

**DEPARTEMENT DE BIOLOGIE ET PHYSIOLOGIE ANIMALES**

N°...../SNV/2020

**THÈSE**

Présentée par

**GHERBI Roumaïssa**

Pour l'obtention du diplôme de

**DOCTORAT 3<sup>ÈME</sup> CYCLE**

**Filière: SCIENCES BIOLOGIQUES**

**Spécialité: ECOLOGIE ANIMALE**

**THÈME**

**Inventaire, Biologie et Ecologie des Phlebotominae (Diptera,  
Psychodidae) dans la région semi-aride (cas de la région de Sétif) avec  
detection et identification des espèces de Leishmanies.**

Soutenue publiquement le 14/10/2020

**DEVANT LE JURY**

Président	<b>Benia Farida</b>	<b>Pr. UFA Sétif 1</b>
Directeur	<b>Bounechada Mustapha</b>	<b>Pr. UFA Sétif 1</b>
Examineurs	<b>Yahiaoui Bilal</b>	<b>MCA. UFA Sétif 1</b>
	<b>Laatamna Abdelkarim</b>	<b>MCA UJelfa</b>
	<b>Aissaoui Lynda</b>	<b>MCA. UFA Sétif 1</b>



# *Dédicaces*

*Symboles de sacrifices sans fin au nom du devoir, et d'amour inconditionnel  
eternel*

*Je dédie ce travail à*

*Mes très chers PARENTS  
GHERBI Abdelkader et CHOUAR Souad*

*A ma sœur "Maram" et mon frère "Mohamed-Nadjib" ceux qui ont réussi à me  
donner la joie même aux pires moments par leur soutien moral. Je vous déduis  
ce travail en priant que vous aurez un avenir brillant et glorieux.*

*A mes grands parents, mes oncles et mes tantes, merci chère famille pour votre  
soutient et motivation.*

*A celles dont leur amitié m'est précieuse "Halima", "Amina", "Kenza".*

*A toute personne qui a marquée et changer ma vie positivement et que je n'ai  
pas cité.*

*Roumaissa*

# Remerciements

*Au terme de ces années de recherches je tiens tout d'abord à remercier le bon **DIEU** pour la volonté, la patience, et la force qu'il m'a donné durant l'élaboration de ce travail.*

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

*Je tiens à exprimer mes plus vifs remerciements respects et gratitude à mon directeur de thèse Monsieur le **Professeur BOUNECHADA Mustapha** pour la grande confiance qu'il m'a accordé en acceptant d'encadrer ce travail doctoral, pour ses multiples conseils.*

*Je tiens à exprimer mes plus vifs remerciements et gratitude à Monsieur le **Professeur OTRANTO Domenico**, et Madame le **Professeur LATROFA Maria-Stefania**, de m'avoir accueilli au sein de leur institution à Bari –Italie et qui furent pour moi des tuteurs attentifs, correctes, et disponibles malgré leurs nombreuses charges. Leurs compétences, leur rigueur scientifique, leurs clair voyance et judicieux conseils m'ont beaucoup appris, alimenter mes réflexions et m'ont donné envie de voir beaucoup plus loin.*

*Je tiens aussi à remercier Madame le **Professeur Benia Farida** qui m'a fait l'honneur de présider mon jury de thèse.*

*Toute ma gratitude et mon plus profond respect va vers Monsieur le **Docteur YAHIAOUI Bilal**, qui a aimablement accepté d'examiner ce travail de recherche, ainsi que pour ces précieuses aides au cours de cette recherche, ses conseils en or et son énorme soutien moral.*

*Mes profonds remerciements vont aussi à Madame le **Docteur AISSAOUI Lynda**, qui a chaleureusement accepté de faire partie de mon jury de soutenance.*

*Mes profonds remerciements à Monsieur le Docteur LAATAMNA Abdelkarim pour avoir honoré ce travail en acceptant de l'examiner et pour l'intérêt qu'il a accordé pour l'améliorer.*

*Je remercie toutes les personnes formidables que j'ai rencontrées lors de mes stages au Laboratoire de Parasitologie à Bari; Mms TARALLO Viviana-Domenica, ANNOSCIA Giada, PANARESE Rossella, CAVALLERA Alfonsa, RHIMI Wafa, MANUJ Ranju, IATTA Roberta et Mrs DANTAS-TORRES Filipe, LIA Riccardo Paolo, COLELLA Vito, ARME Thomas Matthew, VIET Linh, et GIANNELLI Alessio .*

*Mes très grandes gratitudeux aux hommes de terrain Dr BELAIB H; Dr BOUCHAMA B, Dr DJELLAS N, Dr Lounis E et Mr CHOUAR K, merci de m'avoir soutenu et faciliter les acces les plus difficiles.*

*Je remercie Mr KOUSSA L le chef du service de la prevention à La DSP pour les informations apportées.*

*Mes profond respect à Mr BOUSSOUARS chef de la station d'epuration d'eau à Ain Oulmane.*

*Ma gratitude à Mrs BENATHMANE A et BOULHAYA K directeurs de l'ONM de Setif. d'avoir tout fait pour m'envoyer à chaque fois toutes les données nécessaires.*

*Je tiens à remercier également la conservation des forêts à Sétif et les directions d'Ain Oulmen et El-Eulma.*

*Mes grands remerciements au Maire de Boutaleb DJOUADA A.*

*Mon grand remerciement à Mr SOUALILI N, LOUADJ Y et Mme CHENNAFI H du laboratoire de pédologie à l'SNV de l'UFAS pour leur énormes soutients pour les analyses du sol.*

*Enfin Je remercie également Mrs HOUCHER B, Annani F, Khanchouche A, ROUABAH A, LAOUAR et Mm HAKIMI S pour leurs aides, et leurs conseils.*

## جرد، بيولوجيا و ايكولوجيا ذباب الرمل (Psychodidae, Diptera) Phlebotominae في المنطقة شبه القاحلة ، (حالة منطقة سطيف) مع الكشف عن أنواع الليشمانيا وتحديدها.

### ملخص

داء الليشمانيات هو مجموعة من الأمراض المهملة ، تعرض أكثر من 350 مليون شخص للخطر و تسبب حوالي مليوني حالة جديدة كل عام. تنتقل الطفيليات المسببة لليشمانيا عن طريق ذبابة الرمل (الفليبوبوم). تعتبر الجزائر من أكثر البلدان تضرراً ، حيث يتم تسجيل الآلاف من حالات داء الليشمانيات الجلدي كل عام. خلال العقد الماضي ، زادت نسبة الإصابة بداء الليشمانيات الجلدي بشكل كبير مع التوسع الجغرافي للمرض في المناطق الخالية سابقاً وظهور بؤر جديدة لداء الليشمانيات الجلدي والتي تتداخل مع داء الليشمانيات الحشوي في العديد من الولايات الجزائرية. من مارس إلى نوفمبر لسنة 2016 و 2017 ، تم جمع الذباب الرمل في 12 بلدية في ولاية سطيف ، في شمال شرق الجزائر. تم التعرف على مختلف الفصائل الموجودة واختبار الإناث بواسطة تقنية PCR للكشف عن الحمض النووي لوحيدات الاسواط المسببة للمرض والتي تتواجد داخل الحشرة. كذلك تم إجراء تحقيق حول العوامل البيولوجية و البيئية ، بما في ذلك العوامل المناخية والغطاء النباتي والارتفاع التي تتحكم في الذبابة. بالإضافة إلى ذلك ، تم تسليط الضوء على الحالة الوبائية بدراسة حالات داء الليشمانيا الجلدي المُبلغ عنها خلال فترة الدراسة ، وأخيراً ، استند وصف مواقع التكاثر المشتبه بها على التحليلات الفيزيائية والكيميائية للتربة. من بين 1804 ذبابة رملية تم جمعها، تم تصنيف 1740 منها على أنها تنتمي إلى 9 أنواع ، *Phlebotomus perniciosus* بنسبة (76.2٪) ، *P. papatasi* بنسبة (16.7٪) و *P. sergenti* بنسبة (5.0٪) هي الأنواع الأكثر شيوعاً ، مما تمثل 97.9٪ من العينات التي تم جمعها. تم تحديد العينات المتبقية على أنها *P. perfliewi* ، *P. chabaudi* ، *P. bergeroti* ، *P. longicuspis* ، *S. minuta* و *S. fallax* . تبين ان للحرارة والغطاء النباتي تأثير اجابي على عدد ذباب الرمل التي يتم جمعها كل شهر. من بين 804 إناث التي تم اختبارها، كانت 9 من نوع *P. perniciosus* و التي تمثل (1.1٪) من مجموع الحصىلة، إيجابية لوجود اولى السوطيات من نوع *L. infantum* (6 عينات) *L. major* (2عينة) و *L. tropica* (1عينة) ، على التوالي. خلال فترة الدراسة ، تم تسجيل 34 حالة من داء الليشمانيات الجلدي في سطيف ، منها 58.8٪ من المرضى المقيمين في اثنين من المناطق الحضرية وشبه الحضرية و 41.2٪ في المناطق الريفية. إن اكتشاف *P. perniciosus* كأكثر الأنواع وفرة في سطيف يشير إلى أن ذبابة الرمل هذه يمكن تكيفها مع اوساط حيوية مختلفة في المنطقة الشمالية الشرقية من الجزائر. الكشف عن مختلف انواع الليشمانيا. في *P. perniciosus* يقترح صورة وبائية معقدة لداء الليشمانيات الجلدي في سطيف ، مع تدخل العوامل المسببة المختلفة وربما بالإضافة الى وجود مضيفات و نواقل مختلفة. اظهرت نتائج تركيب نسيج تربة اماكن تكاثر ذبابة الرمل في ولاية سطيف ان التربة ذات حموضة قاعدية، رطبة غنية بحبيبات الرمل والطين والمواد العضوية و التي تساعد على وجود يرقات ذبابة الرمل.

الكلمات المفتاحية: داء الليشمانيات ، ذباب الرمل ، التشخيص الجزيئي ، PCR ، مواقع التكاثر ، سطيف.

# **Inventaire, Biologie et Ecologie des Phlebotominae (Diptera, Psychodidae) dans la région semi-aride (cas de la région de Sétif) avec détection et identification des espèces de Leishmanies.**

## **Résumé**

La leishmaniose est un groupe de maladies négligées, avec plus de 350 millions de personnes à risques et 2 millions de nouveaux cas chaque année. Les parasites de *Leishmania* spp. sont transmis par les phlébotomes. L'Algérie est l'un des pays les plus touchés, avec des milliers de cas de leishmaniose cutanée enregistrés chaque année. Au cours de la dernière décennie, l'incidence de la leishmaniose cutanée a considérablement augmenté avec une expansion géographique dans des zones précédemment indemnes et l'émergence de nouveaux foyers de leishmaniose cutanée et qui se chevauchent avec la leishmaniose viscérale dans plusieurs provinces d'Algérie. De Mars à Novembre 2016 et 2017, des phlébotomes ont été collectés dans 12 communes de la province de Sétif, dans le Nord-est de l'Algérie. Les phlébotomes ont été identifiés et les femelles ont été testées par PCR pour détecter l'ADN de *Leishmania* spp. Une enquête sur les facteurs bioécologiques a été effectuée, y compris les facteurs climatiques, la végétation et l'altitude. De plus, le statut épidémiologique a été mis en évidence par des cas de leishmaniose cutanée notifiés au cours de la période d'étude et enfin, une caractérisation des sites de reproduction suspectés a été basée sur les analyses physico-chimiques des sols. Sur 1804 phlébotomes collectés, 1740 ont été identifiés comme appartenant à 9 espèces, *Phlebotomus perniciosus* (76,2%), *P. papatasi* (16,7%) et *P. sergenti* (5,0%) étant les espèces les plus communes, représentant ensemble 97,9% des spécimens collectés. Les spécimens restants ont été identifiés comme *P. perfiliewi*, *P. chabaudi*, *P. bergeroti*, *P. longicuspis*, *S. minuta* et *S. fallax*. Le nombre de phlébotomes collectés chaque mois était positivement corrélé à la température et au couvert végétal. Sur 804 femelles testées, 9 *P. perniciosus* (1,1%) étaient positifs pour *Leishmania infantum* (n = 6), *L. major* (n = 2) et *L. tropica* (n = 1), respectivement. Au cours de la période d'étude, 34 cas de leishmaniose cutanée ont été notifiés à Sétif, dont 58,8% étaient des patients résidant dans deux communes urbaines et périurbaines et 41,2% dans le milieu rural. La découverte de *P. perniciosus* comme espèce la plus abondante à Sétif suggère que cette mouche des sables pourrait être adaptée à de différents biotopes dans la région Nord-est de l'Algérie. La détection de différentes *Leishmania* spp. chez *P. perniciosus* suggère un tableau épidémiologique complexe de la leishmaniose cutanée à Sétif, avec l'intervention de différents agents étiologiques et éventuellement avec de différents hôtes réservoirs et vecteurs. La caractérisation de la texture des sols des gîtes de reproduction montre que les sols sont alcalins, humides et riches en sable, limons et matières organiques et qui favorisent la présence des larves de phlébotomes.

**Mots-clés:** leishmaniose, phlébotomes, diagnostic moléculaire, PCR, gîtes de reproduction, Sétif.

# **Inventory, Biology and Ecology of Phlebotominae (Diptera, Psychodidae) in the semi-arid in the semi-arid region (case of the Setif region) with detection and identification of Leishmania species.**

## **Abstract**

Leishmaniasis is a group of neglected diseases, with more than 350 million people at risk and 2 million new cases every year. *Leishmania* spp parasites are transmitted by phlebotomine sand flies. Algeria is one of most affected countries, with thousands of cutaneous leishmaniasis cases registered every year however over the past decade, the epidemiological situation of cutaneous leishmaniasis has significantly increased with its geographic expansion to previously free areas and the emergence of overlapping foci of cutaneous leishmaniasis and visceral leishmaniasis in several provinces of Algeria. From March to November of 2016 and 2017, sand flies were collected in 12 municipalities in Setif province, North-eastern Algeria. Sand flies were identified and females were tested by PCR for detecting *Leishmania* DNA. An investigation on bioecological factors has been made including climate factors, vegetation, and altitude. Additionally, the epidemiological status was highlighted by cutaneous leishmaniasis cases notified during the study period were analysed and finally, a characterization of the suspected breeding sites was based on the physico-chemical analyzes of the soils. Out of 1804 sand flies collected, 1740 were identified as belonging to 9 species, with *Phlebotomus perniciosus* (76.2%), *P. papatasi* (16.7%) and *P. sergenti* (5.0%) being the most common species, representing together 97.9% of the collected specimens. The remaining specimens were identified as *P. perfiliewi*, *P. chabaudi*, *P. bergeroti*, *P. longicuspis*, *S. minuta* and *S. fallax*. The number of sand flies collected monthly was positively correlated with temperature and vegetation cover. Out of 804 females tested, nine *Ph. perniciosus* (1.1%) scored positive for *Leishmania infantum* (n = 6), *L. major* (n = 2) and *L. tropica* (n = 1), respectively. During the study period, 34 cutaneous leishmaniasis cases were notified in Setif, of which 58.8% were patients residing in two urban and peri-urban municipalities and 41.2% in rural areas. The finding of *P. perniciosus* as the most abundant species in Setif suggests that this sand fly may be adapted to different biotopes in the north-east region of Algeria. The detection of different *Leishmania* spp. in *P. perniciosus* suggests a complex epidemiological picture of cutaneous leishmaniasis in Setif, with the involvement of different etiological agents and possibly with different reservoir hosts and vectors. The characterization of breeding sites texture soil shows that are alkaline, humid and rich of sand, silts and organic matters and which favor the presence of sandflies larvae.

**Key words:** Leishmaniasis, sandflies, molecular diagnostic, PCR, breeding sites, Setif.

## Liste des abreviations

**ADN:** Acide DésoxyriboNucléique

**ADNmt:** ADN mitochondriale

**ADNr:** ADN ribosomique

**AE:** Elution Buffer

**AL:** Lysis Buffer

**ATL:** Tissue Lysis Buffer

**AW1:** Wash Buffer 1

**AW2:** Wash Buffer 2

**CDC:** Centers for Disease Control.

**Cytb:** Cytochrome b.

**D.S.P:** Direction de la Santé et de la Population.

**I.N.S.P:** Institut National de la Santé Publique.

**Nd1:** mitochondrially NADH-ubiquinone oxidoreductase core subunit1.

**O.M.S:** Organisation Mondiale de la Santé.

**P.C.R:** Polymerase Chain Reaction.

**R.M.E:** Relevés Epidémiologiques Mensuels.

**TAE:** Tris-acetate-EDTA.

**Taq:** Thermostable DNA.

## Liste des tableaux

<b>Tableau 1:</b> Liste des espèces de phlébotomes présents en Algérie (Bouamou, 2010).....	6
<b>Tableau 2:</b> Répartition géographique et habitats des espèces de phlébotomes d'Algérie ( Dedet et al., 1984). .....	21
<b>Tableau 3:</b> Description des sites de collections de phlébotomes à la région de Setif. La présence des animaux et des cas humains est aussi reportée. ....	57
<b>Tableau 4:</b> Liste systématique des phlébotomes recensés dans la région semi-aride de Sétif. ....	93
<b>Tableau 5:</b> Efficacité du piégeage selon le nombre, le sexe et la richesse spécifique.....	116
<b>Tableau 6:</b> Variation de l'abondance du sexe-ratio en fonction des pièges utilisés. ....	117
<b>Tableau 7:</b> Indice de diversité du nombre des spécimens des espèces collectées (2016-2017). ....	121
<b>Tableau 8:</b> Indice de similitude de JACCARD calculé pour les stations échantillonnées prises deux à deux. .....	123
<b>Tableau 9:</b> Abondance relative spécifique stationnelle selon le sex ratio. ....	124
<b>Tableau 10:</b> Diversité stationnelle des espèces recensées au cours des 2 saisons d'échantillonnage (2016-2017).....	126
<b>Tableau 11:</b> Diversité temporelle des espèces recensées au cours des 2 saisons d'échantillonnage (2016-2017).....	132
<b>Tableau 12:</b> Dynamique spécifique mensuelle des males au cours de l'étude (2016-2017). ....	134
<b>Tableau 13:</b> Dynamique spécifique mensuelle des femelles au cours de l'étude (2016-2017). ....	135
<b>Tableau 14:</b> Cas relatifs de leishmaniose cutanée humaine à Sétif, en fonction de la station, du mois de notification, du sexe et de l'âge (2016-2017). ....	139
<b>Tableau 15:</b> Spécimens de phlébotomes positifs pour <i>Leishmania spp.</i> , En fonction de l'année et du site de collecte, l'engorgement ou non des specimens . Les numéros d'accès des séquences de référence ITS2 et le pourcentage d'identité sont indiqués.....	144
<b>Tableau 16:</b> Résultats du $pH_{H_2O}$ des sols selon la station, le mois et l'année de collecte.....	147
<b>Tableau 17:</b> Résultats du $pH_{KCl}$ des sols selon la station, le mois et l'année de collecte.....	148
<b>Tableau 18:</b> Résultats de l'humidité pondérale dans les sols selon la station, le mois et l'année de collecte. .....	149
<b>Tableau 19:</b> Résultats du taux de calcaire des sols selon la station, le mois et l'année de collecte.....	150
<b>Tableau 20:</b> Résultats du taux de matière organique des sols selon la station, le mois et l'année de collecte. .....	151
<b>Tableau 21:</b> Résultats d'analyses granulométriques des sols des stations Boutaleb et Hamma .....	151

