
- 92** - LEVY S. A. and MAGNARELLI L. A., 1992 – Relationship between development of antibodies to *Borrelia burgdorferi* in dogs and the subsequent development of limb / joint borreliosis. *J. Ann. Vet. Med. Assoc.*, 200 : 344 – 347.
- 93** - LIBOIS R.-M., 1980 - Observation sur les Siphonaptères parasites du Muscardin (*Muscardinus avellanarius*) en Belgique. *Ann. Soc. r. zool.*, 109: 77 - 85.
- 94** - LI D.M., LIU Q.Y., YU D.Z., ZHANG J.Z., GONG Z.D. and SONG X.P., 2007 - Phylogenetic analysis of *Bartonella* detected in rodent fleas in Yunnan, China. *J. Wildl. Dis.*;43 (4) : 609 - **617**.
- 95** - MADISON G., KIM-SCHLUGER L., BRAVERMAN S., NICHOLSON W.L. and WORMSER G.P., 2008 - Hepatitis in association with rickettsialpox Vector Borne. Zoonotic Dis., 8 (1): 111 - 135.
- 96** - MADOUÏ B. M., SAKRAOUI F., HOUHAMDI M. et BOUSLAMA Z., 2014 - Caractérisation et dynamique des peuplements de puces de la faune sauvage et domestique : impact sur la santé. *Entomol. Faun.*, 67: 3 - 13.

Références bibliographiques

- 97** - MAKHLOUFI A., DOUMANDJI S. et. KHEMICI M., 1997 – Etude de l'avifaune nicheuse dans la forêt de Bainem. 2^{ème} Journée Prot. Vég., 15-17 mars 1997, *Dép. Zool. agro. for., Inst. nati. agro., El Harrach*, p. 92.
- 98** - MANGOLD A.J., BARGUES M.D. and MAS-COMA S., 1998 - Mitochondrial 16S rDNA sequences and phylogenetic relationships of species of *Rhipicephalus* and other tick genera among Metastriata (Acari: Ixodidae). *Parasitol Res.*, 84 (6): 478-484.
- 99** - MARGOLIS L., ESCH G.W., HOLMES J.C., KURIS A.M. and SHAD G.A., 1982 - The use ecological termes in parasitology (Report of an ad hoc committee of the American Society of Parasitologists). *Journal of Parasitology*, 68, 131 - 133.
- 100** - [MELTER O.](#), [ARVAND M.](#), [VOTÝPKA J.](#) and [HULÍNSKÁ D.](#), 2012 - *Bartonella quintana* transmission from mite to family with high socioeconomic status. [Emerging Infectious Diseases](#), 18 (1) : 163-165.
- 101** - MERABET A. et DOUMANDJI S., 1997 - Deuxième note sur les dégâts dus aux oiseaux dans un verger de néfliers à Beni Messous. 2^{èmes} Journées Protec. Vég., 15 – 17 mars 1997, *Inst. nati. agro., El Harrach*, p. 92.
- 102** - MERABET A., DOUMANDJI S., BAZIZ B., 2007 - Données complémentaires sur la place des Columbiformes parmi les oiseaux de la Mitidja en milieux agricoles et suburbains : Emploi estivo-automnal des EFP. *Journées Internati. Zoologie agri. for.*, 8-10 avril 2007, *Inst. nati. agro., El Harrach*, p. 79.
- 103** - MERABET A., BENDJOUDI D., DOUMANDJI S., BAZIZ B., 2006 - Place des Columbiformes parmi les oiseaux de la Mitidja en milieux suburbain et agricoles : Emploi des EFP, *Colloque Internati. 'L'Ornithologie Algérienne à l'aube du 3^{ème} millénaire* , 11-13 novembre 2006, *Univ. El Hadj Lakhdar, Batna*, p. 57.
- 104** - MERABET A., BENSITOUAH N., BAGHDOUD A. et DOUMANDJI S., 2011 - Reproduction du Pigeon ramier *Columba palumbus* Linné, 1758 en milieu suburbain dans la partie orientale de la Mitidja (Algérie). *Rev. Nature and Technologie*, (5) : 92 - 98.
- 105** - MILLA A., DOUMANDJI S., VOISIN J-F. et BAZIZ B., 2005- Régime alimentaire du Bulbul des jardins *Pycnonotus barbatus* (Aves, Pycnonotidae) dans le Sahel algérois (Algérie). *Rev. Ecol. (Terre et Vie)*, 60 : 369 – 380.
- 106** - MILLA A., MARNICHE F., MAKHLOUFI A., DAOUDI-HACINI S., VOISIN J. F. et DOUMANDJI S., 2012 - Aperçu de l'avifaune du Sahel algérois, *Algerian journal arid environment*, 2 (1): 3-15.
- 107** - MILSOM, T.P. 1982 - Edge effect in breeding reed warblers in North Humberside. *Bird Study*, 29: 167-168.