## Liste des figures

<b>Figure 1:</b> (A) Schéma général d'un phlébotome (Dolmatova et Demina, 1971); (B) photo représentant un phlébotome en position de repos (Mann <i>et al.</i> , 2009). .....	7
<b>Figure 2:</b> (A) Schéma représentant une vue générale externe de la tête d'un phlébotome (Bounamous, 2010); (B) photo représentant une vue générale externe et interne de la tête d'un phlébotome (photo personnelle). .....	8
<b>Figure 3:</b> (A) Schéma représentant le thorax d'un phlébotome (Bounamous, 2010); (B) photo représentant le thorax d'un phlébotome (photo personnelle). .....	9
<b>Figure 4:</b> (A) Schéma représentant l'aile du phlébotome (Dolmatova et Demina, 1971); (B) photo représentant l'aile de <i>Phlebotomus papatasi</i> (photo personnelle).....	10
<b>Figure 5:</b> (A) Schéma représentant la structure externe et interne du genitalia femelle d'un phlébotome (Bounamous, 2010); (B) photo représentant la structure externe et interne du genitalia femelle d'un phlébotome (photo personnelle). .....	11
<b>Figure 6:</b> (A) Schéma de la structure externe du genitalia mâle de <i>Phlebotomus sergenti</i> (Bounamous, 2010); (B) photo représentant de la structure externe du genitalia mâle de <i>Phlebotomus sergenti</i> (photo personnelle). .....	12
<b>Figure 7:</b> Schéma représentant une vue latérale du tube digestif du phlébotome; (A) valvule de de l'estomac (B) l'intestin moyen thoracique; (C) intestin moyen abdominal; (D) intestin postérieur (Guevara <i>et al.</i> , 2001).....	13
<b>Figure 8:</b> (A) Schéma d'un œuf de phlébotome (Dolmatova et Demina, 1971) (B); photo montrant les caractéristiques de la crête de l'ornementation chorionique sur l'œuf de <i>Phlebotomus papatasi</i> (Ghosh et Mukhopadhyay, 1996).....	14
<b>Figure 9:</b> (A) Schéma d'une larve du 1er stade de phlébotome (Dolmatova et Demina, 1971); (B) photo représentant une larve de phlébotome au 1er stade sous le microscope (Mann <i>et al.</i> , 2009). .....	15
<b>Figure 10:</b> (A) Schéma d'une larve du 4ème stade (Dolmatova et Demina, 1971); (B) photo représentant une larve de phlébotome au 4ème stade sous le microscope (Mann <i>et al.</i> , 2009). .....	15
<b>Figure 11:</b> (A) Schéma de la nymphe de phlébotome (Abbonec, 1972); (B) photo représentant la nymphe de phlébotome sous le microscope (Mann <i>et al.</i> , 2009). .....	16
<b>Figure 12:</b> Photos représentant phlébotomes femelles (A) gorgé de sang, (B) porteuse d'œufs (photos personnelles).....	17
<b>Figure 13:</b> Photos représentant les divers stades du cycle de vie du phlébotome (cas de <i>Phlebotomus argentipes</i> ) (1) œufs; (2) larves du 1er stade; (3) larves du 2ème stade; (4) larves du 3ème stade; (5) larves du 4ème stade; (6) nymphe; (7) adulte mâle; (8) adulte femelle (Chowdhury <i>et al.</i> , 2016).....	19
<b>Figure 14:</b> Carte représentant la répartition géographique des genres de phlébotomes les plus connus dans le monde (Bounamous, 2010). .....	20
<b>Figure 15:</b> Cartes de la répartition géographique de la leishmaniose cutanée dans le monde (Aronson <i>et al.</i> , 2016).....	23
<b>Figure 16:</b> Cartes de la répartition géographique de la leishmaniose viscérale dans le monde (Aronson <i>et al.</i> , 2016).....	24
<b>Figure 17:</b> Cycle de vie de <i>Leishmania</i> spp causant à gauche la leishmaniose viscérale et à droite la leishmaniose cutanée (Santos <i>et al.</i> , 2008). .....	25
<b>Figure 18:</b> Schéma représentant le cycle de vie du parasite de <i>Leishmania</i> ssp dans un phlébotome vecteur (Hide <i>et al.</i> , 2007). .....	26
<b>Figure 19:</b> Principe de la technique d'amplification en chaîne par PCR (Hermineaud, 2011). .....	27
<b>Figure 20:</b> Carte de distribution des anciens et des nouveaux foyers de leishmaniose jusqu'à l'année 1995 (Harrat <i>et al.</i> , 1995) adapté par l'auteur. ....	29
<b>Figure 21:</b> Photos représentant les rats des champs (A) <i>Meriones shawi</i> , (B) <i>Psammomys obesus</i> (Aymerich et Tarrier, 2008). .....	30
<b>Figure 22:</b> Photos représentant (A) lésion ulcère-croûteuse typique de la leishmaniose cutanée, (B) présentation clinique diverse lors de leishmaniose cutanée, (C) lésions multiples lors de la leishmaniose	

cutanée prise au niveau du CHU Mustpha Bacha de déférente patientes Algériennes atteintes de leishmaniose cutanée zoonotique (Zait et Hamrioui, 2009). .....	30
<b>Figure 23:</b> Carte représentant les anciens et les nouveaux foyers de la leishmaniose cutanée sporadique du Nord en Algérie (Harrat <i>et al.</i> , 1995) adapté par l'auteur. ....	31
<b>Figure 24:</b> Photos représentant (A) lésion palpébrale, (B) nodule inflammatoire de la leishmaniose cutanée chez un nourrisson prises au niveau du CHU Mustpha Bacha de patients Algériens atteints de leishmaniose cutanée sporadique du Nord (Zait et Hamrioui, 2009). .....	32
<b>Figure 25:</b> Carte représentant les anciens et les nouveaux foyers de la leishmaniose cutanée anthroponotique due à <i>Leishmania kilicki</i> . Carte conçue à partir des données mentionnées dans le paragraphe précédent. ....	33
<b>Figure 26:</b> Carte représentant la répartition des phlebovirus en Afrique (Alkan <i>et al.</i> , 2013). .....	34
<b>Figure 27:</b> Situation géographique de la wilaya de Setif ( INCT, 2018) adapté par l'auteur. ....	37
<b>Figure 28:</b> Températures moyennes mensuelles de Sétif (2016-2017). .....	38
<b>Figure 29:</b> Précipitations mensuelles (cumul moyen) de Sétif (2016-2017). .....	39
<b>Figure 30:</b> Humidité relative moyenne mensuelle de Sétif (2016-2017). .....	39
<b>Figure 31:</b> Vitesse moyenne mensuelle du vent de Sétif (2016-2017). .....	40
<b>Figure 32:</b> Diagramme Ombrothermique de la région de Sétif (2016-2017). .....	41
<b>Figure 33:</b> Situation climatique de la région de Sétif dans le climagramme d'Emberger. ....	42
<b>Figure 34:</b> Présentation du relief de la wilaya de Sétif (Djenba, 2006) adapté par l'auteur. ....	43
<b>Figure 35:</b> Situations géographiques des sites de collecte dans la Province de Sétif. (ArcGis, 2017). .....	44
<b>Figure 36:</b> Photo représentant une vue générale sur Boutaleb (Google Earth 10-01-2019). .....	45
<b>Figure 37:</b> Photo représentant une vue générale sur El-Hamma(Google Earth 10-01-2019). .....	46
<b>Figure 38:</b> Photo représentant une vue générale sur Ouled Tebbane (Google Earth 10-01-2020). .....	47
<b>Figure 39:</b> Photo représentant l'entrée Nord de Rasfa (Google Earth 10-01-2020). .....	48
<b>Figure 40:</b> Photo représentant une vue générale sur Ouled Si Ahmed (Google Earth 10-01-2020). .....	49
<b>Figure 41:</b> Photo représentant une vue générale sur Saleh-Bey (Google Earth 10-01-2020). .....	50
<b>Figure 42:</b> Photo représentant une vue générale sur Ain Oulmen (kanouni, 2018). .....	51
<b>Figure 43:</b> Photo satellitaire représentant une vue du Ciel de Ksar El Abtal (Google earth; 10-01-2020). .....	52
<b>Figure 44:</b> Photo représentant une vue generale sur Bir Haddada (Google Earth, 10-01-2020). .....	53
<b>Figure 45:</b> Photo satellitaire représentant une vue du ciel de la commune de Ain-Azel (Google Earth, 10/01/2020). .....	54
<b>Figure 46:</b> Photo représentant une vue générale sur Ain Lahdjar (Google Earth, 10-01-2020). .....	55
<b>Figure 47 :</b> Photo représentant l'entrée Ouest de Baida Bordj (Google Earth, 10-01-2020). .....	55
<b>Figure 48:</b> Photo représentant une étable d'élevage ovin (photo personnelle). .....	58
<b>Figure 49:</b> Photo représentant une étable d'élevage équidé (photo personnelle). .....	59
<b>Figure 50:</b> Photo représentant une étable d'élevage mixte (photo personnelle). .....	59
<b>Figure 51:</b> Photos représentant une étable d'élevage caprin et les habitations qui l'entourent (photos personnelles). .....	60
<b>Figure 52:</b> Photos représentant une décharge des eaux usées (photos personnelles). .....	61
<b>Figure 53:</b> Photo représentant une étable d'élevage bovin (photo personnelle). .....	61
<b>Figure 54:</b> Photo représentant une étable d'élevage mixte (photo originale). .....	62
<b>Figure 55:</b> Photo représentant une étable d'élevage ovin (photo personnelle). .....	62
<b>Figure 56:</b> Photo représentant la décharge publique (photo personnelle). .....	63
<b>Figure 57:</b> Photo représentant une étable d'élevage mixte (photo personnelle). .....	64
<b>Figure 58:</b> Photo représentant une station d'épuration d'eau (photo personnelle). .....	64
<b>Figure 59:</b> Photo représentant une étable d'élevage ovin (photo personnelle). .....	65
<b>Figure 60:</b> Photo représentant une étable d'élevage bovin (photo personnelle). .....	65
<b>Figure 61:</b> Photo représentant une étable d'élevage caprin (photo personnelle). .....	66
<b>Figure 62:</b> Photo représentant une maison abandonnée (photo personnelle). .....	66
<b>Figure 63:</b> Photo représentant une étable d'élevage bovin (photo personnelle). .....	67
<b>Figure 64:</b> Photo représentant ferme pilote d'élevage bovin (photo personnelle). .....	67

<b>Figure 65</b> : Photo représentant une forêt d'arbres conifères (photo personnelle).....	68
<b>Figure 66</b> : Photo représentant une étable d'élevage bovin (photo personnelle).....	68
<b>Figure 67</b> : Photo représentant une élevage de volaille (photo personnelle).....	69
<b>Figure 68</b> : Photos représentant (A) les pièges huileux installés dans un arbre, (B) introduit dans les interstices de murs (photos personnelles).....	71
<b>Figure 69</b> : Photos représentant (A) les pièges gluants installés verticalement, (B) dépôt des pièges huileux et gluants ensemble (photos personnelles).....	72
<b>Figure 70</b> : Photo représentant le piège lumineux CDC (originale).....	73
<b>Figure 71</b> : Photos représentant (A) récupération des pièges huileux, (B) récupération des phlébotomes, (C) conservation des phlébotomes échantillonnés (photos personnelles).....	74
<b>Figure 72</b> : Photos représentant (A) éclaircissement à l'hydroxyde de potassium à 10% (B) au acide acétique glacial à 10 % (C) et (D) montage entre lame et lamelle dans l'Hoyer's solution (photos personnelles).....	75
<b>Figure 73</b> : Photos représentant (A) pièces buccales, (B) organes sensoriels, (C) et (D) genitalia femelle, (E) et (F) genitalia mâle (photos personnelles).....	76
<b>Figure 74</b> : Photos représentant (A) mesure d'agarose, (B) coulement du gel fraîchemnt préparé (photos personnelles).....	79
<b>Figure 75</b> : Photos représentant (A) coloration d'ADN, (B) chargement d'ADN sur gel et démarrage d'électrophorèse (photos personnelles).....	79
<b>Figure 76</b> : Photo représentant l'alignement des séquences de Leishmania identifié par le logiciel MEGAX (photo personnelle).....	81
<b>Figure 77</b> : Photos représentant (A) échantillonnage du sol dans un coin de l'étable, (B) conservation du sol (photos personnelles).....	82
<b>Figure 78</b> : Photos représentant (A) préparation des échantillons, (B) agitation magnétique, (C) solutions tampon avec pH-mètre (photos personnelles).....	83
<b>Figure 79</b> : Photos représentant (A) préparation des échantillons, (B) calcimètre de Bernard (photos personnelles).....	84
<b>Figure 80</b> : Photos représentant (A) l'élimination de la matière organique à chaud, (B) le tamisage (photos personnelles).....	86
<b>Figure 81</b> : Photo représentant le sol sous la loupe binoculaire (photo personnelle).....	87
<b>Figure 82</b> : Photo représentant le calcul de l'NDVI de la station d'Ouled tebbane par SNAP (photo personnelle).....	91
<b>Figure 83</b> : Critères d'identification morphologique de <i>P. papatasi</i> ; (A) vue générale du genitalia mâle, (B) l'edeage (×400) (photos personnelles).....	95
<b>Figure 84</b> : Critères d'identification morphologique de <i>P. papatasi</i> ; (A) vue générale de la spermathèque femelle, (B) le pharynx (×400) (photos personnelles).....	96
<b>Figure 85</b> : Pho Photos représentant les résultats des de lamigration des specimens de l'espèce <i>P. papatasi</i> à partir des régions nd1 et cyb de l'ADN mitochondriale.....	97
<b>Figure 86</b> : Arbre phylogénétique basé sur les données des régions (cytb) d'ADNmt comparés à ceux de <i>P. papatasi</i> . Dans le Bassin Méditerranéen et autres; disponibles dans GenBankTM.....	98
<b>Figure 87</b> : Critères d'identification morphologique de <i>P. bergeroti</i> ; (A) vue générale du genitalia mâle, (B) édeage (×400) (photos personnelles).....	100
<b>Figure 88</b> : Critères d'identification morphologique de <i>P. bergeroti</i> ; (A) vue générale de la spermathèque femelle, (B) pharynx, (C) ascoïde (×400) (photos personnelles).....	100
<b>Figure 90</b> : Critères d'identification morphologique de <i>P. sergenti</i> ; (A) vue générale de la spermathèque femelle, (B) pharynx (×400) (photos personnelles).....	102
<b>Figure 91</b> : Photos représentant les résultats des de lamigration des specimens de l'espèce <i>P. sergenti</i> à partir des régions nd1 et cyb de l'ADN mitochondriale.....	103
<b>Figure 92</b> : Critères d'identification morphologique de <i>P. chabaudi</i> ; (A) vue générale de la spermathèque femelle, (B) pharynx (×400) (photos personnelles).....	104

<b>Figure 93:</b> Critères d'identification morphologique de <i>P. perniciosus</i> ; (A) vue générale du genitalia mâle (×250), (B) édeage (×400) (photos personnelles).....	105
<b>Figure 94:</b> Critères d'identification morphologique de <i>P. perniciosus</i> ; (A) vue générale de la spermathèque femelle, (B) pharynx (×400) (photos personnelles).....	106
<b>Figure 95:</b> Photos représentant les résultats des de lamigration des specimens de l'espèce <i>P. perniciosus</i> à partir des régions nd1 et cyb de l'ADN mitochondriale.....	106
<b>Figure 96:</b> Arbre phylogénétique basé sur les données des régions (cytb – nd1) d'ADNmt comparés à ceux de <i>P. perniciosus</i> . dans le Bassin Méditerranéen disponible dans GenBankTM. ....	107
<b>Figure 97:</b> Critères d'identifications morphologiques de <i>P. longicuspis</i> ; (A) vue générale du genitalia mâle (×250), (B) édeage (×400) (photos personnelles).....	109
<b>Figure 98:</b> Critères d'identification morphologique de <i>P. longicuspis</i> ; (A) vue générale de la spermathèque femelle, (B) pharynx (×400) (photos personnelles).....	110
<b>Figure 99:</b> Critères d'identifications morphologiques de <i>P. perfiliewi</i> ; vue générale de la spermathèque femelle (×400) (photo personnelle).....	111
<b>Figure100:</b> Critères d'identification morphologique de <i>S. minuta</i> ; (A) vue générale du genitalia mâle (×250), (B) edeage (×400) (photos personnelles).....	112
<b>Figure 101:</b> Critères d'identification morphologique de <i>S. minuta</i> ; (A) vue générale de la spermathèque femelle, (B) pharynx et cibarium, (C) cibarium (×400) (photos personnelles). ....	113
<b>Figure 102:</b> Critères d'identification morphologique de <i>S. fallax</i> ; (A) vue générale du genitalia mâle (×250), (B) édèage (×400) (photos personnelles).....	114
<b>Figure 103:</b> Photos representant ritères d'identifications morphologiques de <i>S. minuta</i> ; (A) vue générale de la spermathèque femelle, (B) pharynx et cibarium, (C) pharynx (×400) (photos personnelles). ....	115
<b>Figure 104:</b> Histogramme représentant l'abondance relative des genres et des espèces de phlébotomes récoltés au niveau des stations positives à la collecte (2016-2017).....	119
<b>Figure 106:</b> Dendogramme selon le coefficient de similitude Jaccard des espèces de phlebotomes selon les stations d'étude .....	122
<b>Figure 107:</b> Histogramme représentant le nombre de mâles et de femelles collectés pendant la période d'étude (2016-2017) selon chaque espèce. ....	123
<b>Figure 108:</b> Occurrence totale des phlébotomes échantillonnés sur l'ensemble des stations au cours de la période d'étude (2016-2017).....	125
<b>Figure 109:</b> Histogramme représentant la répartition mensuelle des phlébotomes récoltés dans la région de Sétif (2016-2017).....	131
<b>Figure 110:</b> Répartition mensuelle spécifique des phlébotomes récoltés dans la région de Sétif (2016-2017). ....	133
<b>Figure 111:</b> Nombre de cas (A) leishmaniose cutanée (B) leishmaniose viscérale; de 1993 au 2017 dans la wilaya de Setif. ....	138
<b>Figure 112:</b> Photos représentant les résultats des tests de présence de <i>Leshmania</i> . Spp à partir de la région ITS2. ....	143
<b>Figure 113:</b> Arbre de vraisemblance maximale (Maximum likelihood) basé sur les séquences ITS2 de <i>Leishmania</i> . spp des spécimens positifs dans la région de Setif 2016-2017. ....	145
<b>Figure 114:</b> Schéma représentant la nature du sol des étables de Hamma et Boutaleb selon le triangle de granulométrie.....	152

## Sommaire

RÉSUMÉS.....	I
LISTE DES ABREVIATIONS.....	II
LISTE DES TABLEAUX.....	III
LISTE DES FIGURES.....	IV
INTRODUCTION .....	1
CHAPITRE 1: REVUE BIBLIOGRAPHIQUE .....	4
1.1 Taxonomie, évolution et biodiversité.....	4
1.2 Morphologie générale des phlébotomes .....	7
1.2.1 Imago .....	7
1.2.2 Stades préimaginaux .....	14
1.3 Bioécologie .....	17
1.3.1 Régime alimentaire .....	17
1.3.2 Accouplement et cycle de vie .....	18
1.3.3. Ethologie .....	19
1.3.4 Répartition géographique des phlébotomes .....	20
1.3.5 Rôle pathogène.....	22
1.4 Importance médicale des phlébotomes en Algérie .....	22
1.4.1 La leishmaniose.....	22
1.4.2 Arboviroses .....	33
1.5 Moyens de lutte contre les phlébotomes .....	34
CHAPITRE 2: PRÉSENTATION DE LA RÉGION D'ÉTUDE.....	37
2.1 Cadre administratif.....	37
2.2 Cadre climatique .....	37
2.2.1 Température .....	38
2.2.2 Précipitations.....	38
2.2.3 Humidité relative moyenne.....	39
2.2.4 Les vents .....	40
2.2.5 Analyse Climatique.....	40
2.3 Cadre géologique .....	42

2.3.1 Relief.....	42
2.3.2 Sol .....	43
2.4 Cadre hydrologique.....	43
2.5 Cadre végétatif .....	44
2.6 Description géographique et situation des communes d'études .....	44
2.6.1 Communes des zones montagneuses .....	45
2.6.2 Communes des hautes plaines.....	49
2.6.3 Communes de la zone de dépression .....	54
CHAPITRE 3: MATÉRIELS ET MÉTHODES .....	56
3.1 Choix et description des stations d'étude .....	56
3.1.2.1.1 Commune de Boutaleb.....	58
3.1.2.1.2 Commune d'El Hamma .....	60
3.1.2.1.3 Commune d'Ouled Tebbane.....	61
3.1.2.1.4 Commune de Rasfa .....	62
3.1.2.1.3.5 Commune Ouled Sid Ahmed .....	63
3.1.2.2.1 Commune de Saleh Bey .....	63
3.1.2.2.2 Commune d'Ain Oulmen .....	64
3.1.2.2.3 Commune de Ksar El Abtal .....	65
3.1.2.2.4 Commune de Bir Haddada .....	66
3.1.2.2.5 Commune Ain Azel .....	67
3.1.2.3.1 Commune Ain Lahdjar.....	67
3.1.2.3.1.2 Commune de Baida-Bordj .....	68
3.2 Enquête entomologique des phlébotomes.....	70
3.2.1 Methodes appliquées sur terrain .....	70
3.2.2 Techniques appliquées au laboratoire .....	73
3.3 Analyses moléculaires.....	77
3.3.1 Extraction de l'ADN génomique .....	77
3.3.2 Amplification de l'ADN génomique par PCR conventionnelle.....	78
3.3.3 Electrophorèse sur gel d'agarose .....	78
3.3.4 Purification.....	79
3.3.5 Séquençage et identification .....	80
3.4 Analyses du substrat des gites de reproduction .....	82
3.4.1 Méthodes appliquées sur terrain .....	82
3.4.2 Techniques appliquées au laboratoire .....	83
3.5 Etude statistiques et exploitation des résultats .....	87
3.5.1 Exploitation des résultats par des indices écologiques .....	87
3.5.2 Exploitation statistique des résultats .....	91
CHAPITRE 4: RÉSULTATS ET DISCUSSION.....	93

4.1 Inventaire systématique des phlébotomes recensés dans la région semi-aride de Sétif.....	93
4.2 Description des espèces recensées .....	94
4.2.1 <i>Phlebotomus (Phlebotomus) papatasi</i> .....	94
4.2.1.3 Identification moléculaire de <i>P. papatasi</i> .....	96
4.2.2 <i>Phlebotomus (Phlebotomus) bergeroti</i> .....	99
4.2.3 <i>Phlebotomus (Paraphlebotomus) sergenti</i> .....	101
4.2.3.3 Identification moléculaire de <i>Phlebotomus sergenti</i> .....	102
4.2.4 <i>Phlebotomus (Paraphlebotomus) chabaudi</i> .....	103
4.2.5 <i>Phlebotomus (Larroussious) perniciosus</i> .....	104
4.2.5.3 Identification moléculaire de <i>Phlebotomus perniciosus</i> .....	106
4.2.6 <i>Phlebotomus (Larroussious) longicuspis</i> .....	108
4.2.7 <i>Phlebotomus (Larroussious) perfiliewi</i> .....	110
4.2.8 <i>Sergentomyia (Sergentomyia) minuta</i> .....	111
4.3.2.9 <i>Sergentomyia (Sergentomyia) fallax</i> .....	113
4.3 Efficacité du piégeage.....	116
4.4 Structure bio-écologique des peuplements recensés .....	118
4.4.1 Qualité d'échantillonnage.....	118
4.4.2 Distribution spatio-temporelle des espèces recoltés .....	118
4.4.2.1 Abondance relative .....	118
4.4.2.1.1 Abondance relative générale.....	118
4.4.2.1.2 Abondance relative spatio-temporelle .....	119
4.4.2.1.3 Indice de diversité de Shannon-Waever et d'équitabilité.....	120
4.4.2.1.4 Indice de JACCARD.....	121
4.4.2.1.5 Abondance relative globale selon le sex-ratio .....	123
4.4.2.2 Indice d'occurrence .....	124
4.4.2.2.1 Indice d'occurrence global .....	124
4.4.2.2.2 Occurrence spécifique stationnelle .....	125
4.4.3 Répartition saisonnière.....	130
4.5 Etude épidémiologique .....	138
4.6 Détection et identification des leishmanies.....	143
4.7 Résultat d'étude du substrat des gîtes de reproduction.....	147
CONCLUSION GÉNÉRALE.....	155
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES .....	158
ANNEXES	



### Introduction

Les concepts requis pour comprendre l'épidémiologie et l'écologie des maladies à transmission vectorielle; sont présentés dans des sections qui couvrent les composantes du cycle de transmission, les modes de transmission par le vecteur, les différents types de cycles de transmission basés sur les hôtes vertébrés, l'incrimination des vecteurs, les mécanismes d'entretien intersaisonnier et la surveillance. Les composants minimaux requis pour la transmission d'un agent pathogène à transmission vectorielle comprennent un hôte vertébré sensible et un vecteur arthropode, un agent pathogène virulent et un environnement approprié. De nombreux agents pathogènes à transmission vectorielle semblent avoir évolué sous les tropiques, mais sont devenus un grave problème de santé publique, vétérinaire ou faunique après avoir envahi les latitudes tempérées. Ici, l'entretien intersaisonnier devient un élément-clé de la persistance des agents pathogènes, délimite l'endémicité et délimite la répartition dans le temps et l'espace.

Etant donné que les flambées de maladies à transmission vectorielle se produisent par intermittence même dans les zones d'endémie, des programmes de surveillance sont nécessaires pour suivre les cas et l'agent pathogène dans les cycles de transmission dans le temps et l'espace pour éclairer la politique de santé publique et fournir une aide à la décision opérationnelle pour une intervention directe (Marcondes, 2017).

Parmi les vecteurs les plus connus dans le monde, les phlébotomes (Diptera, Psychodidae), ce sont des insectes hématophages impliqués dans la transmission des virus (Bunyaviridae, Reoviridae et Rhabdoviridae), des bactéries (*Bartonella bacilliformis*) et des protozoaires (*Leishmania* spp.) aux animaux et aux humains (Marolli *et al.*, 2013; Gaglio *et al.*, 2014; Akhoundi *et al.*, 2016; Halada *et al.*, 2018).

Les leishmanioses sont des maladies vectorielles négligées, réparties dans le monde entier, survenant principalement dans les zones tropicales et subtropicales (Alvar *et al.*, 2012). Après le paludisme en termes de nombre de personnes atteintes, les leishmanioses sont présentes dans 98 pays et 5 continents du monde menaçant environ 350 millions de personnes (Rezvan *et al.*, 2017). On estime que 14 millions de personnes sont infectées dans le monde et environ deux millions de nouveaux cas surviennent chaque année. La maladie contribue de manière significative à la propagation de la pauvreté, en raison de son traitement coûteux, et impose un lourd fardeau économique, y compris la perte de revenus (Bounoua *et al.*, 2013).

En Algérie, la leishmaniose viscérale et la leishmaniose cutanée sont connues pour être répandues depuis le début du 20<sup>e</sup> siècle (Bachi, 2006; Zait et Hamrioui, 2009; Boudrissa *et al.*, 2012).

## Introduction

Aujourd'hui, l'Algérie représente le deuxième foyer de leishmaniose cutanée, après l'Afghanistan (Izri *et al.*, 2014a), avec une incidence de 28,19 cas pour 100000 habitants en 2017 mentionnée dans le REM (INSP, 2017). Le nombre élevé des cas de leishmaniose cutanée enregistrés en Algérie peut s'expliquer par l'extension des foyers classiques et par l'émergence de nouveaux foyers à travers le pays (INSP, 2011; Kabbout *et al.*, 2016; Benelmouffok *et al.*, 2017). La présence de différentes zones bioclimatiques (par exemple, le climat méditerranéen dans le nord et les zones semi-arides dans le Sud du Sahara), la désertification dans la steppe du nord du Sahara et les mouvements de populations des zones endémiques aux zones non endémiques (et vice-versa inversement) ont probablement contribué à l'augmentation du nombre de cas de leishmaniose cutanée en Algérie au cours des dernières décennies (Bachi, 2006; Bounoua *et al.*, 2013; Adel *et al.*, 2014; Boussaa et Boumezzough, 2014; Guaouaoui *et al.*, 2017; Mouloua *et al.*, 2017; Ramdane *et al.*, 2018).

La répartition géographique des leishmanioses cutanées et des leishmanioses viscérales est étroitement associée à la structure de la population des mouches de sables et à sa distribution (Naheed *et al.*, 2016; Tsirigotakis *et al.*, 2018). Les études biologiques et écologiques des vecteurs et la caractérisation de leurs gîtes larvaires sont cruciales pour évaluer l'expansion géographique de la maladie et pour concevoir des stratégies de lutte efficaces ainsi que pour prévoir les déclenchements des leishmanioses dans une zone spécifique (Tarallo *et al.*, 2010; Naheed *et al.*, 2016; Zeroual *et al.*, 2016).

L'introduction des techniques moléculaires innovantes et leur application sur les études de terrain, permettent d'avoir une vue générale sur la dynamique de transmission des leishmanioses de manière précise, rapide et efficace, et par conséquent, l'établissement d'un programme de contrôle plus approprié (Bennai, 2018).

En Algérie, plus de 22 espèces de mouches des sables des genres *Phlebotomus* et *Sergentomyia* sont identifiées, *Phlebotomus perniciosus*, *P. perfiliewi*, *P. longicuspis*, *P. papatasi* et *P. sergenti* étant des vecteurs avérés ou suspectés de *Leishmania* spp. aux humains (Bounamous *et al.*, 2014; Bennai *et al.*, 2018). Néanmoins, les données sur les facteurs environnementaux qui peuvent affecter la dispersion et la dynamique des populations de phlébotomes sont encore mal comprises dans certaines régions du pays. C'est le cas de la région de Sétif, où 1288 cas de leishmaniose cutanée humaine et 501 de leishmaniose viscérale sont signalés

aux autorités de santé publique de 1993 à 2017. Bien que le nombre de cas soit important et que Sétif est considérée comme un foyer de leishmanioses en particulier la forme cutanée, et qu'elle soit une région stratégique dans le Nord-est de l'Algérie; jusque-là très peu d'études ou des données sont publiées ou mises en valeur.

La présente étude s'est concentrée sur l'étude des vecteurs de leishmanioses au niveau de la région de Sétif et a pour but de fournir les éléments d'information essentiels à la conception, gestion et la planification des programmes de contrôle. D'une manière concomitante une étude de la bioécologie des phlébotomes dans les zones rurales, péri-urbaines et urbaines est réalisée pour mettre au point la répartition spatio-temporelle, l'influence des divers facteurs biotiques et abiotiques et enfin d'évaluer la compétence vectorielle des espèces présentes dans cette région par des techniques moléculaires aboutissant à l'identification jusqu'à l'espèce des leishmanies présentes dans la région. Dans une autre face de la contribution à l'amélioration des programmes de lutte par l'interruption du cycle de la maladie et une caractérisation des gîtes de reproduction est réalisée.

Notre travail s'articule autour de quatre grands chapitres:

- Le premier chapitre aborde un aperçu bibliographique synthétisant les informations sur les phlébotomes, leur biodiversité, leurs distributions géographiques et spatio-temporales, leur éthologie, leur rôle pathogène en particulier la transmission des leishmanies et enfin les méthodes de lutte.
- Le deuxième volet est consacré à la présentation de la zone d'étude, où une description des conditions climatiques, des altitudes, de la couverture végétale, des cours d'eau, et de la démographie est mise en évidence.
- Au troisième chapitre nous décrivons la méthodologie adaptée sur terrain pour l'échantillonnage adulte et larvaire des phlébotomes et le sol des gîtes de reproduction dans une première partie, les techniques adaptées au laboratoire pour l'identification morphologique des phlébotomes adultes, la détection de l'ADN leishmanien dans les phlébotomes et l'identification moléculaire des phlébotomes et des leishmanies dans une seconde partie et enfin la méthodologie des analyses physico-chimiques des sols des gîtes de reproduction suspectés, ainsi que la recherche des stades larvaires dans le sol.
- Le quatrième chapitre renferme tous les résultats obtenus durant cette étude avec leurs discussions
- Enfin une conclusion générale pour clôturer le présent manuscrit dans laquelle est évoquée de nouvelles perspectives de recherche.

## Chapitre 1: Revue bibliographique

Les phlébotomes sont de petits moucheron fragiles poilus de couleur jaune pâles ou bruns avec des longues minces pattes, de gros yeux noirs, des ailes velues lancéolées en V ce qui permet de les distinguer parmi les autres familles de l'ordre des diptères (Lane et Worskey, 1993). Parmi environ les 1000 espèces divisées en 6 genres entre l'ancien et le nouveau monde, seules 70 espèces transmettent des maladies pathogènes pour les hommes, les animaux (Hamilton, 2008) et les plantes. Les phlébotomes ont une large répartition géographique comprise entre une latitude de 50° Nord et 40° Sud et une altitude de 0 à 3500 mètres occupant sur tous les écosystèmes humides, semi-arides et désertiques et se reproduisant dans les milieux urbains périurbains et selvatiques (Alten *et al.*, 2015).

### 1.1 Taxonomie, évolution et biodiversité

La première émergence des phlébotomes était durant le triasique qui a précédé le jurassique et qui était avant 245 millions d'années (Akhoundi *et al.*, 2016).

Le terme phlébotome est utilisé pour la première fois par un naturaliste italien, Filippo Bonanni, en 1691. La première description était faite par un autre naturaliste italien, Scopoli, sous le nom *Bibio papatasi*. Le nom du genre *Phlebotomus* n'est donné qu'en 1840 par Rondani et Berté. La première description d'un phlébotome américain est faite par Coquillett en 1907. De cette date jusqu'en 1921, 11 nouvelles espèces sont décrites dans ce continent et depuis lors, leur nombre est toujours en augmentation (Dedet, 2005).

Les phlébotomes appartiennent à l'embranchement des Arthropoda, classe des Insecta, ordre des Diptera, sous-ordre des Nematocera, famille des Psychodidae, et la sous famille des Phlebotominae (Bounamous, 2010).

D'après Akhoundi *et al.*, (2016) parmi plus de 1000 espèces reconnues des phlébotomes, on trouve environ 464 espèces dans le nouveau monde et 375 dans l'ancien monde. Initialement, les études sur la taxonomie phlebotomienne sont exclusivement basées sur les aspects morphologiques des spécimens morts; les taxons sont distingués en fonction de l'analyse de la phlébotométrie tel que la structure des organes génitaux masculins, des ailes et d'autres mesures externes. Dans la deuxième période, des descriptions de structures internes sont employées telle que les spermathèques, l'edeage, le cibarium et le pharynx.

Sur la base de la classification effectuée par Theodor en 1948, Lewis *et al in* (Akhoundi *et al.*, 2016) ont proposé la subdivision des phlébotomes en deux genres pour les espèces du vieux monde, *Phlebotomus* (Rondani et Berté, 1840) et *Sergentomyia*

## Revue bibliographique

(França et Parrot, 1919) et 3 genres pour les espèces du nouveau monde, *Lutzomyia* (França, 1924), *Brumptomyia* (France et Parrot, 1919) et *Warileya* (Hertig, 1948). Le genre *Chinius* (Leng, 1987) appartient à un taxon distinct qui est utilisé pour certaines espèces de phlébotomes chinois avec des caractères primitifs. Rispaïl et Léger *in* (Akhoundi *et al.*, 2016) ont proposé une nouvelle classification des genres et des sous-genres pour les phlébotomes du vieux monde, basée sur une étude morphologique suggérant leur division en sept genres, dont *Phlebotomus* (Rondani et Berté, 1840), *Australophlebotomus* (Theodor, 1948), *Idiophlebotomus* (Quate et Fardish, 1961), *Spelaeophlebotomus* (Theodor, 1948), *Sergentomyia* (França et Parrot, 1919), *Spelaeomyia* (Theodor, 1948) et *Chinius* (Leng, 1987). En plus de la classification mentionnée, certains sous-genres du genre *Phlebotomus*, comme *Abonnencius* et *Legeromyia*, sont récemment décrits et pourraient être conservés jusqu'à ce qu'une classification complète soit proposée pour le genre *Phlebotomus*, ce qui ne semble pas très loin en raison de l'introduction de plusieurs nouvelles méthodes telles que l'analyse des chromosomes, la morphométrie multivariée, l'élevage en laboratoire et la colonisation, l'analyse des isoenzymes, l'analyse moléculaire et phylogénétique de l'ADN mitochondriale et ribosomal et plus récemment; la spectrométrie de masse (MALDI-TOF) ce qui va accélérer le processus d'identification et l'améliorer.

La présence des phlébotomes a été signalé pour la première fois en Algérie en 1912 par Foley et Leduc et plus tard par Parrot et Sergent de 1917 à 1960 avec deux genres *Phlebotomus* comprenant les sous-genres *Phlebotomus*, *Paraphlebotomus* et *Laroussiou* et le genre *Sergentomyia* avec les sous-genres *Sergentomyia*, *Parrotomyia*, *Grassomyia* et *Sintonius* (Dedet *et al.*, 1984). D'après Bounamous, (2010) et Berdjane Brouk *et al.*, (2012) aujourd'hui plus de 21 espèces sont connues en Algérie 13 appartiennent au genre *Phlebotomus* et 10 au genre *Sergentomyia*, et qui sont mentionnés ci-dessous (tab.1):

**Tableau 1:** Liste des espèces de phlébotomes présents en Algérie (Bounamous, 2010)

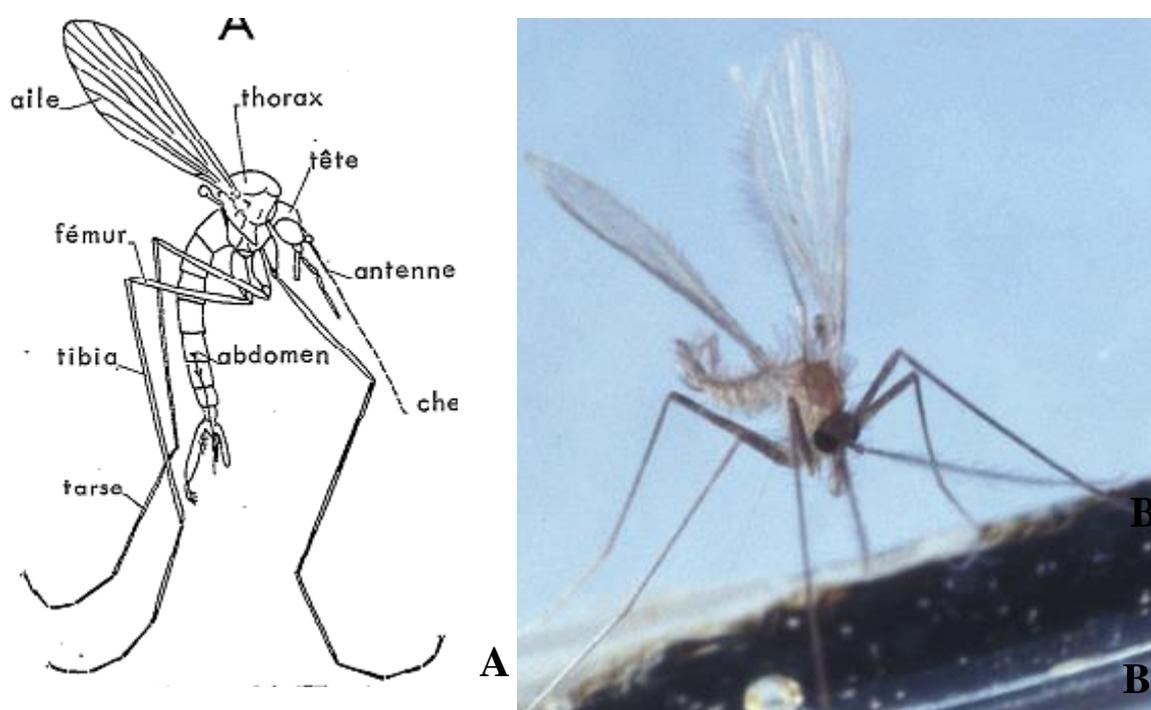
<b>Sous-famille Phlebotominae</b>	
<b>Genre <i>Phlebotomus</i></b>	<b>Genre <i>Sergentomyia</i></b>
<i>Phlebotomus (phlebotomus) papatasi</i> (Scopoli, 1786)	<i>Sergentomyia (Sergentomyia) minuta</i> (Adler et Theodor, 1927)
<i>Phlebotomus (Phlebotomus) bergeroti</i> (Parrot, 1934)	<i>Sergentomyia (Sergentomyia) fallax</i> (Parrot, 1921)
<i>Phlebotomus (Paraphlebotomus) sergenti</i> (Parrot, 1917)	<i>Sergentomyia (Sergentomyia) antennata</i> (Newstead, 1912)
<i>Phlebotomus (Paraphlebotomus) alexandri</i> (Sinton, 1928)	<i>Sergentomyia (Sergentomyia) schwetzi</i> (Adler, Theodor et Parrot, 1929)
<i>Phlebotomus (Paraphlebotomus) chabaudi</i> (Croset, Abonnenc et Rioux, 1970)	<i>Sergentomyia (Parrotomyia) africana</i> (Newstead, 1912)
<i>Phlebotomus (Paraphlebotomus) kazeruni</i> (Theodor et Mesghali, 1964)	<i>Sergentomyia (Parrotomyia) eremitis</i> (Parrot et de Jolinière, 1945)
<i>Phlebotomus (Transphlebotomus) mascittii</i> Grassi, 1908	<i>Sergentomyia (Grassomyia) dreyfussi</i> (Parrot, 1933)
<i>Phlebotomus (Larroussius) ariasi</i> (Tonnoir, 1921)	<i>Sergentomyia (Sintonius) clydei</i> (Sinton, 1928)
<i>Phlebotomus (Larroussius) chadlii</i> (Rioux, Juminer et Gibily 1966)	<i>Sergentomyia (Sintonius) christophersi</i> (Sinton, 1927)
<i>Phlebotomus (Larroussius) perniciosus</i> (Newstead, 1911)	
<i>Phlebotomus (Larroussius) longicuspis</i> (Nitzulescu, 1911)	
<i>Phlebotomus (Larroussius) langeroni</i> (Nitzulescu, 1930)	
<i>Phlebotomus (Larroussius) perfiliewi</i> (Parrot, 1930)	

## 1.2 Morphologie générale des phlébotomes

### 1.2.1 Imago

#### 1.2.1.1 Morphologie externe

Les phlébotomes sont de petits insectes bossus au corps recouvert de petites soies et d'écailles, possédant de longues pattes grêles, et de petites ailes poilues et lancéolées en V au repos (Russel, 2013), leur taille varie entre 2.3 et 4.7 mm incluant pour les femelles la tête, le thorax et l'abdomen et pour les mâles de plus le coxite, la couleur varie selon les continents et les genres du jaune pâle au jaune foncé, au marron clair allant même au gris sachant que la tête est toujours plus sombre que le reste du corps (Perfil'ev, 1968) (fig.1).



**Figure 1:** (A) Schéma général d'un phlébotome (Dolmatova et Demina, 1971); (B) photo représentant un phlébotome en position de repos (Mann *et al.*, 2009).

#### 1.2.1.1.1 La tête

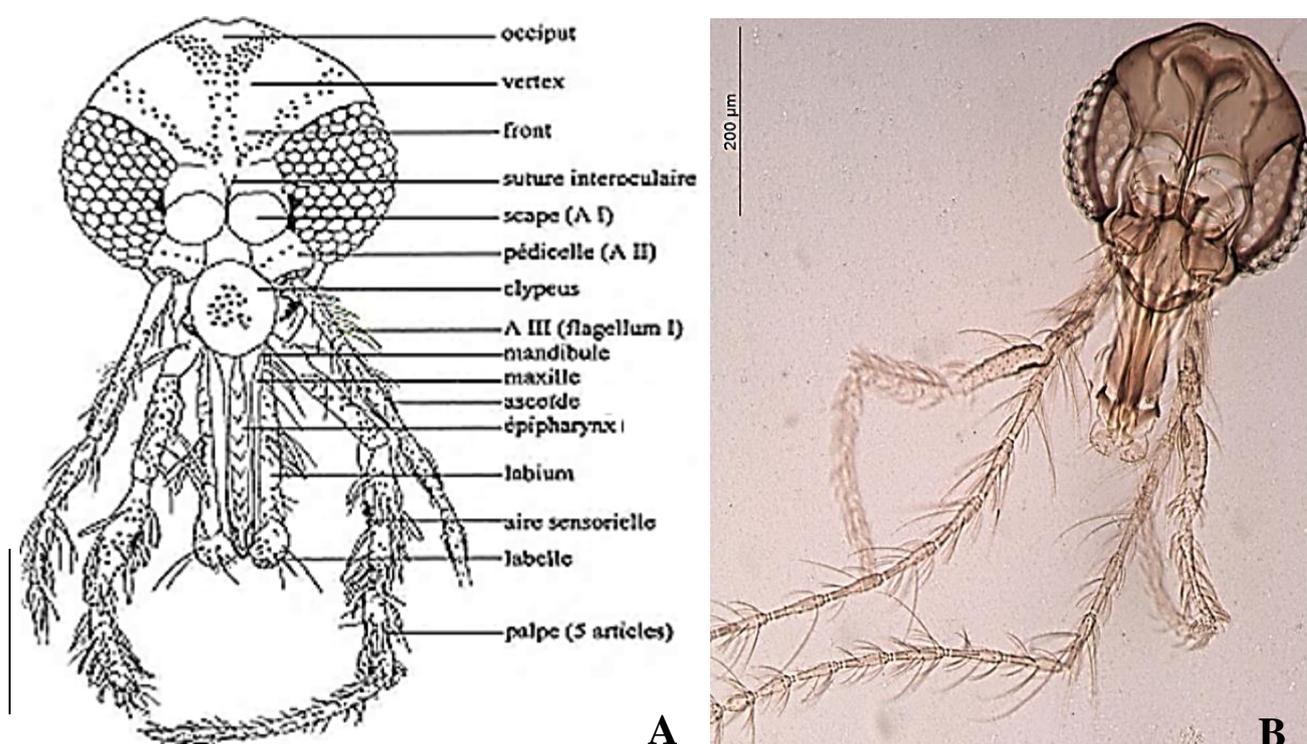
D'après Abonnec et Minter (1965), Perfil'ev (1968), Eldridge et Edmane (2004), Bounamous (2010) et Russel (2013), la tête est formée en grande partie par une capsule chitineuse, elle est arrondie, compressée dorso-ventralement. Les yeux noirs, composés, largement distincts; ils sont situés sur les côtés, arrondies en profile et réniformes en vue dorsale. Entre eux, existent deux antennes similaires chez les deux sexes portant des épines, et des ascoides. Chaque antenne est composée de 16 segments, le premier segment antennaire appelé scape est presque carrée avec des angles

arrondis ne portant pas d'épines; le 2<sup>ème</sup> appelé clypeus est sphérique, le 3<sup>ème</sup> appelé flagellum; est le plus long segment, il est étroit et allongé, les 13 autres segments sont étroits et moins longs. Les antennes sont également utilisées pour l'identification des espèces.