Références bibliographiques

- 108** - MISSONE X., 1977 – Un foyer naturel de peste en libye. *Ann. Soc. Belge Méd. trop.*, 57 (3), 163- 168.
- 109** - MORO V.C., CHAUVE C., and ZENNER L., 2005 -Vectorial role of some Dermanyssoid mites. (Acari, Mesostigmata, Dermanyssoidea). *Parasite*, 12, 99-109.
- 110** - MULLIS K.B. et FALOONA F.A., 1987 - Specific synthesis of DNA in vitro via a polymerase-catalyzed chain reaction. *Methods Enzymol.*, 155 : 335-350.
- 111** - MUSA S., AFROZ S. D. and KHANUM H., 2011 - Occurrence of ecto- and endo parasites in pigeon (*Columba livia* Linn.). *J. zool. Rajshahi Univ*, 30, 73 - 75.
- 112** - MUTIN G., 1977 – *La Mitidja, décolonisation et espace géographique*. Ed. Office Publ. Univ., Alger, 606 p.
- 113** - ORO D. and MARTINEZ-ABRAIN A., 2007 - Deconstructing myths on large gulls and their impact on threatened sympatric. *Waterbirds, Anim. Conserv.* 10: 117 – 126.
- 114** - OUARAB S., TALMAT N., BOUKHEMZA M. et DOUMANDJI S., 2014 - Menu trophique du goéland *Leucophlarus michahellis* dans l'îlot Aguéli, zone humide de Réghaïa. *European Scientific Journal*, 10 (3): 96 – 106.
- 115** - OVAZZA M., 1950 - Quelques observations sur la Biologie et plus particulièrement le cycle de *Liponyssus bacoti* Hirst, 1913. *Ann. Parasitology. Ixex*, 3 : 157 - 178.
- 116** - OZENDA P., 1958 – *Flore du Sahara septentrional et central*. Ed. Centre nati. rech. Sci. (C. n. r. s.), Paris, 486 p.
- 117** - PAJOT F. X., 2000 - *Les poux (Insecta, Anoplura) de la région afrotropicale*. Ed. Institut rech. dévelop. (I.R.D.), Coll. 'Faune Flore tropicales', Paris, 37, 294 p.
- 118** - PAROLA, P., ROVERY J.M., BROUQUI, P., DAVOUST, B. and RAOULT, D., 2009 - *Rickettsia slovaca* and *R. raoultii* in Tick-borne Rickettsioses. *Emerging Infectious Diseases*, 15 (7): 1105 - 1108.
- 119** - [PAROLA P.](#), [SANOGO O.Y.](#), [LERDTHUSNEE K.](#), [ZEAITER Z.](#), [CHAUVANCY G.](#), [GONZALEZ J.P.](#), [MILLER R.S.](#), [TELFORD S.R.](#), [WONGSRICHANALAI C.](#) and [RAOULT D.](#), 2003 - Identification of *Rickettsia* spp. and *Bartonella* spp. in from the Thai-Myanmar border. *Ann. N. Y. Acad. Sci.*, 990:173- 181.
- 120** - [PAROLA P.](#), [PADDOCK C.D.](#), [SOCOLOVSCHI C.](#), [LABRUNAM B.](#), [MEDIANNIKOV O.](#), [KERNIF T.](#), [ABDAD M.Y.](#), [STENOS J.](#), [BITAM I.](#), [FOURNIER P.E.](#) and [RAOULT D.](#), 2013 - Update on tick-borne rickettsioses around the world: a geographic approach. *Clin. Microbiol. Rev.*, 26(4): 13 - 32.
- 121**- PEREZ M., RIKIHISA Y. and WEN B. 1996 - *Ehrlichia canis*-like agent isolated from a man in Venezuela: antigenic and genetic characterization. *J. Clin. Microbiol.*, 34:2133-2139.