Les palpes labiaux sont composés de 5 segments. Ils sont pliés en deux, portant 1020 organes sensoriels au niveau du 3<sup>ème</sup> segment.

Le proboscis comprend les pièces buccales qui diffèrent entre les sexes et entre les genres; mais reste similaires entre les sous-genres et les espèces. Il est constitué d'un labre-épipharynx, d'un hypopharynx, d'un labium, de deux maxilles et de deux mandibules.

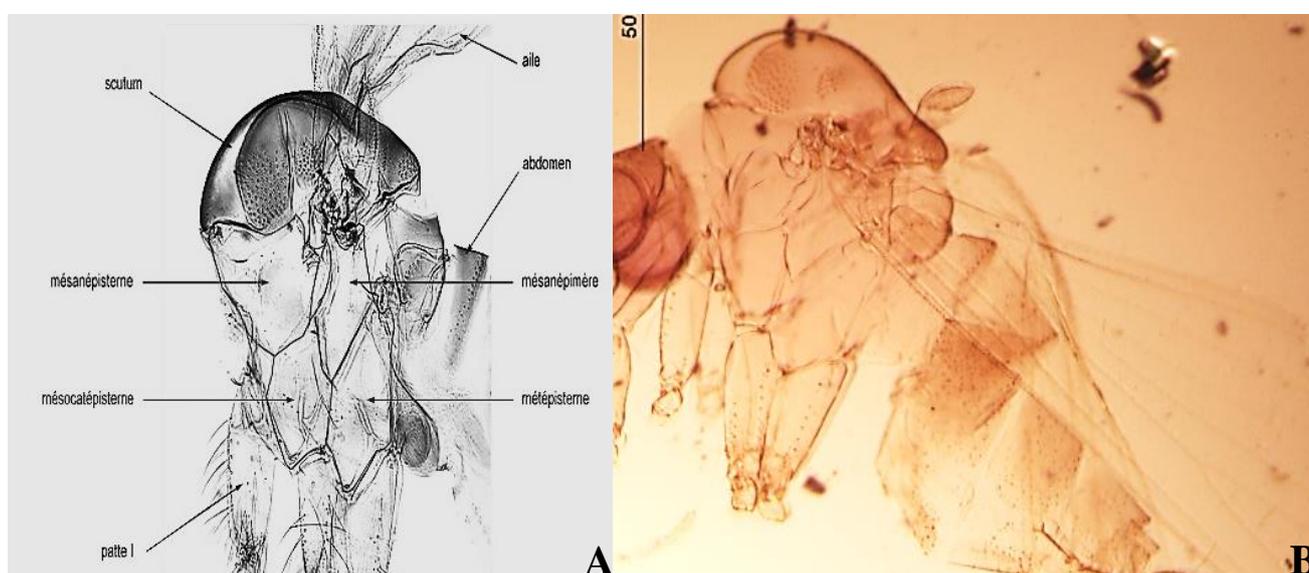
La partie la plus compliquée est le labre. Chez les femelles, il est bien sclérifié, allongé et relativement large que chez les mâles. Les mandibules sont tronquées et finement dentelées chez les femelles et inexistantes chez les mâles. Les maxillaires de femelles sont étroits, longs, en forme de stylet et à sommet pointu. Chez les mâles, ils sont plus courts que ceux des femelles, et ne sont pas dentelés. L'hypopharynx vient en bas de la cavité buccale. L'apex de l'hypopharynx est arrondi et recouvert d'épines relativement grandes, minces, chez les femelles du genre *Sergentomyia* et absentes ou plus petites chez les femelles du genre *Phlebotomus* (fig.2).



**Figure 2:** (A) Schéma représentant une vue générale externe de la tête d'un phlébotome (Bounamous, 2010); (B) photo représentant une vue générale externe et interne de la tête d'un phlébotome (photo personnelle).

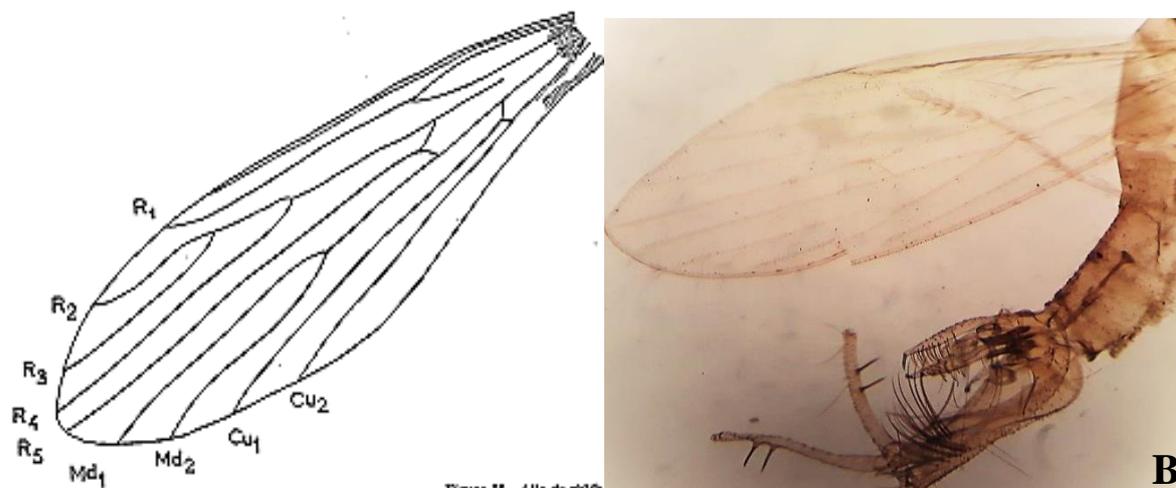
### 1.2.1.1.2 Le thorax

D'après Abonnec et Minter, (1965), Perfil'ev, (1968), Eldridge et Edmane, (2004), Bounamous, (2010) et Russel, (2013), le thorax est bien sclérifié développé comme chez tous les diptères, convexe et recouvert de fines épines formant des touffes (fig.3). Il est constitué de 3 segments fusionnés le prothorax, le mésothorax étroits et le métathorax grand, bien marqué, contenant la musculature des ailes et du balancier. Sur chacun des 3 segments thoraciques est insérée une paire de pattes articulées, longues, fines, grêles et couvertes de soies. Elles comprennent une hanche ou coxa, un trochanter, un fémur qui porte quelques épines, chez quelques espèces, un tibia et un tarse composé de 5 segments.



**Figure 3:** (A) Schéma représentant le thorax d'un phlébotome (Bounamous, 2010); (B) photo représentant le thorax d'un phlébotome (photo personnelle).

Les ailes des phlébotomes sont pointues poilues étroites et lancéolées chez le genre *Sergentomyia* par contre elles sont plus larges et plus ou moins ovales chez le genre *Phlebotomus* et quelques espèces du genre *Lutzomyia*. Au repos elles sont ordinairement élevées sur le thorax faisant un angle de 45° environ. Elles comprennent 9 nervures longitudinales et des nervures transversales toujours situées près de la base d'insertion (fig.4).



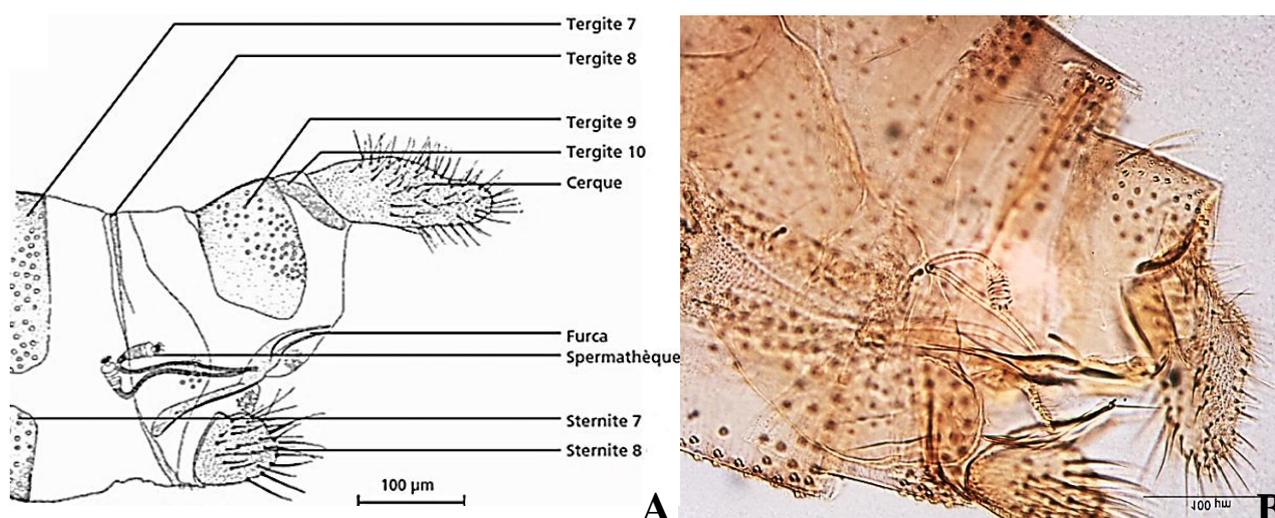
R, nervure radiale; Md, nervure mediale; Cu, nervure cubitale

**Figure 4:** (A) Schéma représentant l'aile du phlébotome (Dolmatova et Demina, 1971); (B) photo représentant l'aile de *Phelbotomus papatasi* (photo personnelle).

#### 1.2.1.1.3 L'abdomen

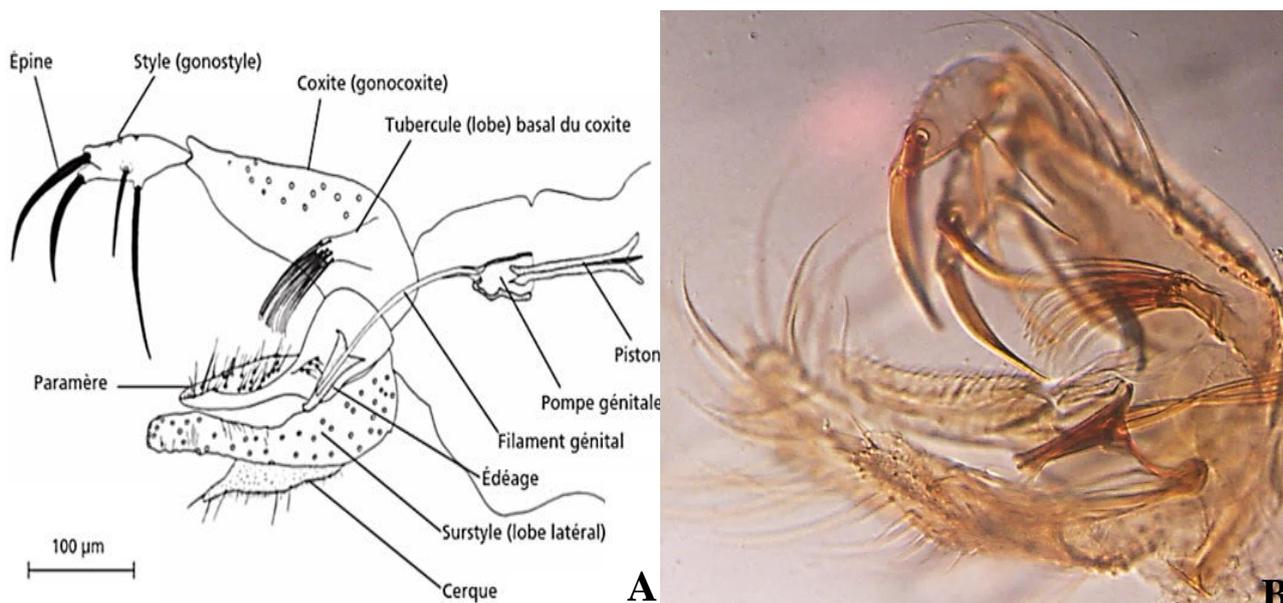
D'après Abonnec et Minter (1965); Perfil'ev (1968); Eldridge et Edmane (2004); Bounamous (2010) et Russel (2013), l'abdomen est aussi couvert de poil et est composé de 10 segments.

Chez les femelles les 7 segments antérieurs sont bien marqués portant une paire de stigmates respiratoires et les 3 postérieurs sont modifiés en genitalia. Le 8ème segment est principalement membraneux, sa partie sclérifiée (tergite) se compose d'une bande étroite qui s'élargit à la face ventrale et porte un peu de poils. Le sternum du 9<sup>ème</sup> segment est modifié dans le furca qui entoure l'orifice génital, en arrière du tergite existe une petite plaque ovale plus ou moins de chaque côté; ce sont les tergites réduits du segment 10. L'anus s'ouvre entre les segments 9 et 10, à l'intérieur existe une paire de spermathèques de morphologie variable communiquant avec le vagin par des conduits plus ou moins longs (fig.5).



**Figure 5:** (A) Schéma représentant la structure externe et interne du genitalia femelle d'un phlébotome (Bounamuos, 2010); (B) photo représentant la structure externe et interne du genitalia femelle d'un phlébotome (photo personnelle).

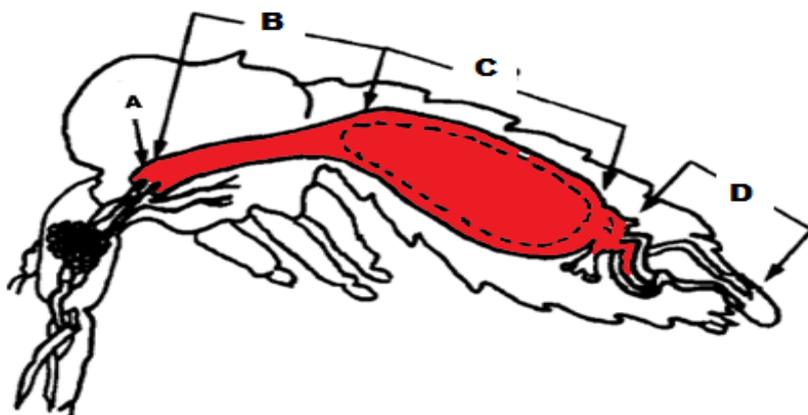
Chez les mâles les 6 premiers segments abdominaux ne sont pas modifiés et portent les stigmates respiratoires. Les segments 7 et 8 sont beaucoup plus petits que le segment 6 et sont invaginés l'un dans l'autre. Les segments 9 et 10, tournés à un angle de 180° après l'émergence de l'imago, sont modifiés en genitalia qui comprend: premièrement les coxites sur lesquels s'articulent les styles ensuite, les lobes latéraux, et deux lamelles soudées à la partie interne des lobes latéraux entre lesquelles s'ouvre l'anus, et enfin les paramères entre lesquels apparait le pénis nommé aussi edeage protégeant deux filaments génitaux ces derniers sont une suite de la pompe génitale (fig.6).



**Figure 6:** (A) Schéma de la structure externe du genitalia mâle de *Phlebotomus sergenti* (Bounamous, 2010); (B) photo représentant de la structure externe du genitalia mâle de *Phlebotomus sergenti* (photo personnelle).

### 1.2.1.2 Morphologie interne

D'après Dolmatova et Demina (1971) et Warburg (2008), l'appareil digestif (fig.7) est composé de l'intestin antérieur, commence par la cavité buccale denticulée qui aboutit au pharynx qui aboutit à un œsophage court. Celui-ci reçoit le jabot, sous forme d'un seul lobe il sert de réceptacle aux réserves d'eau et aux aliments glucidique. L'intestin moyen, ou l'estomac, est constitué de deux parties: une partie thoracique antérieure étroite et peu extensible et une partie postérieure élargie au niveau de cette partie se forme la membrane trophique. L'intestin postérieur se compose d'un intestin grêle et d'un gros intestin, ou un rectum s'élargissant en une ampoule rectale.



**Figure 7:** Schéma représentant une vue latérale du tube digestif du phlébotome; (A) valvule de de l'estomac (B) l'intestin moyen thoracique; (C) intestin moyen abdominal; (D) intestin postérieur (Guevara *et al.*, 2001).

L'appareil reproducteur mâle est composé d'une paire de testicules de forme ovale, lié à une vésicule séminale par canaux déférents, suivi d'un canal éjaculateur avec une pompe d'éjaculation. (Spiege *et al.*, 2013). L'appareil reproducteur femelle est composé de deux ovaires ovales, d'où partent des oviductes courts se réunissant par la suite en un oviducte unique. Dans le canal de ce dernier s'ouvrent deux glandes annexes fortement développées et deux spermathèques (Dolmatova et Demina, 1971).

L'appareil respiratoire sous forme de système trachéen est complexe. L'air est amené à tous les organes par des trachées, issues d'orifices tégumentaires particuliers, les stigmates respiratoires, donnant naissance à un système trachéen dorso-ventral (Abbonec, 1972).

D'après Abbonec (1972) l'appareil circulatoire des phlébotomes, est distingué par plusieurs sinus parmi lesquels: un sinus péricardique, un sinus viscéral, un sinus ventral. Le vaisseau dorsal se divise en 2 parties: une partie thoracique, l'aorte, et une partie abdominale divisée en chambres cardiaques.

Les organes excréteurs des phlébotomes sont les tubes de Malpighi, les corps adipeux et les néphrocytes.

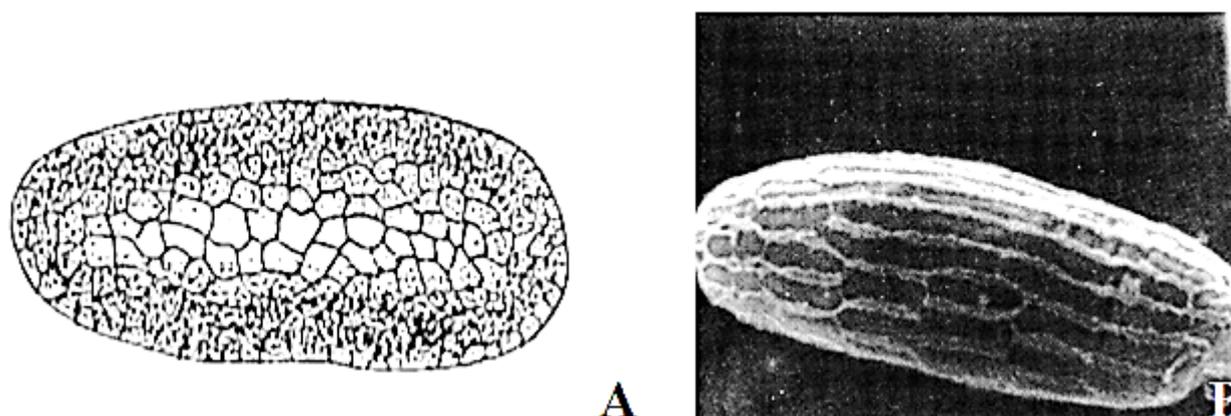
Le système nerveux des phlébotomes est composé par de nombreux ganglions céphaliques thoraciques et abdominaux d'où se diffusent plusieurs nerfs innervent toutes les parties du corps d'une façon complexe (Abbonec, 1972).

## 1.2.2 Stades préimaginaux

### 1.2.2.1 Morphologie externe

#### 1.2.2.1.1 Œuf

De couleur grise, marron foncé ou noir, les œufs de phlébotomes sont en forme de bananes et de taille microscopique, ils mesurent entre 0.3 à 0.5 mm de long et 0.1-0.15 mm de large. Le chorion externe est sculpté par des crêtes polygonales de formes différentes (fig.8) (Eldridge et Edmane, 2004). La coquille protège l'embryon en cours de développement des facteurs environnementaux externes et elle contribue également aux échanges gazeux et empêche la dessiccation (Ghosh et Mukhopadhyay, 1996).

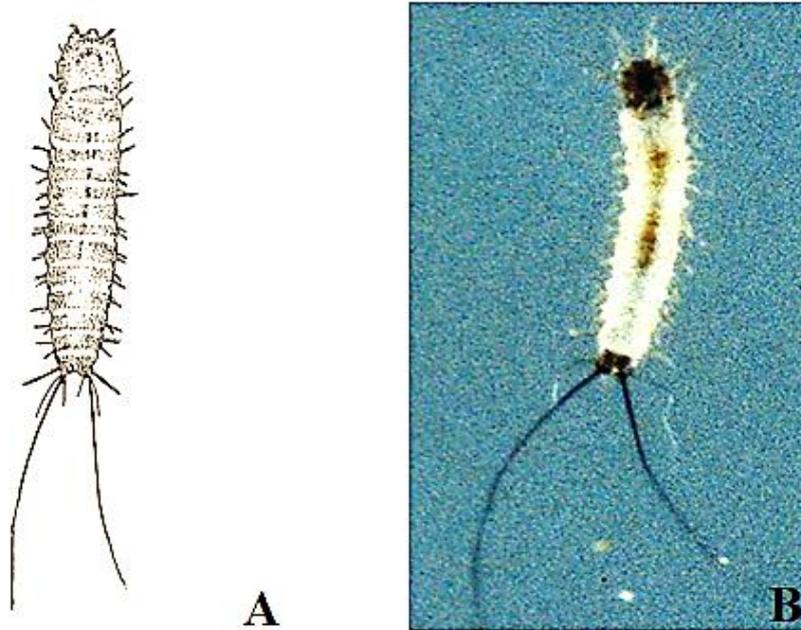


**Figure 8:** (A) Schéma d'un œuf de phlébotome (Dolmatova et Demina, 1971) (B); photo montrant les caractéristiques de la crête de l'ornementation chorionique sur l'œuf de *Phlebotomus papatasi* (Ghosh et Mukhopadhyay, 1996).