Références bibliographiques

- 122** - POITRAS E. et HOUDE A., 2002 - La PCR en temps réel: principes et applications. *Rev. Biology Biotechnology*,2(2): 2-11.
- 123** - POUGET M., 1971- *Etude agro-pédologique du bassin du Zehrez gharbi, (Feuille de roche de sel)*. Ed. Secrétariat état hydraulique, Alger, 160p.
- 124** - POUGET M., 1977 – *Région de Messaad-Ain Ibel, notice explicative n° 67, cartographie des zones arides. Géomorphologie, pédologie, groupement végétal, aptitude du milieu pour la mise en valeur*. Ed. Organisme rech. Outremer (O.R.S.T.O.M.), Paris, 69p.
- 125** - PROUDFOOT G. A., TEEL P. D., and MOHR R. M., 2006 - Ferruginous Pygmy-Owl (*Glaucidium brasilianum*) and Eastern Screech-Owl (*Megascopes asio*): New Hosts for *Philornis mimicola* (Diptera: Muscidae) and *Ornithodoros concanensis* (Acari: Argasidae)*Journal Wildlife Diseases*, 42 (4): 873 – 876.
- 126** - RAHDAR M. and VAZIRIANZADEH B., 2009 - A case report of tropical rat mite infestation *Ornithonyssus bacoti* (Dermanyssidae: Acarina) in Ahvaz, SW Iran, *Jundishapur Journal Microbiology*, 2(2): 78 - 80.
- 127** - RAMADE F., 1984 – *Eléments d'écologie – Ecologie fondamentale*. Ed. Mc Graw-Hill Inc, Paris, 397p.
- 128** - RAMADE F., 2003 – *Eléments d'écologie. Ecologie fondamentale*. Ed. Dunod, Paris, 690 p.
- 129** - RAMADE F., 2009 –*Eléments d'écologie – Ecologie fondamentale*. Ed. Dunod, Paris, 689.
- 130** - REEVES W., DURDEN L. and WILLS W. 2002 - New records of ticks (Acari: Argasidae, Ixodidae) from South Carolina. *J. Agr. Urban Entomol.*, 19, 197-204.
- 131** - RENVOISE A., MEDIANNIKOV O. and RAOULT D., 2009 – Old and new tick-borne rickettsioses. *Int. Health.*, (1): 17 – 25.
- 132** - RICHNER H.and HEEB P., 1995- Are clutch and brood size patterns in birds shaped by ectoparasites. *Oikos*, 73 (3): 435-441.
- 133** - ROUAG - ZIANE N. et CHABI Y., 2008 - Ecologie de la reproduction de la Mésange bleue (*Cyanistes caeruleus ultramarinus*) dans un habitat caducifolié : Caractérisation du régime alimentaire et inventaire des ectoparasites. *Rev.Synthèse Sciences Technol.*, 17 : 15 - 25.
- 134** - ROUAG - ZIANE N., BOULAHBAL A., GAUTHIER-CLERC M., THOMAS F. et CHABI Y. 2007 - Inventaire et quantification des ectoparasites de la Foulque Macroule *Fulica atra* (Gruiformes : Rallidés) dans le Nord-Est de l'Algérie. *Parasite*, 14: 253-256.