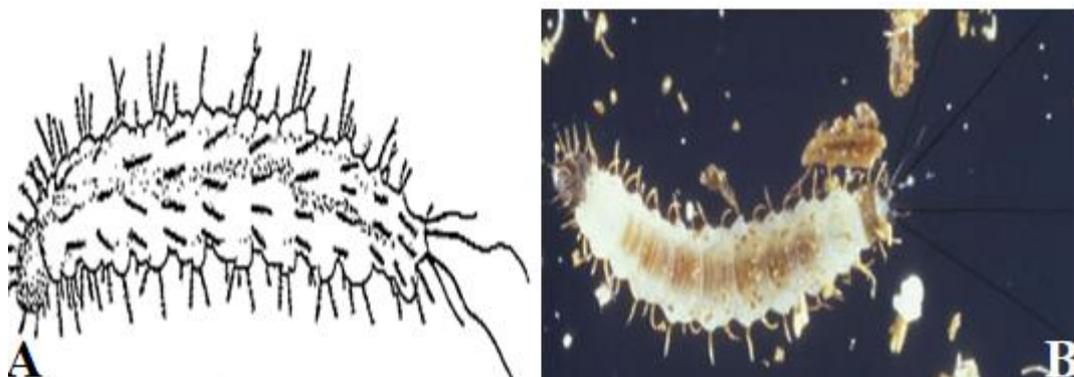
#### 1.2.2.1.2 Larves

Les larves de toutes les espèces très proches les unes des autres et sont très similaires à des larves du nouveau monde. La tête de la larve de phlébotome est hypognathe; l'appareil buccal est situé ventralement (Perfil'ev, 1968), il est du type broyeur. Sur les joues s'insère une paire d'antennes divisées en 3 segments (Dolmatova et Demina, 1971). La larve ne possède pas des yeux. Sur le front se trouvent 8 paires de poils et de toutes petites spinules. Le corps est allongé cylindrique, segmenté, divisé en 3 segments thoraciques et 9 abdominaux. Les segments thoraciques portent des tubercules pour ramper donnant un aspect mamelonné; les premiers segments abdominaux portent des pseudopodes (Perfil'ev, 1968). Le 9<sup>ème</sup> possède deux lobes portant deux soies caudales assez longues (Dolmatova et Demina, 1971) qui sont, selon certains auteurs, des organes de défense avec lesquelles la larve se libère d'acariens (fig.9) (Perfil'ev, 1968). La tête et le corps de la larve sont couverts de cuticule très rigides sur tout pour les espèces qui vivent dans les zones semi-arides

et arides pour éviter la dessiccation (Marcquardt *et al.*, 2004). La larve passe par 4 stades suivis de mues et se transforme en nymphe. Le premier stade se distingue très bien des autres par la présence d'un éperon d'éclosion qui disparaît après la première mue (Eldridge et Edmane, 2004). Les autres stades diffèrent par la présence de 4 soies caudales, par la taille, et par des structures dorsales externes en particulier le 4<sup>ème</sup> stade où le tergite du 8ème segment abdominal et le lobule caudal sont de couleur noire. Il n'y a pas de tubercules locomotifs sur le thorax (fig.10) (Mann *et al.*, 2009).



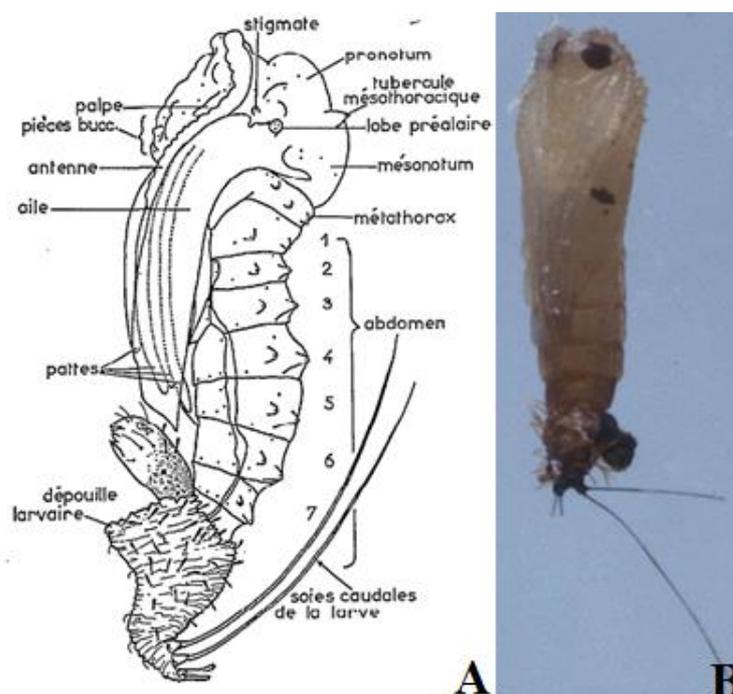
**Figure 9:** (A) Schéma d'une larve du 1er stade de phlébotome (Dolmatova et Demina, 1971); (B) photo représentant une larve de phlébotome au 1er stade sous le microscope (Mann *et al.*, 2009).



**Figure 10:** (A) Schéma d'une larve du 4ème stade (Dolmatova et Demina, 1971); (B) photo représentant une larve de phlébotome au 4ème stade sous le microscope (Mann *et al.*, 2009).

### 1.2.2.1.3 Nympe

La longueur de la nympe est d'environ 3 mm. En forme de chrysalide de papillon, avec l'extrémité antérieure élargie, elle a une couleur blanche jaunâtre. Elle possède des yeux: ceux-ci sont d'abord peu apparents, puis deviennent bruns et, pour finir, ils deviennent noirs (Dolmatova et Demina, 1971). La nympe des phlébotomes comprend un céphalothorax et un abdomen. La nympe se fixe au niveau d'un substrat par la partie terminale de 9<sup>ème</sup> segment abdominal (Mann *et al.*, 2009) (fig.11).



**Figure 11:** (A) Schéma de la nympe de phlébotome (Abbonec, 1972); (B) photo représentant la nympe de phlébotome sous le microscope (Mann *et al.*, 2009).

### 1.3.2.2. Morphologie interne des larves

Le tube digestif se divise en 3 parties non séparées. La partie antérieure se compose du pharynx et de l'œsophage, la partie moyenne de l'estomac, et la postérieure de l'intestin.

Le cœur de la larve à la forme d'un tube. Dans la partie antérieure du corps, il se prolonge par l'aorte qui bifurque dans les segments thoraciques. L'appareil circulatoire n'est pas clos.

Le système nerveux est constitué de deux ganglions cérébroïdes, d'un ganglion hyopharyngien, d'un ganglion péripharyngien, de 3 ganglions thoraciques et de 8 ganglions abdominaux.

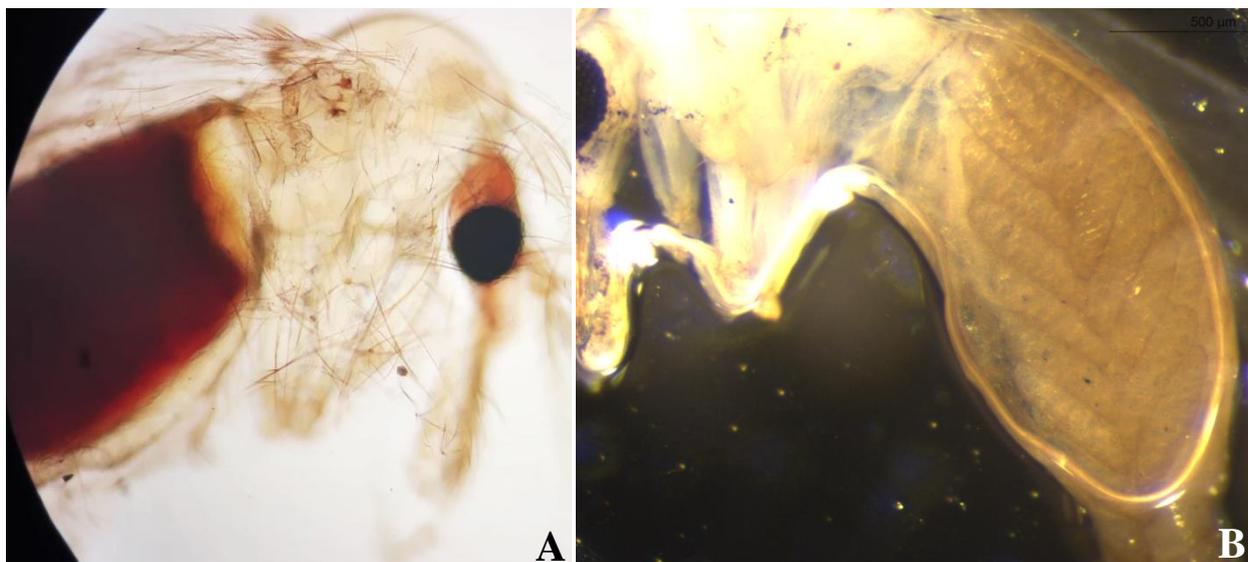
L'appareil respiratoire des larves est constitué de deux troncs trachéens longitudinaux, d'où partent dans chaque segment du corps, une paire de branches vers le haut et vers le bas.

Des larges troncs trachéens partent des stigmates qui se présentent comme des orifices postérieurs et en se ramifiant desservent la partie postérieure du corps. Les branches trachéennes partent aussi des stigmates (Dolmatova, 1971).

### 1.3 Bioécologie

#### 1.3.1 Régime alimentaire

Pour obtenir les glucides les phlébotomes mâles et femelles sucent les sucres des végétaux (Calborn, 2010) ou des mielles produites par des homoptères, ou des pucerons (Hemiptera: Aphidoidea) (Maroli *et al.*, 2013). Cependant la femelle de la plupart des espèces a besoin d'un repas sanguin au minimum durant sa vie pour achever le développement des œufs (Calborn, 2010) (fig.12).



**Figure 12:** Photos représentant phlébotomes femelles (A) gorgé de sang, (B) porteuse d'œufs (photos personnelles)

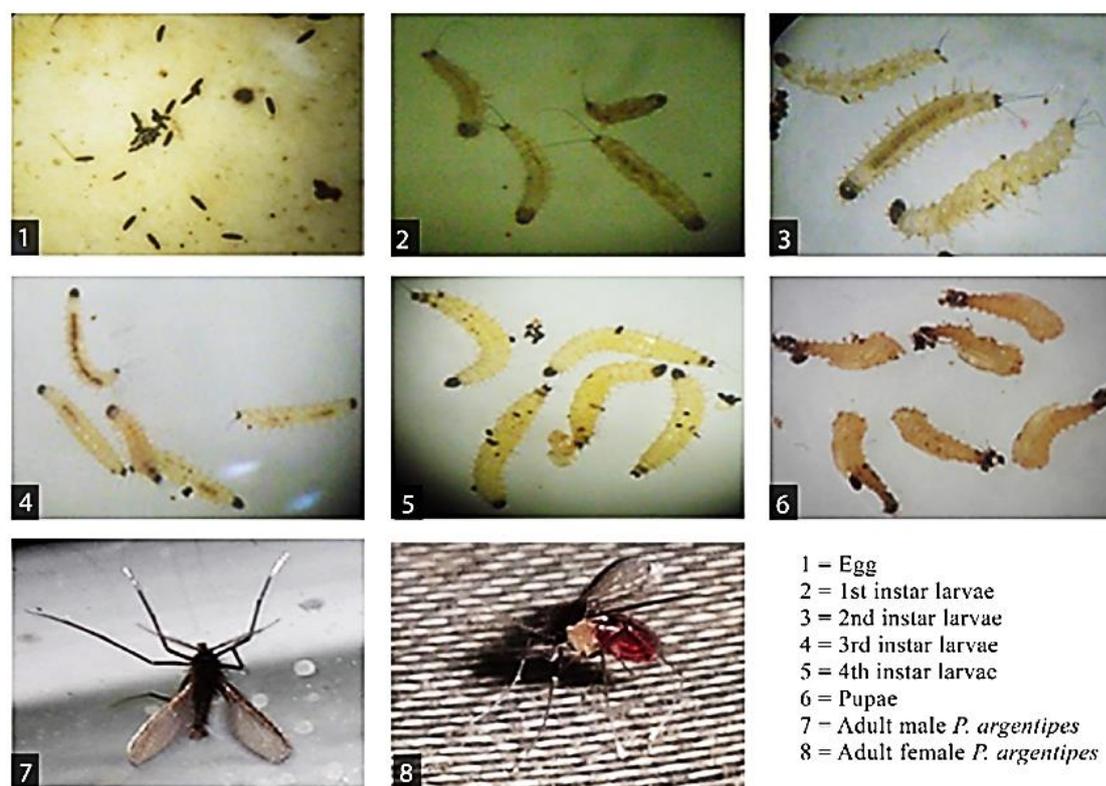
Les femelles sucent le sang des mammifères choisissant les endroits où la peau est mince en raison de la fragilité de leurs pièces buccales, pour certaines espèces du genre *Sergentomyia* elles sucent même le sang des serpents et des lézards (herpetophiles). Elles utilisent les kéromones olfactifs afin de localiser leurs proies (Hamilton, 2008).

### 1.3.2 Accouplement et cycle de vie

Pour se reproduire, les mâles sécrètent des phéromones sexuelles pour attirer les femelles vers les gîtes de reproduction (Hamilton, 2008), ces phéromones sont produites une fois que les mâles sentent l'odeur de l'hôte, ils battent leurs ailes produisant des sons sous forme de vibrations afin d'encourager les femelles pour l'accouplement (Lane et Wosskey, 1993; Araki *et al.*, 2020). L'accouplement intervient dans les 48 heures qui suivent l'émergence des insectes adultes. La femelle fécondée stocke les spermatozoïdes dans 2 spermathèques dont la morphologie est propre à l'espèce (Izri *et al.*, 2006).

Les phlébotomes subissent une métamorphose complète à travers 4 étapes de développement (fig.13): œuf; larve (4 stades); puppe (nymphe) et adulte. Les stades immatures, contrairement à ceux des autres moustiques, ne nécessitent pas d'eau stagnante pour compléter leur développement, bien qu'ils aient besoin d'habitats relativement humides et chauds. Les œufs sont posés par des femelles adultes dans un habitat convenable riche en matière organique, comme les excréments d'animaux et le sol, qui fournit aux larves nouvellement émergées un abri, une nutrition et une humidité.

L'éclosion des œufs est très dépendante à la température et le développement larvaire est généralement lent. Les périodes de développement embryonnaire et larvaire sont récemment déterminés sur une période d'une année après que la femelle a pris un repas sanguin suivi d'une oviposition complète, les larves du premier stade émergent après 12 à 19 jours, les nymphes après 25 à 59 jours et les adultes prennent de 35 à 69 jours (Maroli *et al.*, 2013; Chowdhury *et al.*, 2016).



**Figure 13:** Photos représentant les divers stades du cycle de vie du phlébotome (cas de *Phlebotomus argentipes*) (1) œufs; (2) larves du 1er stade; (3) larves du 2ème stade; (4) larves du 3ème stade; (5) larves du 4ème stade; (6) nymphe; (7) adulte mâle; (8) adulte femelle (Chowdhury *et al.*, 2016).

### 1.3.3. Ethologie

Contrairement aux moustiques, l'attaque des phlébotomes sur l'hôte est silencieuse et douloureuse. Les adultes sont principalement actifs le soir, la nuit et le matin, bien qu'ils puissent mordre pendant le jour si perturbé (Maroli *et al.*, 2013).

La durée de vie des phlébotomes dans la nature est environ de 2 à 3 semaines et pour ceux en captivité, ils peuvent rester jusqu'à un mois. L'infestation par les flagellés des leishmanies est bénéfique pour les femelles et augmente leur durée de vie.

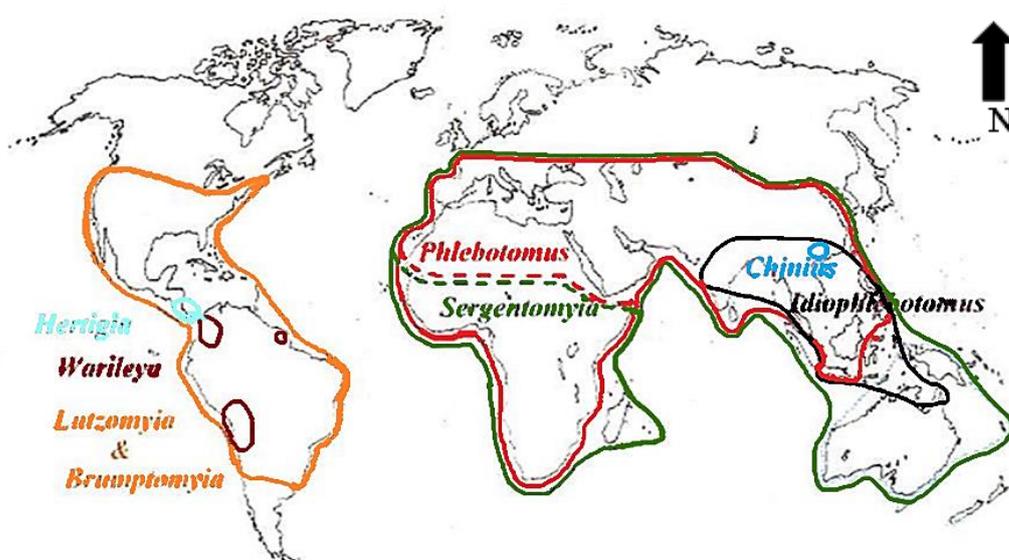
L'attraction ou la répulsion de la lumière, des êtres humains et de la végétation diffèrent selon les espèces (Lewis, 1971).

La vitesse de vol des phlébotomes est considérablement plus lente que celle des autres moustiques, ils ne peuvent pas voler à une grande vitesse du vent; qui est le facteur principal limitant leur dispersion. Leur portée de vol est généralement très courte et donc les activités des adultes sont généralement limitées au voisinage des sites de reproduction larvaire.

L'activité saisonnière des adultes est affectée principalement par la température et les précipitations (Maroli *et al.*, 2013).

### 1.3.4 Répartition géographique des phlébotomes

Bien que les phlébotomes se trouvent principalement dans les régions plus chaudes du monde, y compris le Sud de l'Europe, l'Asie, l'Afrique, l'Australie et l'Amérique du Sud, leur répartition s'étend vers le Nord juste au-dessus de la latitude 50° N au Sud-ouest du Canada, le Nord de France et de Mongolie. Leur distribution au Sud se situe à environ 40° S, mais ils sont absents de la Nouvelle-Zélande et des îles du Pacifique. Leur répartition altitudinale peut arriver jusqu'à (par la mer Morte) 3500 m au-dessus du niveau de la mer tel que (*Phlebotomus rupester*) en Afghanistan (fig.14). Les mouches de sable sont généralement associées aux écosystèmes désertiques et semi-arides de l'ancien monde et les forêts du nouveau monde (Alten *et al.*, 2015).



**Figure 14:** Carte représentant la répartition géographique des genres de phlébotomes les plus connus dans le monde (Bounamous, 2010).

D'après Dedet *et al.*, (1984) les phlébotomes en Algérie sont rencontrés dans les divers étages bioclimatiques, occupant de divers milieux sur tout le pays (tab.2).

**Tableau 2:** Répartition géographique et habitats des espèces de phlébotomes d'Algérie (Dedet *et al.*, 1984).

Espèce	Rrépartition géographique et habitat
<i>Phlebotomus phlebotomus papatasi</i>	Zone steppique non saharienne rare dans le semi-aride
<i>Phlebotomus paraphlebotomus sergenti</i>	Zone steppique saharienne, présaharienne tellienne et les hauts plateaux / anfractuosités des rochers des vallées basses rocheuses + orifice des terriers de rongeurs
<i>Phlebotomus paraphlebotomus alexandri</i>	Massif d'atlas saharien et la zone présaharienne et le Sahara centrale/ terrier de rongeur et de reptiles
<i>Phlebotomus paraphlebotomus chabaudi</i>	Zone steppique saharienne, présaharienne et tellienne / terrier de rongeur et de reptiles
<i>Phlebotomus larroussious perniciosus</i>	Repartie sur toute l'Algérie/ en pleine campagne au voisinage immédiat des habitats
<i>Phlebotomus larroussious longicuspis</i>	Repartie sur toute l'Algérie/ urbain et perri-urbain
<i>Phlebotomus larroussious langeroni</i>	L'étage semi-aride
<i>Phlebotomus larroussious perfiliewi</i>	Répartition strictement tellienne / agglomération dans les habitats et au niveau des campagnes
<i>Phlebotomus larroussious ariasi</i>	Essentiellement tellienne/ dans les arbres: Chénier olivier cédraie.
<i>Phlebotomus larroussious chadlii</i>	Etage bioclimatique humide et subhumide et semi- aride.
<i>Sergentomyia Sergentomyia minuta parroti</i>	Subhumide humide semi-aride aride et saharien / toute les altitudes Mais maximale entre 400et 500m milieu urbain et selvatique
<i>Sergentomyia Sergentomyia fallax</i>	Semi-aride et saharien/ anfractuosité de murs et de rochers en milieu naturel et au niveau des habitations poulaillers et terrier de rongeurs.
<i>Sergentomyia Sergentomyia antennata</i>	Steppe aride présaharienne et le Sahara centrale/ barbacane des murs les terriers de rongeurs et de reptiles et aussi au niveau des habitations.
<i>Sergentomyia Sintoniuss christophersi</i>	Nord saharien /Subdésertique dans les anfractuosités rocheuses et des murs et au niveau des terriers des rongeurs et des reptiles.
<i>Sergentomyia Sintoniuss clydei</i>	Nord saharien et le Sahara centrale/ anfractuosité des murs et au niveau des terriers des rongeurs et des reptiles. La nature et au niveau des habitats.