Références bibliographiques

- 135** - ROY, L. and CHAUVE, C.M., 2007 - Historical review of the genus *Dermanyssus* Dugès, 1834 (Acari : Mesostigmata : Dermanyssidae). *Parasite*, 14: 87 - 100.
- 136**- RUSH, W.A., FRANCY, D.B., SMITH, G.C. and CROPP, C.B., 1980 - Transmission of an *arbovirus* by a member of the family Cimicidae. *Annals Entomol. Soc. America*, 73: 315 – 318.
- 137** - SABATHE R., MARTY P. et DAUMAS-DUPOINT O., 1969 – *Etude agro – pédologique de la région du Sahel*. Rapport, société centrale pour l'équipement du territoire, coopération, pédo., (147), 124 p.
- 138** - SCHROFFS., 2010 -Update emergent infectious : new from the centers for Disease Control and Prevention. *Bartonella quintana* in body lice and head lice from homeless persons San Francisco California USA. *Anu. Emery. Med.*, 55 p.
- 139** - SMIT F.G. 1972 - On some adaptive structures in Siphonaptera. *Folia Parasitol. (Praha)*, 19:5-17.
- 140** - SOCOLOVSCHI C., REYNAUD P., KERNIF T., RAOULT D. and PAROLA P., 2012- Rickettsiae of spotted fever group, *Borrelia valaisiana*, and *Coxiella burnetii* in ticks on passerine birds and mammals from the Camargue in the south of France. *Ticks and Tick-borne Diseases*, 154: 1 - 6.
- 141** - STEWART P. 1969 – Quotient pluviométrique et dégradation biosphérique, quelques réflexions. *Bull. doc. hist. natu. agro.*, : 24 – 25.
- 142** - SYCHRA O., LITERAK I., PODZEMN Y. P. and BENEDIKT V. 2008 - Insect ectoparasites from wild passerine bird in the Czech Republic. *Parasite*, 18: 13 - 19.
- 143** - SYCHRA O., LITERAK I., PODZEMNY P., HARMAT P. and HRABAK R. 2011- Insect ectoparasites on wild bird in the Czech Republic during the pre-breeding period. *Parasite*, 18: 13 - 19.
- 144** - THIBAUT J.C., ZOTIER R., GUYOT I. and BRETAGNOLLE V. 1996 - Recent trends in breeding marine birds of the Mediterranean region with special reference to Corsica. *Colonial Water-birds*, 19: 31 - 40.
- 145**–TRAUB R., 1980 - Some adaptive modification in fleas, *Fleas, Proceedings of the international conference on fleas*, Ashton Wold, Peterborough, Eds, Rotterdam : A. A. Balkema, 79-87.
- 146** - TRILAR T., GOGALA A. and GOGALA M., 1997 distribution of the swallow Bug (*Oeciacus hirundis*) in Slovenia , with an usual finding in a Fat Dormouse (*Myoscus glis*) nest. *Acta entomologica Slovenica* , 5(1): 45 - 50.

Références bibliographiques

- 147** - VILAIN M., 1997 – *La production végétale des composantes*. Ed. Lavoisier Tec et Doc., Paris, Vol. 1, 478 p.
- 148** - VISSER M., REHBEIN S. and WIEDEMANN C., 2001 - Species of *Flea* (Siphonaptera) Infesting Pets and Hedgehogs in Germany. *Journal Veterinary Medicine, Series B*, **48** (3): 197 – 202.
- 149** - WALKER, A.R. BOUATTOUR, A. CAMICAS, J.L., ESTRADA-PENA, A., HORAKI, I.G., LATIF, A.A., PEGRAM, R.G. and PRESTON, P.M. (2003)- *Ticks of domestic animals in Africa : a guide to identification of species*. Ed. University Edinburg, 219 p.
- 150** - WALL R. and SHEARER D., 2001 - *Veterinary Ectoparasites. Biology, Pathology and Control*. Ed. Offices Osney Mead, Oxford, 275 p.
- 151** - [WILKINSON D.A.](#), [DIETRICH M.](#), [LEBARBENCHON C.](#), [JAEGER A.](#), [LE ROUZIC C.](#), [BASTIEN M.](#), [LAGADEC E.](#), [MCCOY K.D.](#), [PASCALIS H.](#), [LE CORRE M.](#), [DELLAGI K.](#), and [TORTOSA P.](#), 2014 - Massive infection of seabird ticks with *Coxiella burnetii* related species. *Journal Appl. Environm. Microbiol.*, **80** (11): 3327-3333.
- 152** - WILLIAMS D. C., WILLS W., DURDEN L. A., and GRAY E. W., 1999 - Ticks of South Carolina (Acari: Ixodoidea). *J. Vector Ecol.*, **24**: 224 – 232.
- 153** - WOJTERSKI T.W., 1985 – *Guide de l'excursion internationale de phytosociologie. Algérie du Nord*. Ed. Association Internati. étu. vég., Inst. nati. agro., El Harrach, 274 p.
- 154** - YASRI N., BOUISNI R., KHERBOUCHE O. et ARAB A. 2006 – Structure des arthropodes dans les écosystème de la forêt de Sénelba Chergui (Djelfa) et de la palmerais de Ghoufi (Batna). *Actes du Congrès internati. Entomol. Nématol.*, 17 – 20 avril 2006, *Inst. nati. agro., El Harrach*,: 178 - 187.
- 155** - ZAIDI S., BESSAS A. et BITAM I., 2011 – Contribution à l'étude des réservoirs animaux et vecteurs de la peste en Algérie. 9^{ème} *Journées sci. vétér.*, 20 - 21 avril 2011, *Ecole nati. sup. véto. El Harrach*, p 24.
- 156** - ZAJAC A.M. and CONBOY G.A. 2006 - *Veterinary clinical parasitology*. Ed. Blackwell publishing, Oxford, 305p.
- 157** - [ZAVALA-CASTRO J.E.](#), [ZAVALA-VELAZQUEZ J.E.](#), [DEL ROSARIO GARCIA M.](#), [LEON J.J.](#) and [DZUL-ROSADO K.R.](#), 2009 - A dog naturally infected with *Rickettsia akari* in Yucatan, México. *Vector Borne Zoonotic Dis.*, **9** (3): 345 - 352.
- 158** - ZEDIRI H., NEGLI H. et BOUSLAMA Z., 2014 – Evolution de la charge parasitaire : quantification et identification des ectoparasites de la poule d'eau *Gallinula chloropus* dans le

Références bibliographiques

Nord-Est algérien, 8^{ème} *Conférence internati. Francoph. Entomol.(CIFE VIII)*, 23-27 juin 2014, Hammamet Tunisie, p. 86.

159 - ZEROUAL F., BOUTELLIS A., KERNIF T. BENELDJOUZI A. et MEDJOUEL, 2013 – Contribution à un inventaire des populations des poux en Algérie. 17^{ème} *Journée nati. parasitol.-mycol.*, 9 mai 2013, Institut pasteur de Dely Ibrahim, p 23.

Autres références

O.N.M., 2008 - *Relevés météorologiques de l'année 2007* de la région de Djelfa. Office national de météorologie, Dar El Beida.

O.N.M., 2009 - *Relevés météorologiques de l'année 2008* de la région de Djelfa. Office national de météorologie, Dar El Beida.

«O.N.M., 2010 - *Relevés météorologiques de l'année 2009* de la région de Djelfa. Office national de météorologie, Dar El Beida.

O.N.M., 2011 - *Relevés météorologiques de l'année 2010* de la région de Djelfa. Office national de météorologie, Dar El Beida.

O.N.M., 2013 – *Relevés météorologiques de l'année 2012*. Office national de météorologie (O.N.M.), Dar El Beida.

O.N.M., 2014 – *Relevés météorologiques de l'année 2013*. Office national de météorologie (O.N.M.), Dar El Beida.

Annexe

Annexe

Tableau 5 -Produits du mix

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

Tableau 6 - Volumes des produits du mix en utilisant le master mix

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

Tableau 7 - Gènes et amorces utilisées en PCR standard.