### 1.3.5 Rôle pathogène

Parmi environ les 1000 espèces présente dans l'ancien et le nouveau monde seulement 70 transmettent des maladies pathogènes pour les hommes, les animaux (Hamilton, 2008). En piquant aussi bien l'homme que l'animal, les phlébotomes permettent la prolifération et la circulation de nombreux agents pathogènes. Dans la majorité des cas, ces agents provoquent des zoonoses qui évoluent sous forme d'enzooties. Ces maladies ne se développent que dans des aires géographiques où le climat favorise à la fois le développement des vecteurs, de l'agent pathogène et du réservoir animal lorsque celui-ci existe. A l'intérieur de ces aires, la maladie évolue sous forme de micros foyers constitués d'une niche écologique où prolifèrent les vecteurs et vit le réservoir de parasites ou de virus. Les phlébotomes transmettent les leishmanioses dues à *Leishmania* spp, la bartonellose due à *Bartonella bacilliformis* restreinte aux vallées d'altitude d'Amérique latine et plusieurs arboviroses environ 20 différents virus appartenant à 3 genres dérivés de 3 familles différentes: Phlebovirus (famille des Bunyaviridae, présents dans l'ancien Monde et le nouveau Monde) Orbivirus (famille des Reoviridae, présents dans le nouveau Monde) et Vesiculovirus (famille des Rhabdoviridae, présents dans l'ancien Monde et le nouveau Monde) (Izri *et al.*, 2006; Maroli *et al.*, 2013; Gaglio *et al.*, 2014; Halada *et al.*, 2018). D'après Bounamous, (2010) les mâles non hématophages, peuvent jouer un rôle mécanique dans la transmission des agents parasitaires à certaines plantes; tel que *Brevipalpus phoenicis* dont la taille est de 170 $\mu$  à 300 $\mu$  qui parasite des plantes du genre *Citrus* sp, *Thea* sp, *Coffea* sp et cause plusieurs dégâts.

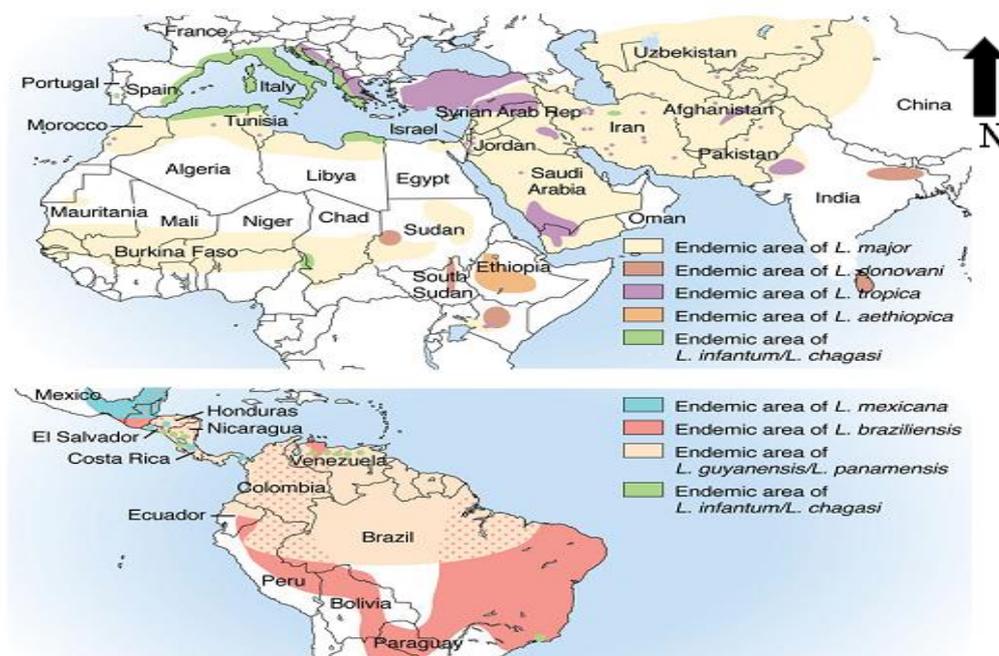
## 1.4 Importance médicale des phlébotomes en Algérie

### 1.4.1 La leishmaniose

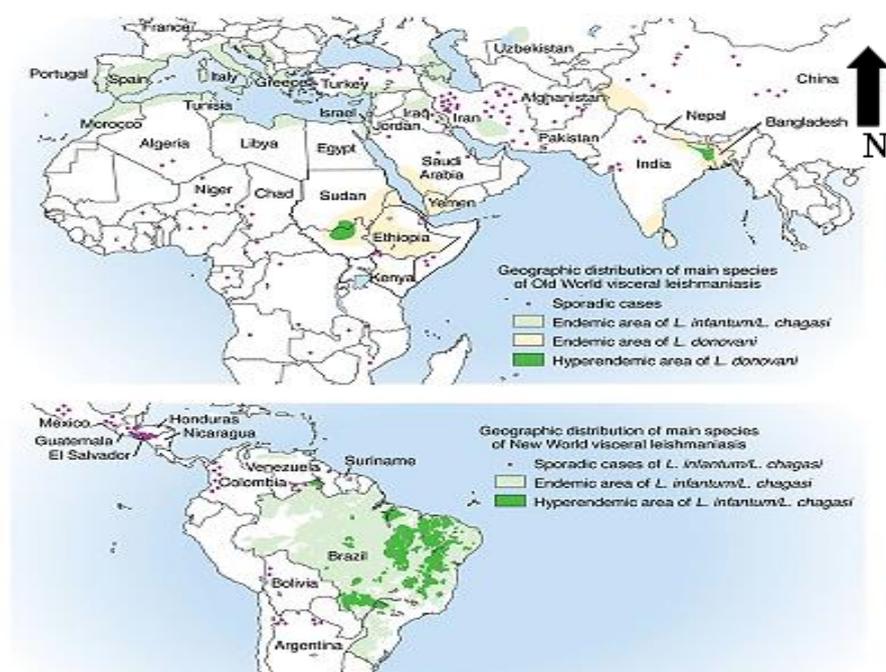
La leishmaniose est une maladie provoquée par le parasite protozoaire *Leishmania* spp de la famille des Trypanosomatidae. Les organismes de ce type sont responsables de plusieurs maladies qui présentent des signes cliniques sous formes d'ulcères cutanés ou des lésions viscérales accompagnées d'autres symptômes (Cabanillas, 2011). Il existe plus de 20 espèces de *Leishmania* spp dans le monde (Revzan *et al.*, 2017).

La leishmaniose est endémique dans 88 pays dans le monde, y compris le Sud de l'Europe, l'Afrique du Nord, le Moyen-Orient, l'Amérique centrale et du Sud et l'Inde. Elle n'est pas endémique dans le Sud-est de l'Asie et l'Australie (fig.15 et fig. 16). La leishmaniose est reconnue, en 2010, par l'Organisation Mondiale de la Santé (OMS) comme la maladie tropicale la plus négligée. Il existe dans le monde 350 millions de personnes considérées à risque, plus de 2

millions de personnes infectées, et ce chiffre augmente d'environ 2 millions chaque année 1.5 millions pour la leishmaniose cutanée et 0,5 million pour la leishmaniose viscérale (OMS, 2010). La grande majorité des cas (près de 90%) sont localisés en Afghanistan, au Pakistan, en Syrie, en Arabie Saoudite, Algérie, Iran, au Brésil, et au Pérou pour la leishmaniose cutanée, en Inde, au Bangladesh, au Népal, au Soudan et au Brésil pour la leishmaniose viscérale (Santos *et al.*, 2008; Aronson *et al.*, 2016). La mortalité globale est due à la leishmaniose viscérale et elle est estimée à 59, 000 dont 35,000 pour les hommes et 24,000 pour les femmes (Cabanillas, 2011).

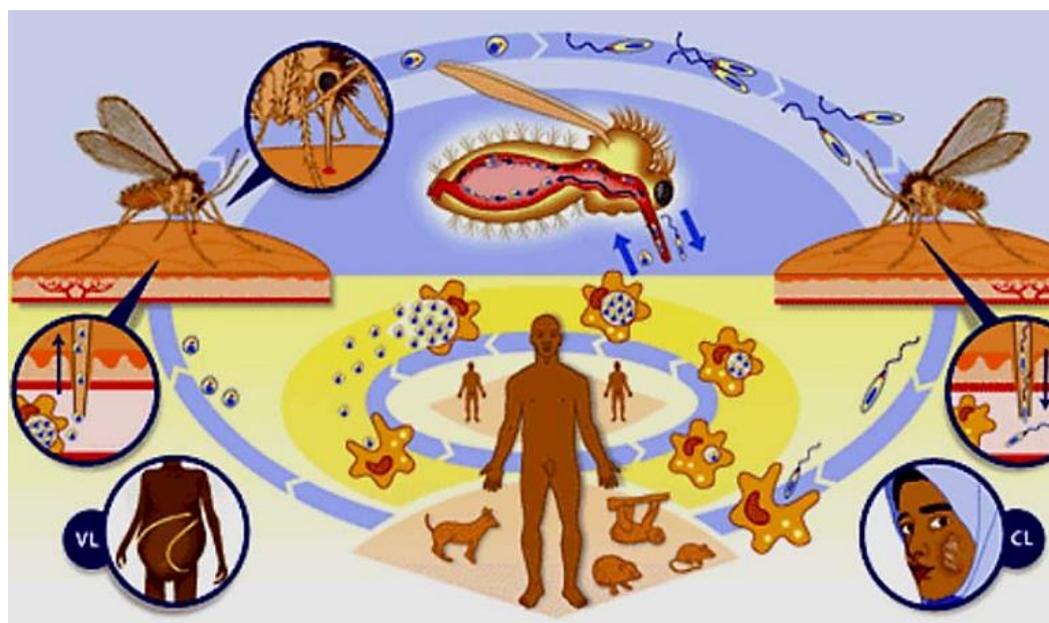


**Figure 15:** Cartes de la répartition géographique de la leishmaniose cutanée dans le monde (Aronson *et al.*, 2016).



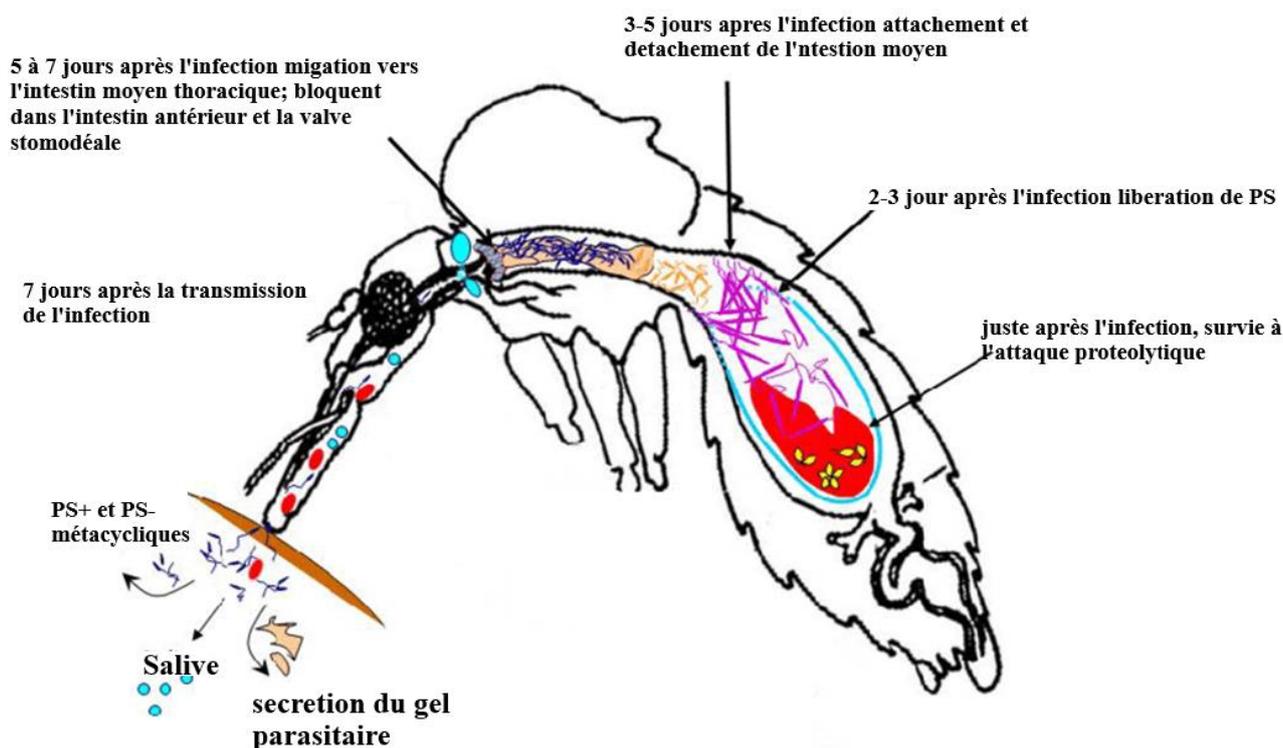
**Figure 16:** Cartes de la répartition géographique de la leishmaniose viscérale dans le monde  
(Aronson *et al.*, 2016).

La transmission de la leishmaniose se produit à travers la prise du repas sanguin. A l'intérieur des phlébotomes, les parasites de *Leishmania* sont de forme promastigote (flagellés), et extracellulaires; une fois à l'intérieur de l'hôte vertébré, le parasite se transforme en amastigote (sans flagelles); dans ce cas, la multiplication des parasites se produit à l'intérieur des macrophages, qui sont leurs principales cibles. Après la lyse des macrophages, les nouveaux épisodes de phagocytose de *Leishmania* spp se propagent dans l'organisme. Cependant, l'établissement de la maladie dépend du succès du parasite pour se différencier par la forme amastigote (fig.17) (Santos *et al.*, 2008).



**Figure 17:** Cycle de vie de *Leishmania* spp causant à gauche la leishmaniose viscérale et à droite la leishmaniose cutanée (Santos *et al.*, 2008).

Le cycle de vie des parasites de *Leishmania* spp précisément contenu dans le tube digestif des phlébotomes commence par l'ingestion d'un repas de sang infecté contenant des amastigotes. La membrane péritrophique qui se forme après, entoure le repas sanguin, elle agit comme une barrière qui ralentit la diffusion des enzymes digestives et protège indirectement les parasites contre les effets néfastes des enzymes. Ceci permet aux amastigotes de se différencier en grandes nectomonades à flagellation. Le repas sanguin est digéré environ 5 à 7 jours après l'alimentation. À ce stade, la membrane péritrophique se décompose, permettant l'échappatoire des nectomonades et leur fixation à l'épithélium de l'intestin moyen. Par la suite, les nectomonades se différencient en leptomonades qui se divisent rapidement à mesure qu'elles migrent vers l'avant vers la partie thoracique de l'intestin moyen. Environ le jour 7 après l'alimentation, les leptomonades donnent lieu à des métacycliques infectieux qui s'accumulent dans l'intestin moyen antérieur sous la valve stomodéale. Les métacycliques sont caractérisées morphologiquement par leur petit corps cellulaire et longs flagelles. La forme métacyclique est la forme transmise à l'hôte lors de la prise du repas sanguine (fig.18) (Hide *et al.*, 2007).



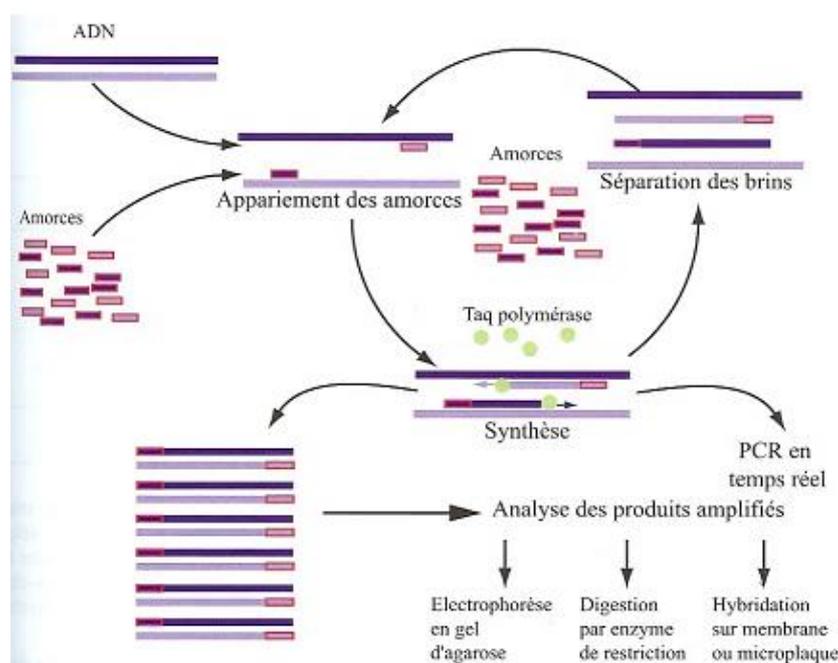
**Figure 18:** Schéma représentant le cycle de vie du parasite de *Leishmania* ssp dans un phlébotome vecteur (Hide *et al.*, 2007).

Le diagnostic des leishmanioses présente un grand défi en raison du large spectre de manifestations cliniques qu'elles peuvent présenter: lésions cutanées ulcéreuses se développant au site de la piqûre de phlébotomes (leishmaniose cutanée diffuse); nodules multiples non ulcérés (leishmaniose cutanée sporadique); inflammation destructrice des muqueuses (leishmaniose muqueuse); et une infection viscérale disséminée, potentiellement mortelle pour la leishmaniose viscérale. Ainsi l'interférence avec la présence d'autres maladies tel que les cancers de la peau et la tuberculose pour la leishmaniose cutanée et le paludisme et la schistosomiase pour la leishmaniose viscérale dans les zones d'endémicité (Reithinger et Dujardin, 2007; Aronson *et al.*, 2016). Le diagnostic parasitologique reste la référence dans le diagnostic de la leishmaniose en raison de sa haute spécificité. Ceci est généralement effectué par un examen microscopique des frottis de biopsie des lésions, colorées au Giemsa pour la leishmaniose cutanée, ou des ganglions lymphatiques, de la moelle osseuse et des aspirats de rate pour la leishmaniose viscérale. Parfois, un examen histopathologique des biopsies des lésions fixes ou une culture de biopsie triturée et aspirée est également effectuée. En plus d'autres tests, tel que les tests de détection d'anticorps, les tests de détection d'antigène, ELISA, Immunoblot (Western blot), TIC, MALDI-TOF (Reithinger et Dujardin, 2007; Lachaud *et al.*, 2017; Revzan *et al.*, 2017). La détection de l'ADN Leishmanien par PCR est la meilleure méthode jusque-là, permettant une détection sensible,

précise et rapide de quantités infimes d'ADN ainsi que l'identification spécifique de l'ADN pathogène (Aronson *et al.*, 2016; Revzan *et al.*, 2017). Grâce à cette technique, l'ADN leishmanien peut être détecté et identifié chez l'hôte, chez le vecteur qui est le phlébotome et chez les réservoirs tels que les rongeurs et les chiens.

Le principe de la PCR est de permettre de cibler un segment d'ADN particulier dans le génome, puis de le recopier plusieurs fois en utilisant des amorces spécifiques. Bien qu'il existe plusieurs types de PCR les deux types les plus utilisés sont; la PCR conventionnelle (fig.19) et la PCR real-time (Hermineaud, 2011; Frahtia-Benothman, 2015; Revzan *et al.*, 2017; Bennai, 2018).

la PCR real time est plus sensible que la PCR conventionnelle pour la mise en évidence de la quantité d'ADN présente dans un échantillon, la quantité d'ADN est mesurée grâce à un marqueur fluorescent. En revanche le séquençage spécifique de l'ADN ne peut être assuré par cette méthode et nécessite une PCR conventionnelle (Frahtia-Benothman,2015; Revzan *et al.*, 2017; Bennai, 2018).



**Figure 19:** Principe de la technique d'amplification en chaîne par PCR (Hermineaud, 2011).

D'après Bachi (2006), l'Algérie compte parmi les pays les plus touchés dans le monde. Deux formes cliniques (viscérale et cutanée) sévissent à l'état endémique.

À la fin des années 1990, l'Algérie a connu une recrudescence alarmante de cette zoonose. De 2000 à 2004, 45363 cas sont notifiés par l'Institut National de Santé Publique. En 2005, l'incidence nationale de la leishmaniose cutanée avait atteint le chiffre record de 78,5 pour cent mille habitants (Zait et Hamrioui, 2009).

L'augmentation de l'incidence annuelle des leishmanioses en Algérie ainsi que l'extension à travers le territoire national, avec une coexistence des deux formes au niveau d'un même foyer, font des leishmanioses un problème de santé publique.

### 1.4.1.1 La leishmaniose viscérale

La leishmaniose viscérale est causée par *Leishmania infantum* MON-1, se trouve sur tout au Nord du pays au niveau des étages bioclimatiques humides et subhumides elle est rencontrée parfois au niveau des régions semi-arides et arides, et rarement au Sahara à l'extrême Sud du pays au niveau du Hoggar et Tassili N'ajjar. Au cours des dernières années des nouveaux foyers sont apparus

L'espèce vectrice de la leishmaniose viscérale en Algérie est *Phlebotomus perniciosus* quant au réservoir il s'agit du chien avec 92% d'individus examinés séropositifs asymptomatiques.

La maladie fut découverte pour la première fois en Kabylie en 1911, et depuis le nombre des cas ne cesse d'augmenter sur tout le territoire algérien touchant le pic entre 1996 et 2003 avec 1654 cas déclarés par l'Institut National de Santé Publique en 2003 (Bachi, 2006).

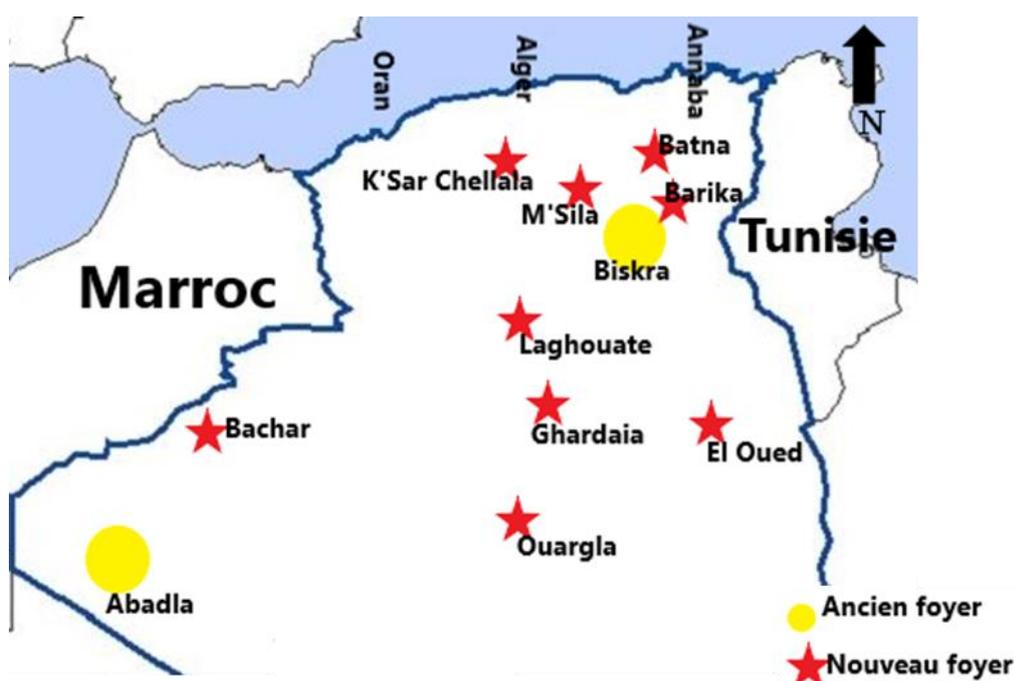
La forme infantile est la plus fréquente touchant particulièrement les jeunes enfants entre 1 an et 4 à 5 ans (92%), qui expriment une triade symptomatique classique associant fièvre, pâleur cutanéomuqueuse et splénomégalie cette dernière est suivie parfois par une hépatomégalie donnant l'aspect d'un enfant araignée; en absence du traitement la maladie est mortelle. La forme adulte est plus rare le tableau clinique est moins typique que celui de l'enfant avec une fièvre prolongée, et la présence ou l'absence de la splénomégalie (Bachi, 2006; Zait et Hamrioui, 2009; Bounamous, 2010; Bencherif, 2012; Berdjane-Brouk *et al*, 2012; Cherif, 2014; Frahtia-Benothman, 2015; Revzan *et al.*, 2017; Bennai, 2018).

### 1.4.1.2 La leishmaniose cutanée

La leishmaniose cutanée en Algérie existe sous 3 formes leishmaniose cutanée zoonotique et la leishmaniose cutanée du Nord et la leishmaniose cutanée anthroponotique (Bachi, 2006; Bennai, 2018). Elle est causée par 3 espèces de parasites; *Leishmania major* MON-25 inféodé aux régions steppiques et sahariennes, *Leishmania infantum* MON-24 dans la région du Tell, et

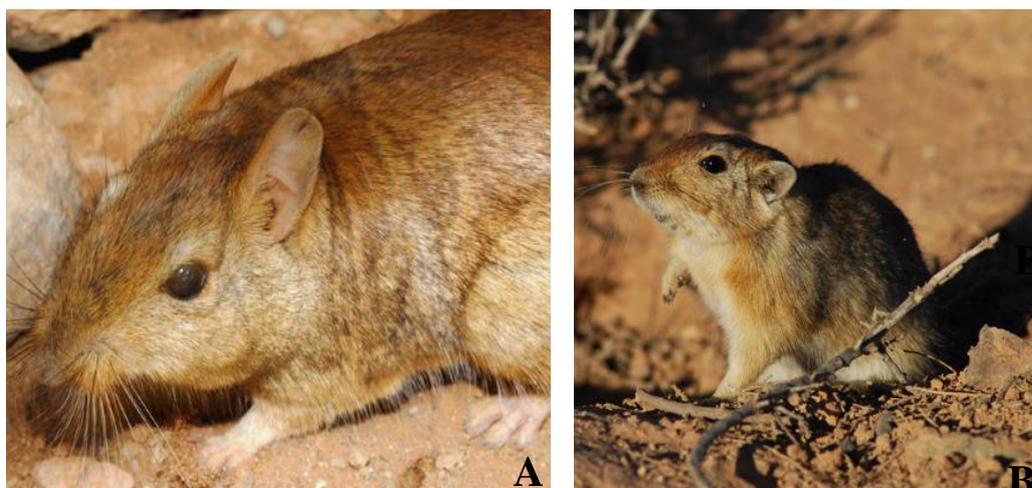
*Leishmania killicki* MON-301 (appartenant au complexe *Leishmania tropica*) limité pour le moment à Ghardaïa dans le Sud d'Algérie (Boudrissa *et al.*, 2012; Bennai, 2018).

La leishmaniose cutanée zoonotique est due à *Leishmania major* MON-25 autres fois dénommées "Clou de Biskra" d'où elle détient ce nom du foyer endémique à "Biskra" qui était le plus connue à l'Est et où la leishmaniose fut découverte pour la première fois en 1860, bien qu'il existe un autre foyer aussi important à l'Ouest "Abadla". Cette forme connaît une extension vers le Nord sous l'impact des changements climatiques (Bachi, 2006; Boudrissa *et al.*, 2012; Bennai, 2018), franchissant la barrière naturelle; l'Atlas tellien (Boudrissa *et al.*, 2012). Aboutissant en 1982 à M'sila (8000 cas) ensuite à Tiaret (560 cas) ensuite Batna, Médéa, Bordj Bou Arreridj. En parallèle d'autres foyers sont apparus au Sud à l'Oued, Ghardaïa, et Béchar (fig.20) (Bachi, 2006). La progression de la leishmaniose cutanée zoonotique a abouti à Sétif où on a signalé la première fois un nombre de 21 cas de leishmaniose cutanée au Sud de la wilaya en 1993 et qui a augmenté jusqu'à 172 cas en 2003 (Annexe 1).



**Figure 20:** Carte de distribution des anciens et des nouveaux foyers de leishmaniose jusqu'à l'année 1995 (Harrat *et al.*, 1995) adapté par l'auteur.

Le vecteur admis depuis les travaux des frères Sergent et Louis Parrot est *Phlebotomus papatasi*. Quant aux animaux réservoirs prouvés de la leishmaniose cutanée zoonotique il s'agit du " rat de sable" *Psammomys obesus* et *Meriones shawi* (fig.21) (Harrat *et al.*, 1995).



**Figure 21:** Photos représentant les rats des champs (A) *Meriones shawi*, (B) *Psammomys obesus* (Aymerich et Tarrier, 2008).

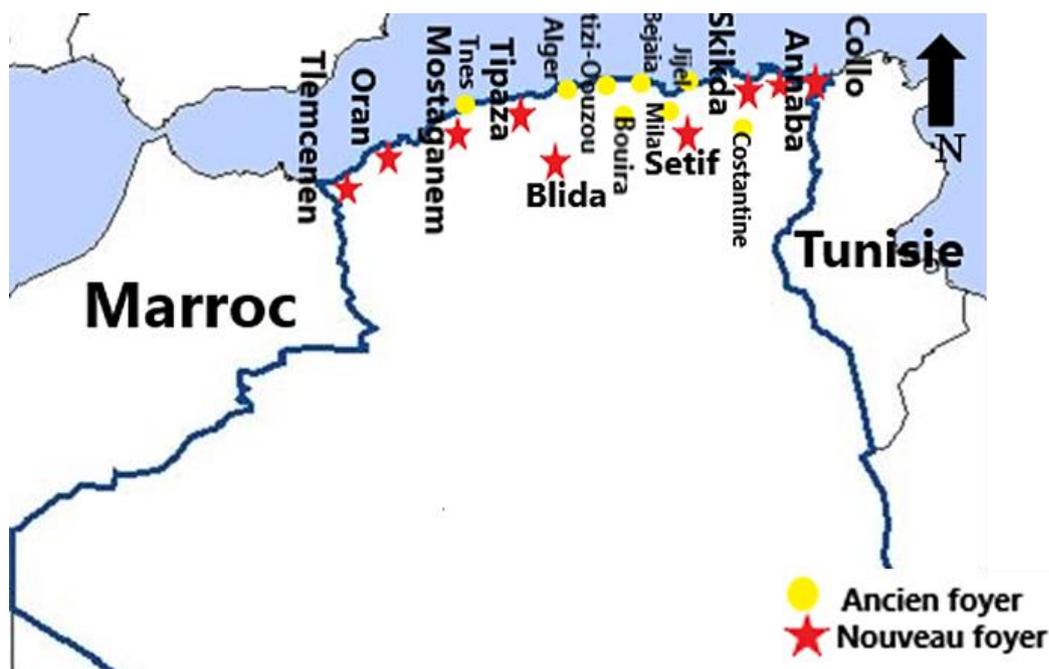
L'incubation de la maladie est courte, suivie de l'apparition de lésion caractéristique de forme ulcère-croûteuse recouverte d'une épaisse croûte brune (fig.22). L'ulcération de la leishmaniose cutanée zoonotique laisse une cicatrice indélébile après la guérison (Bachi, 2006).



**Figure 22:** Photos représentant (A) lésion ulcère-croûteuse typique de la leishmaniose cutanée, (B) présentation clinique diverse lors de leishmaniose cutanée, (C) lésions multiples lors de la leishmaniose cutanée prise au niveau du CHU Mustpha Bacha de déférente patientes Algériennes atteintes de leishmaniose cutanée zoonotique (Zait et Hamrioui, 2009).

Le deuxième type de leishmaniose cutanée est la leishmaniose cutanée sporadique du Nord due à *Leishmania infantum*. Elle fut tout d'abord décrite par Sergent sous le nom du " clou de Mila" (Harrat *et al.*, 1995). Elle touche tout le littoral du Tell algérien et s'observe de façon permanente durant toute l'année. Les foyers les plus touchés sont: Tizi-Ouzou, Ténès, Bordj Menaiel, Bouira, Meftah, Larbaa et Alger (Bachi, 2006).

L'extension se fait de plus en plus touchant Tlemcen, Oran, Sétif, Annaba, Collo, et le prolongement va jusqu'à toucher le pays voisin la Tunisie et peut être le Maroc (fig.23) (Harrat *et al.*, 1995).



**Figure 23:** Carte représentant les anciens et les nouveaux foyers de la leishmaniose cutanée sporadique du Nord en Algérie (Harrat *et al.*, 1995) adapté par l'auteur.

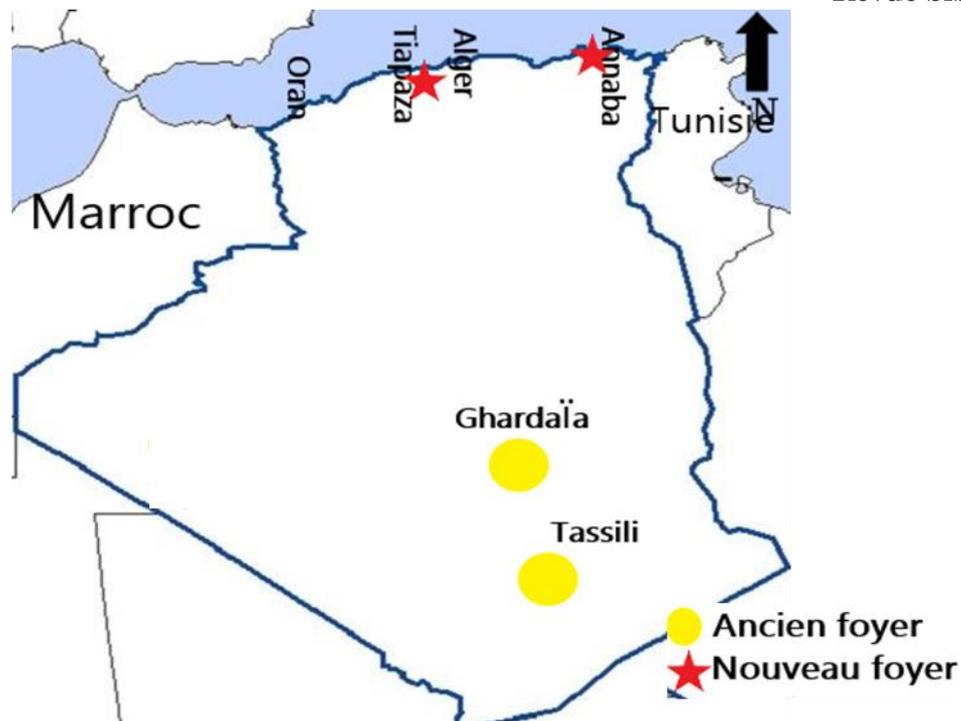
L'espèce responsable de la transmission de la leishmaniose cutané du Nord est *Phlebotomus perniciosus*, le chien est fortement suspecté d'être le réservoir (Harrath *et al.*, 1995; Bachi, 2006; Bennai, 2018).

Cette forme de leishmaniose s'oppose à la leishmaniose cutanée zoonotique par de nombreux points. Sur le plan clinique, la leishmaniose cutanée du Nord se présente comme une seule petite lésion siégeant au niveau de la face, très inflammatoire; habituellement elle ne s'ulcère pas, et quand elle le fait, elle n'est jamais recouverte d'une croûte épaisse. Sa durée d'incubation est longue, tout comme sa durée d'évolution. La leishmaniose cutanée du Nord nécessite souvent un traitement afin d'accélérer le processus de cicatrisation, qui ne se fait spontanément qu'au-delà d'un an (fig.24) (Bachi, 2006).



**Figure 24:** Photos représentant (A) lésion palpébrale, (B) nodule inflammatoire de la leishmaniose cutanée chez un nourrisson prises au niveau du CHU Mustpha Bacha de patients Algériens atteints de leishmaniose cutanée sporadique du Nord (Zait et Hamrioui, 2009).

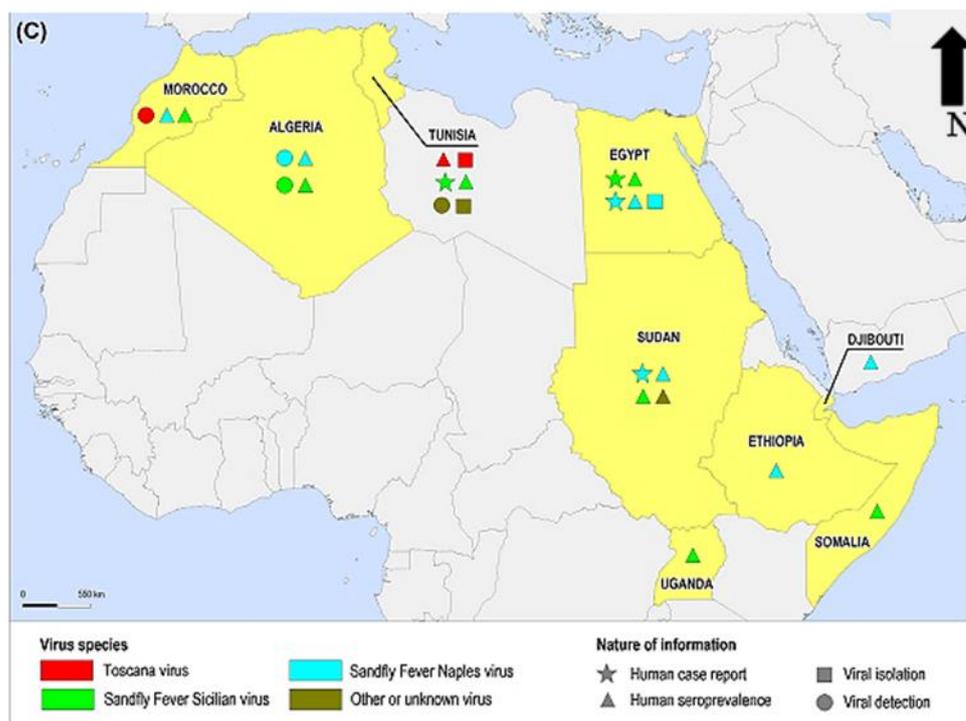
La troisième forme est la leishmaniose cutanée anthroponotique, due à *Leishmania killicki* MON-301, elle était signalée dans plusieurs régions d'Algérie; Ghardaïa, Tassili et récemment à Annaba et Tipaza (fig.25). *Leishmania killicki* est transmise par *P. sergenti*. *Masouretiera mzabi* est considéré comme un réservoir suspect. L'incidence annuelle reste inconnue mais on estime qu'elle cause moins de 100 cas par an (Mansouri *et al.*, 2012; Izri *et al.*, 2014b; Mliki, 2015; Bennai, 2018).



**Figure 25:** Carte représentant les anciens et les nouveaux foyers de la leishmaniose cutanée anthroponotique due à *Leishmania kilicki*. Carte conçue à partir des données mentionnées dans le paragraphe précédent.

#### 1.4.2 Arboviroses

Les phlebovirus appartenant à la famille des Bunyaviridae, contiennent 9 espèces virales (Fièvre de Sandfly Naples, Salehabad, fièvre de la vallée du Rift, Uukuniemi, Bujaru, Candiru, Chilibre, Frijoles, Punta Toro) (Alkan *et al.*, 2013). Bien qu'ils ne soient pas d'une prévalence aussi importante que les leishmanioses, ils ont une large répartition au nord d'Afrique (fig.26). En 1976, les anticorps neutralisants contre le virus sicilien et le virus de Naples n'ont pas été retrouvés dans le Sud-est de l'Algérie. En 2006, sur 460 phlébotomes principalement *P. perniciosus* et *P. ariasi* examinés, des spécimens contenaient un ARN de virus sicilien. En 2007, une collection organisée dans les régions de Kabylie et d'Alger, a fourni deux spécimens positifs, l'un pour l'ARN du virus du type Naples (*P. longicuspis*) et le second était positif pour les ARN du virus sicilien (*P. papatasi*). Le virus sicilien cause la fièvre de 3 jours ou la fièvre de papatasi. Les études sur la séroprévalence menées dans le Nord de l'Algérie ont rapporté des anticorps contre le virus sicilien et de Naples à des taux respectifs de 5% et 10,6-21,6% en utilisant des tests IIF et ELISA (Izri *et al.*, 2008; Mourreau *et al.*, 2010; Alkan *et al.*, 2013). Cependant l'étude établie par Bennai en 2018, visant la recherche de l'ARN du virus sicilien et Toscana Virus au nord de la région de Sétif (Bougaa) n'a abouti à aucun résultat positif.



**Figure 26:** Carte représentant la répartition des phlebovirus en Afrique (Alkan *et al.*, 2013).

Les infections avec les virus de Naples et de Sicile sont cliniquement indiscernables. Après une période d'incubation de 3 à 5 jours, l'apparition est abrupte et grave avec de la fièvre, des maux de tête, du malaise, de la photophobie, des myalgies et des douleurs rétroorbitaires. La durée de la fièvre est de 2 à 3 jours. La leucanie peut être observée au début de la maladie (Alkan *et al.*, 2013).

### 1.5 Moyens de lutte contre les phlébotomes

Il existe un certain nombre de méthodes pour contrôler les phlébotomes et interrompre les cycles des maladies qu'ils transmettent, cependant il est suggéré que plus d'une méthode soit appliquée de manière intégrée, en fonction du comportement du vecteur ciblé, du rapport coût-efficacité (Çetin et Özbel, 2017), l'acceptabilité, la possibilité de se fournir en produits de bonne qualité et enfin, les compétences et les moyens pour effectuer les traitements insecticides et éliminer les déchets dans de bonnes conditions d'efficacité et de sécurité (OMS, 2010).

La principale méthode de lutte contre les phlébotomes est la lutte chimique. La première tentative de contrôle des phlébotomes à l'aide d'un insecticide moderne était effectuée avec le DDT dans la vallée du Rimac, une approche péruvienne de la bartonellose en Janvier 1944, ensuite d'autres produits chimiques tels que le BHC, 3.5-MC, et la Delta Methrine sont utilisés dans de divers pays cependant ils agissent moins longtemps et ils ne sont pas aussi fiables que le DDT (Alexander et Maroli, 2003).

Des méthodes alternatives, augmentent également le succès de la lutte telles que:

- La restauration des fissures murales, le plâtrage, la plinthe du fond des murs, le blanchiment, le lavage régulier de déchets organiques, la tonte régulière;
- L'installation des moustiquaires à maillons étroits imprégnées d'insecticides, munir les chiens de colliers imprégnés de pyréthriinoïdes;
- L'éclaircissage des forêts autour des villages;
- L'application des répulsifs sur les parties exposées de l'épiderme;
- Le contrôle cultural par la formation des zones d'engrais, des restes de plantes, des déchets organiques et des décharges;
- L'utilisation des agents microbiologiques, spécialement la bactérie *Bacillus thuringiensis israelensis* contre les adultes en les incorporant dans les appâts pulvérisés de sucre sur des substrats dans des habitats secs ouverts, la bactérie *Bacillus sphaericus* contre les stades immatures, et le champignon *Beauveria bassiana* au Brésil par des pulvérisations des solutions sur les champs de café où les phlébotomes mâle et femelle transmettent des maladies aux humains et aux arbres de café;
- L'utilisation des phéromones mâles recopiées, produit aux laboratoires sur les surfaces limitées traitées par des insecticides.
- L'utilisation des plantes toxiques dans l'alimentation des adultes ou des extraits des différentes plantes telles que *Caparis spinosa* et *Ricinus communis* est de grande importance et fait l'objet de nouvelles études que ce soit sur les stades immatures ou sur les imagos;
- La transformation physique des gîtes larvaires et des lieux de repos consistant à détruire les terriers des rongeurs tout en mettant en évidence l'importance que toute modification des habitats de vecteurs soit effectuée avec le souci de préserver l'environnement et d'éviter de créer des conflits écologiques locaux;
- La réduction du nombre de cas de maladie causée par phlébotomes réduira la possibilité de la combinaison des mouches de sable et des agents pathogènes et qui est un moyen de lutte indirecte contre le rôle pathogène de ses insectes (Alexander et Maroli, 2003; OMS, 2010; Çetin et Özbel, 2017).

En Algérie de vastes campagnes de lutte chimique utilisant le DDT par pulvérisations domestiques et péri-urbaines sont lancés depuis l'extension de la leishmaniose cutanée zoonotique depuis le foyer original à Biskra vers M'sila en 1981 et qui ont démontré une baisse importante des cas de leishmaniose ainsi que le nombre des phlébotomes en 1983 (Benzerroug *et al.*, 1992).

## Revue bibliographique

En 2003 un programme social pour la lutte physique contre la leishmaniose cutanée zoonotique dans la wilaya de M'Sila est lancé comme alternative à la lutte chimique et qui consiste à lutter contre le réservoir principal de la maladie et qui est *Psammomys obesus*, rongeur gerbillidé, qui se nourrit exclusivement de plantes salées, les chénopodiacées, sous lesquelles ce dernier construit son terrier. Un désherbage et enlèvement des plantes chénopodiacées autour des hameaux et dans les zones périurbaines sur un rayon de 500 mètres est effectué. Les plantes chénopodiacées incriminées sont: *Atriplex halimus*, *Sueda fruticosa*, *Salsola tetrandra*, *Salsola vermiculata*, *Salicornia fruticosa* et *Anabasis oropediorum*, suivies par le transport des déchets vers la décharge publique.