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

Tableau 28 - Liste détaillée des échantillons destinés à l'extraction

N°	Code Algérie	Code France	Espèce puce	Rickettsia				Bartonella				Rong. Reser
				Sonde Rick sp.	Séquençage	Similarité	GB	Sonde Barto. sp.	Séquençage	Simi.	GB	
1	070310 (1)	T5	<i>Stenoponia tripectinata</i>	35.978348	/	100%	/	Neg	/	/	/	Ger. ger.
2	220210 (1)	T9	<i>Nosopsyllus faciatus</i>	Neg	/	/	/	30.151037		100%		Meri. sha.
3	221209 (2)	T11	<i>Nosopsyllus faciatus</i>	Neg	/	/	/	32.80989		100%		Mer. sha.
4	200210 (4)	T17	<i>Stenoponia tripectinata</i>	Neg	/	/	/	28.27148	<i>Bartonella</i> sp.	100%	GU354274.1	Ger. ger.
5	200210 (4)	T18	<i>Stenoponia tripectinata</i>	Neg	/	/	/	31.850945		100%		Ger. ger.
6	200210 (2)	T20	<i>Nosopsyllus faciatus</i>	Neg	/	/	/	31.688957		100%		Mer. sha.
7	080310 (1)	T21	<i>Nosopsyllus faciatus</i>	Neg	/	/	/	34.265003		100%		Ger. ger.
8	080310 (5)	T24	<i>Nosopsyllus faciatus</i>	33.01567	Rf 2125	100%	AF516333.1	26.306185		100%		Mer. sha.
9	080310(5)	T25	<i>Nosopsyllus faciatus</i>	Négatif	/	/	/	31.39195		100%		Mer. sha.
12	210210 (2)	T28	<i>Nosopsyllus faciatus</i>	Négatif	/	/	/	32.53022		100%		Mer. sha.
13	210210 (2)	T29	<i>Nosopsyllus faciatus</i>	Négatif	/	/	/	33.411327		100%		Mer. sha.
15	080310 (3)	T31	<i>Nosopsyllus faciatus</i>	Négatif	/	/	/	32.10477		100%		Mer. sha.
16	080310 (3)	T32	<i>Stenoponia tripectinata</i>	Négatif	/	/	/	29.162031		100%		Mer. sha.
17	080310 (3)	T33	<i>Nosopsyllus faciatus</i>	Négatif	/	/	/	32.017063		100%		Mer. sha.
18	080310 (3)	T34	<i>Nosopsyllus faciatus</i>	Négatif	/	/	/	32.24944		100%		Mer. sha.
20	00310 (5)	T36	<i>Stenoponia tripectinata</i>	Négatif	/	/	/	26.412596		100%		Mer. sha.
21	070310(5)	T37	<i>Nosopsyllus faciatus</i>	Négatif	/	/	/	32.51224		100%		Mer. sha.
24	250110 (7)	T40	<i>Nosopsyllus faciatus</i>	Négatif	/	/	/	29.548637		100%		Mer. sha.
32	080310 (4)	T48	<i>Nosopsyllus faciatus</i>	Négatif	/	/	/	32.6988		100%		Mer. sha.
42	191209 (5)	T58	<i>Nosopsyllus faciatus</i>	Négatif	/	/	/	35.865696		100%		Mer. sha.
44	200210	T60	<i>Xenopsylla cheopis</i>	30.186079	<i>R. felis</i>	100%	HM582437.1	28.7942	<i>Bartonella</i> sp.	100%	GU354274.1	Mer. sha.
45	200210	T61	<i>Nosopsyllus faciatus</i>	35.816124		100%		Neg	/	/	/	Mer. sha.
47	221209 (2)	T63	<i>Nosopsyllus faciatus</i>	Négatif	/	/	/	30.875488	<i>Bartonella</i> sp.	100%	EF407566.1	Mer. sha.
48	221209 (2)	T64	<i>Nosopsyllus faciatus</i>	Négatif	/	/	/	27.037628				

Rick : *Recktsia* Barto. sp. : *Bartonella* Simi : Similarité GB : Gen Bank

Rong. Reser : Rongeur Reservoir

Résumés

مراقبة الطيور والثدييات الناقلة للطفيليات في الجزائر

الملخص

الفحص الطفيلي كان على 59 عش من 8 اصناف من الطيور و 17 طير من 3 اصناف في سواحل العاصمة في سنة 2012 و 2013 . مجموع الاعشاش و الطيور المصطادة تنتمي إلى 9 اصناف مثل الجحوم (*Turdus merula*)، البلب (*Luscinia megarhynchos*)، الحمام (*Columba livia*)، الحمام الزاجل (*Columba palumbus*)، الحجلة (*Alectorischukar*)، السنونو الرمادي (*Muscicapastriata*)، هازجة الغاب (*Acrocephaluscirpaceus*) ، دجاج الماء (*Gallinulachloropus*) و البط البني (*Aythya nyroca*). بعد فحص الاعشاش والطيور تم التعرف على 6 انواع من الطفيليات الخارجية من بينها نوعين من القمل (*Menacanthustramineus*) و (*Columbicolacolumbae*) و نوعين من القرديات (*Dermanyssusgallinae* و *Dermanyssussp*) و نوع واحد من البراغيث (*Dasypsyllusgallinulae*). (*Carioscapensis*) المتطفل على (*Larumichahellis*) درس بجزيرة اقلي خلال شهر جوان لسنتين متتاليتين 2012 و 2013 . في منطقة الجلفة تم اصطياد 3 اصناف من القوارض وهي (*Merionesshawii* , *Gerbillusgerbillus* و *Gerbilluscampestris*) خلال فترتي 2007 - 2008 و 2009 - 2010. من بين طفيليات هذه القوارض , القرديات مثل (*Liponyssoidessanguineus* و *Liponyssusbacoti*) و البراغيث مثل *Nosopsyllusfasciatus* , *Xenopsyllacheopus* و *Stenoponiatripectinata*. التحاليل عن طريق البيولوجيا الجزيئية سمحت بالتعرف على 3 اصناف من البكتيريا تنقلها الطفيليات الخارجية للقوارض وهي *Rickettsiafelis* , *Rickettsiasp* و *Bartonellas*.

كلمات المتاح: الطيور, القوارض, الطفيليات الخارجية, البكتيريا, الساحل الجزائري و الجلفة

Surveillance ornithologique et mammalogique des agents infectieux en Algérie

Résumé

L'examen parasitologique porte sur 59 nids de 8 espèces d'oiseaux et sur 17 oiseaux appartenant à 3 espèces capturés dans le Sahel algérois et aux alentours de ce dernier en 2012-2013. L'ensemble des nids et des oiseaux piégés correspond à 9 espèces comme le Merle noir (*Turdus merula*), le Rossignol philomèle (*Luscinia megarhynchos*), le Pigeon biset (*Columba livia*), le Pigeon ramier (*Columba palumbus*), la Perdrix choukar (*Alectoris chukar*), le Gobe-mouche gris (*Muscicapa striata*), la Rousserolle effarvate (*Acrocephalus scirpaceus*), la Poule d'eau (*Gallinula chloropus*) et le Fuligule nyroca (*Aythya nyroca*). Après le tri des nids et l'examen des oiseaux, 6 espèces d'ectoparasites sont collectées et identifiées. Parmi elles, 2 mallophages *Menacanthus stramineus* et *Columbicola columbae* sont recueillis, ainsi que 2 espèces d'acariens *Dermanyssus gallinae* et *Dermanyssus* sp. et une espèce de puce *Dasypsyllus gallinulae*.

L'ectoparasite *Carios capensis* de *Larus michahellis* est étudié pendant deux années à la suite des visites de l'île Aguéli en juin 2012 et le même mois en 2013.

Dans la région de Djelfa trois espèces de rongeurs sont capturées, soit *Meriones shawii*, *Gerbillus gerbillus* et *Gerbillus campestris* durant deux périodes 2007-2008 et 2009-2010. Ces rongeurs sont parasités par des mites *Liponyssoides sanguineus* et *Liponyssus bacoti* et par des puces *Nosopsyllus fasciatus*, *Xenopsyllacheopus* et *Stenoponiatripectinata*. L'analyse par la biologie moléculaire a permis de détecter trois espèces de bactéries présents chez les ectoparasites des rongeurs, soit *Rickettsia felis*, *Rickettsia* sp. et *Bartonella* sp.

Mots clés : Oiseaux, Rongeurs, Ectoparasites, Bactéries, Sahel algérois, Djelfa.

Ornithological and mammalogic monitoring infectious agents in Algeria

Abstract

The examination parasitologic is realized on 59 nests of 8 species of birds and on 17 birds belonging to 3 species captured in the of Algiers Sahel and in the neighborhoods of this last in 2012-2013. The whole of the nests and the trapped birds corresponds to 9 species like the black Blackbird (*Turdus merula*), the Nightingale philomèle (*Luscinia megarhynchos*), the Pigeon biset (*Columba livia*), the Wood pigeon (*Columba palumbus*), the Partridge choukar (*Alectoris chukar*), the Gobe-fly gray (*Muscicapa striata*), Rousserolle reed warbler (*Acrocephalus scirpaceus*), water Hen (*Gallinula chloropus*) and Fuligule nyroca (*Aythya nyroca*). After the sorting of the nests and the examination of the birds, 6 species of ectoparasites are collected and identified. Among them, 2 lice *Menacanthus stramineus* and *Columbicola columbae* are collected, also 2 species of acarina *Dermanyssus gallinae* and *Dermanyssus* sp. and a species of flea *Dasypsyllus gallinulae*.

The ectoparasite *Carios capensis* of *Larus michahellis* is studied during two years following the visits of the island Aguéli in June 2012 and the same month in 2013.

In the area of Djelfa three espèses of rodents is captures, that is to say *Meriones shawii*, *Gerbillus gerbillus* and *Gerbillus campestris* during two periods 2007-2008 and 2009-2010. These rodents are parasitized by mites *Liponyssoides sanguineus* and *Liponyssus bacoti* and by flea *Nosopsyllus fasciatus*, *Xenopsylla cheopus* and *Stenoponica tripectinata*. The analysis by molecular biology made it possible to detect three species of bacteria present in the ectoparasites of the rodents, that is to say *Rickettsia felis*, *Rickettsia* sp. and *Bartonella* sp.

Key words: Birds, Rodents, Ectoparasites, Bacteria, the Sahel of Algiers, Djelfa.

Annexe