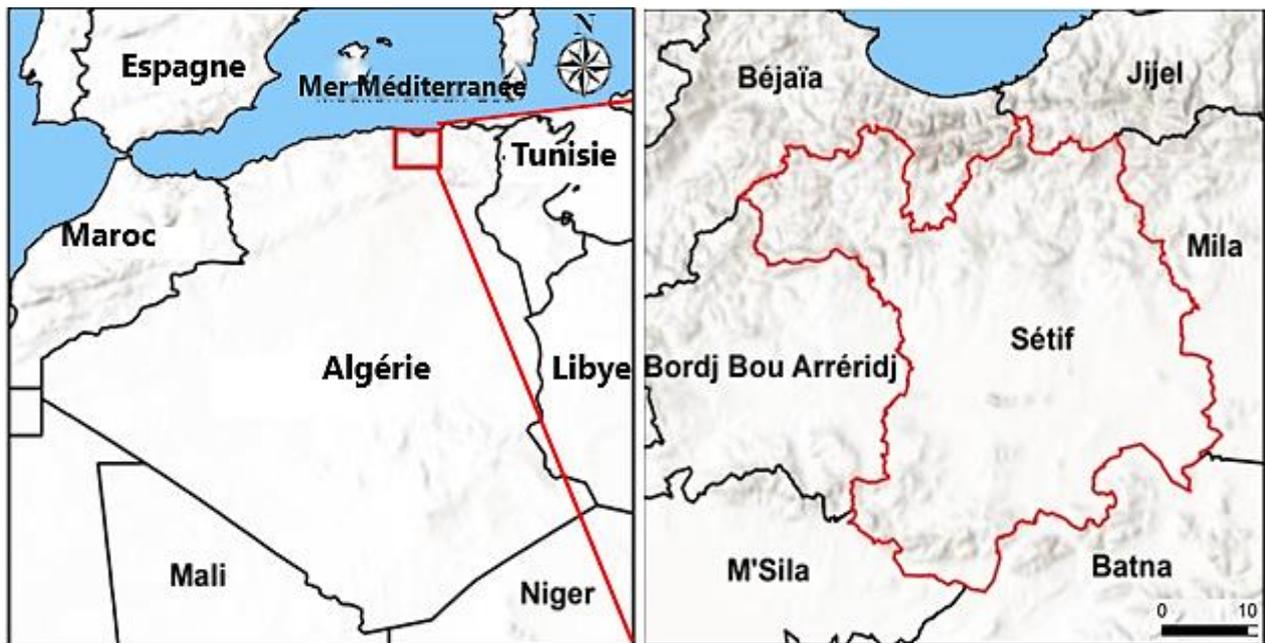
Ceci a conduit à une baisse importante des cas dans les communes où la campagne de lutte était appliquée allant jusqu'à 84% (Cherif *et al.*, 2012).

A Sétif jusque-là il n'y a eu que l'application de campagnes de lutte chimique seulement en utilisation la Deltaméthrine et la Permethrine par des pulvérisations urbaines et périurbaines focalisant les habitations et les étables particulièrement. Ces campagnes de lutte se font sur deux phases le premier allant du mois d'Avril au mois de Mai et la deuxième du mois de Septembre au mois d'Octobre pour la Deltaméthrine et au mois de juillet pour la Permethrine (Annexe 2).

## Chapitre 2: Présentation de la région d'étude

### 2.1 Cadre administratif

La région de Sétif se situe dans les hauts plateaux du Nord-est algérien ( $36^{\circ} 11' 29''$  N,  $5^{\circ} 24' 34''$  E), elle s'étale sur une superficie de  $6.549,64 \text{ Km}^2$  et s'élève à  $1100 \text{ m}$  d'altitude au-dessus de la mer. Sétif est limitrophe de Bejaia et Jijel au Nord, de M'sila et Batna au Sud, de Mila à l'Est et de Bordj Bou Arreridj de l'Ouest. Sur le plan administratif, la wilaya de Sétif se compose de 20 daïras qui se divisent en 60 communes et comprend environ  $1,489,979$  habitants soit une densité de  $227$  habitants par  $\text{Km}^2$  (fig.27) (ANDI, 2013).



**Figure 27:** Situation géographique de la wilaya de Sétif ( INCT, 2018) adapté par l'auteur.

### 2.2 Cadre climatique

Bien que Sétif, soit à proximité de la Méditerranée, les influences maritimes sont bloquées par l'orientation des reliefs. La wilaya de Sétif se caractérise par un climat méditerranéen continental semi-aride, avec des hivers frais et pluvieux et des étés longs, chauds et secs (Zerroug, 2012 et Added *et al.*, 2017). Durant ce travail, les données climatiques sont collectées par des stations: du centre météorologique de l'aéroport de Sétif, situé à une latitude de  $36^{\circ} 11'$  Nord, une longitude de  $5^{\circ} 15'$  Est et une altitude de  $1033$  mètres et de la station de S'fiha.

### 2.2.1 Température

Les écarts journaliers et saisonniers des températures sont importants; sur une période de 36 ans (de 1981 jusqu'au 2015), les valeurs mensuelles moyennes des températures, passent de 5,83°C en hiver à 24,80°C en été (Added *et al.*, 2017). Sur l'ensemble des années 2016 et 2017, les températures les plus basses sont enregistrées au mois de Janvier et les plus hautes au mois de Juillet (Annexe 3) (fig.28).

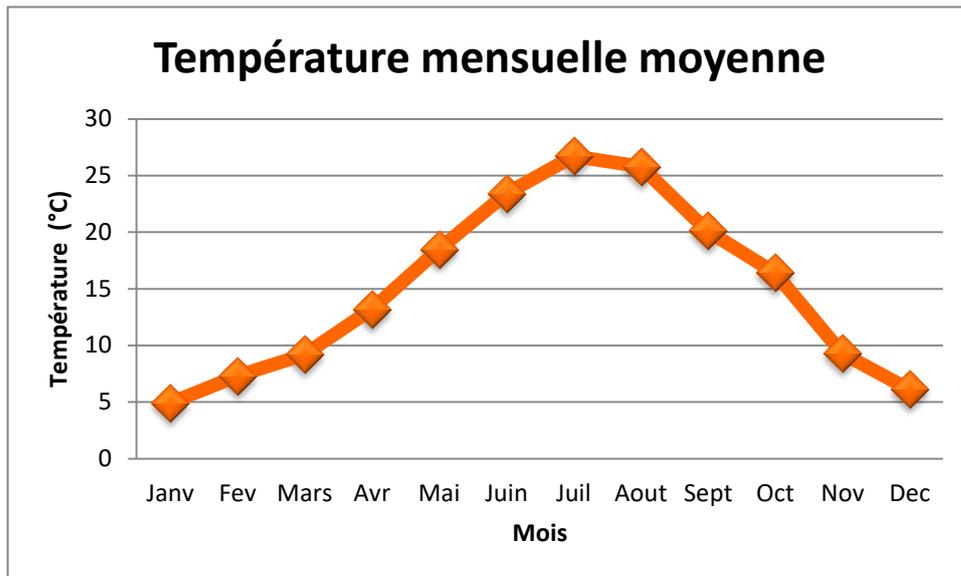


Figure 28: Températures moyennes mensuelles de Sétif (2016-2017).

### 2.2.2 Précipitations

La pluviométrie est relativement irrégulière et insuffisante à la fois dans le temps et l'espace. La région la plus arrosée avec une valeur de 700 mm par an est les Monts de Babor, suivis de hautes plaines où la quantité baisse sensiblement pour atteindre 400 mm, et atteint enfin une valeur moyenne maximale de 200 mm à l'extrême Sud de Sétif (fig.29) (Djenba, 2006; Zerroug, 2012 et Added *et al.*, 2017). Durant la période d'étude (2016-2017), les cumuls mensuels moyens les plus élevés étaient enregistrés au mois de Mars 2016 (66.1 mm) et Juin et Novembre 2017 (57.1mm) les plus bas étaient de 0 mm au mois d'Août 2016 de et au mois de Mars 2017(Annexe 3) (fig.29).

La neige est la seule forme de précipitation qui représente une source d'approvisionnement des nappes phréatiques à Sétif. Sa moyenne est de 14 à 15 jours neigeux par an (Zerroug, 2012).

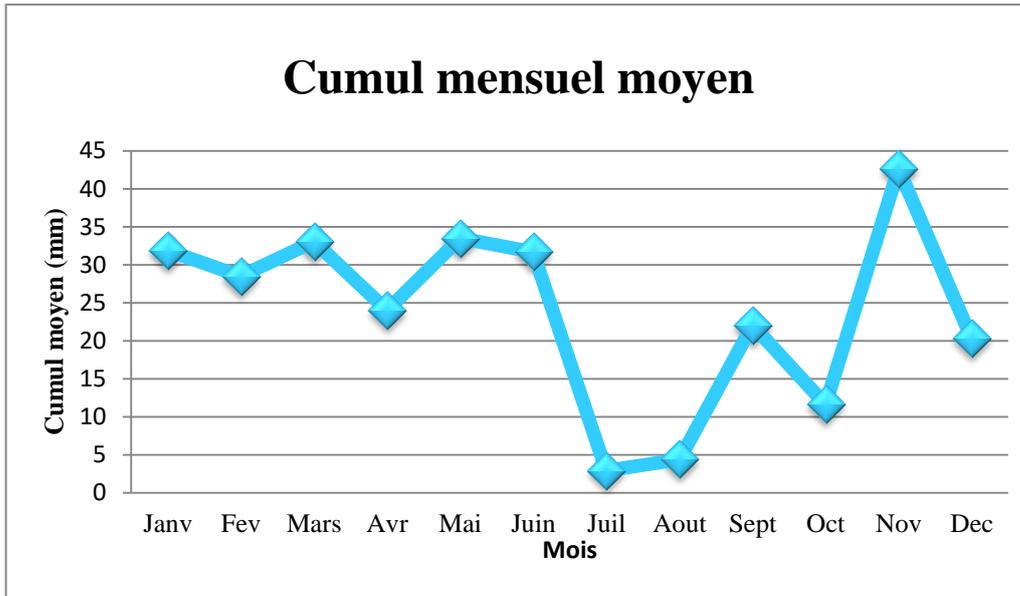


Figure 29: Précipitations mensuelles (cumul moyen) de Sétif (2016-2017).

### 2.2.3 Humidité relative moyenne

L'humidité relative moyenne est exprimée en pourcentage. Dans la région de Sétif, elle oscille durant les saisons, atteignant le maximum aux mois de Novembre et de Décembre avec des pourcentages au-delà de 70%. Au mois de Juillet et Août, l'humidité est moins de 50% (fig.30) (Annexe 3).

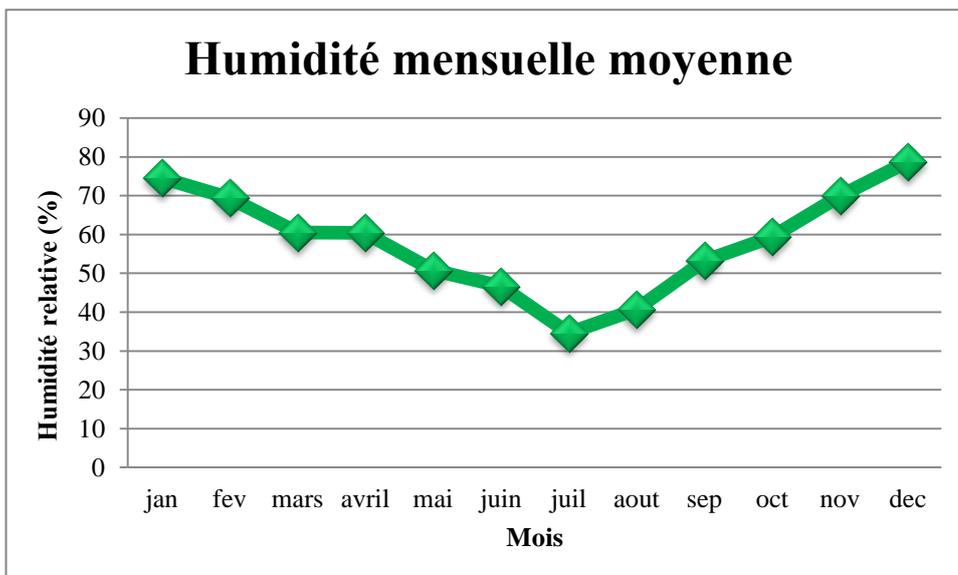


Figure 30: Humidité relative moyenne mensuelle de Sétif (2016-2017).

### 2.2.4 Les vents

La région de Sétif, durant la saison hivernale connaît une prédominance des vents Nord-ouest et Ouest. A la fin du printemps et en début d'été se manifeste le sirocco avec une moyenne de 9 jours, le reste de la saison estivale connaît une variation dans l'activité des vents (Zerroug, 2012). La vitesse moyenne du vent durant la période 2016-2017 n'a pas dépassé 3.8 m/s (fig.31).

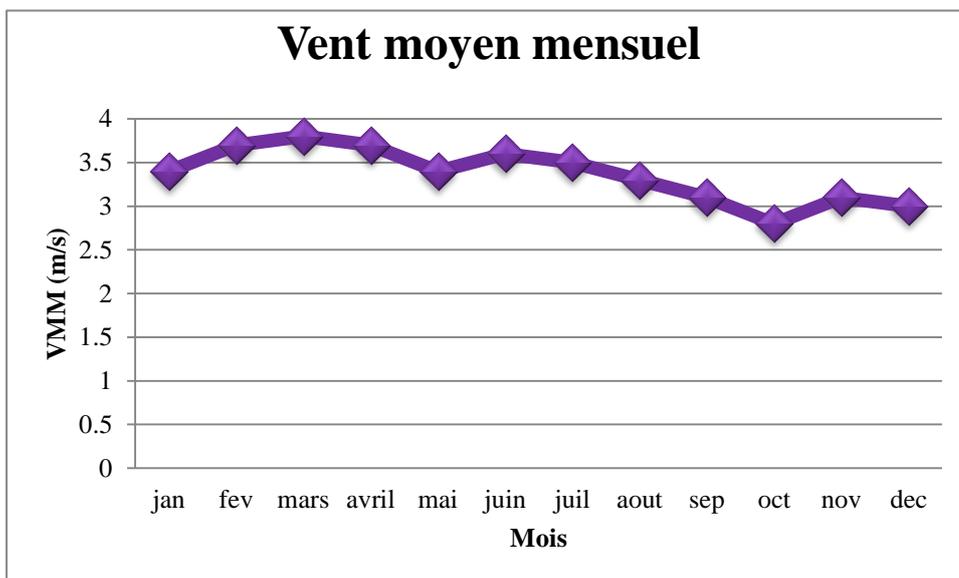


Figure 31: Vitesse moyenne mensuelle du vent de Sétif (2016-2017).

### 2.2.5 Analyse climatique

Dans le but de confirmer, la position climatique qu'occupe actuellement la région de Sétif, ainsi que de localiser les périodes humides et sèches durant cette étude. Le diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gausson, et l'indice climatique d'Emberger sont utilisés.

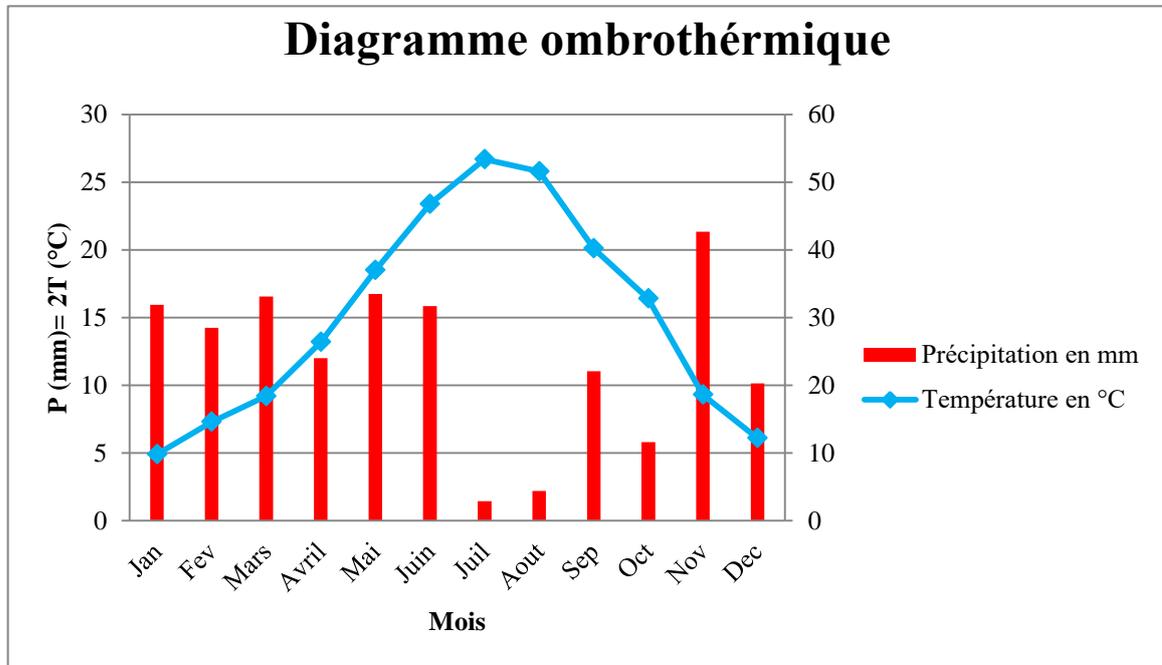
#### 2.2.5.1 Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gausson

En 1957, Bagnouls et Gausson proposent un diagramme ombrothermique afin de définir les saisons sèches et humides dans une région donnée. Il est constitué en portant en ordonné, à la fois, les températures moyennes mensuelles en (°C) et les précipitations mensuelles en (mm) et en abscisse les mois. Une gradation de l'échelle des précipitations correspond à deux gradations de l'échelle des températures ( $P = 2T$ )<sup>2</sup>. Quand la courbe ombrique (ici histogramme rouge) passe sous la

## Présentation de la région d'étude

courbe thermique, on a  $P < 2T$ . La surface de croisement indique alors la durée et l'intensité de la période sèche.

Le diagramme ombrothermique de Gaussen établi pendant la période d'étude qui s'étend de Janvier 2016 à Décembre 2017, fait apparaître que la saison sèche débute du mois d'Avril jusqu'à la fin du mois d'Octobre (fig.32).



**Figure 32:** Diagramme Ombrothermique de la région de Sétif (2016-2017).

### 2.2.5.2 Indice climatique d'Emberger:

Il s'agit d'une loi conçue par Emberger en 1933 susceptible de donner une expression synthétique des variétés du climat méditerranéen, fondée, sur un quotient pluviométrique qui permet de déterminer l'indice d'aridité. La formule de la loi était simplifiée par la suite par Stewart en 1969 (Marres, 1972).

$$Q_2 = 3.43X \frac{P}{M-m} \Rightarrow Q_2 = 47.04$$

$Q_2$ : quotient pluviométrique d'Emberger. M: moyenne des maxima du mois le plus chaud en °C (28.7°C). m: moyenne des minima du mois le plus froid en °C (3.5°C). P: pluviométrie annuelle (345.6 mm).

Le quotient pluviométrique d'Emberger calculé sur une période allant de 2005 à 2017 (Annexe 4); a indiqué que Sétif appartient désormais à l'étage climatique semi-aride à hiver doux ou tempéré (fig.33).

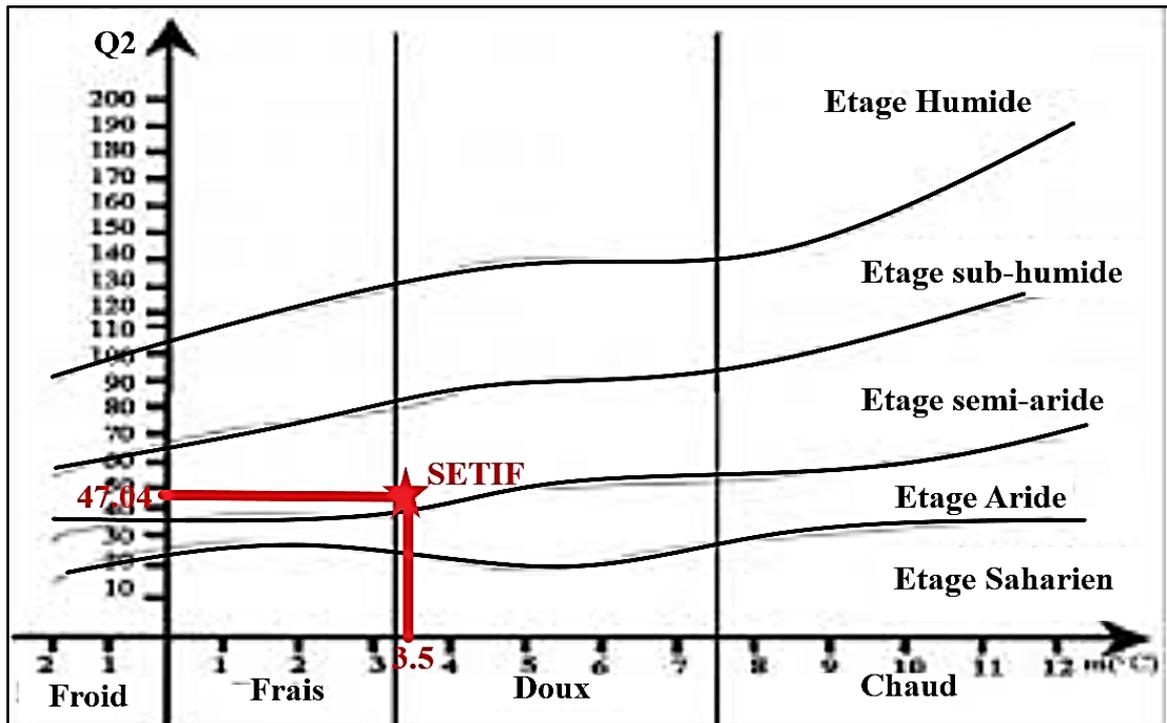


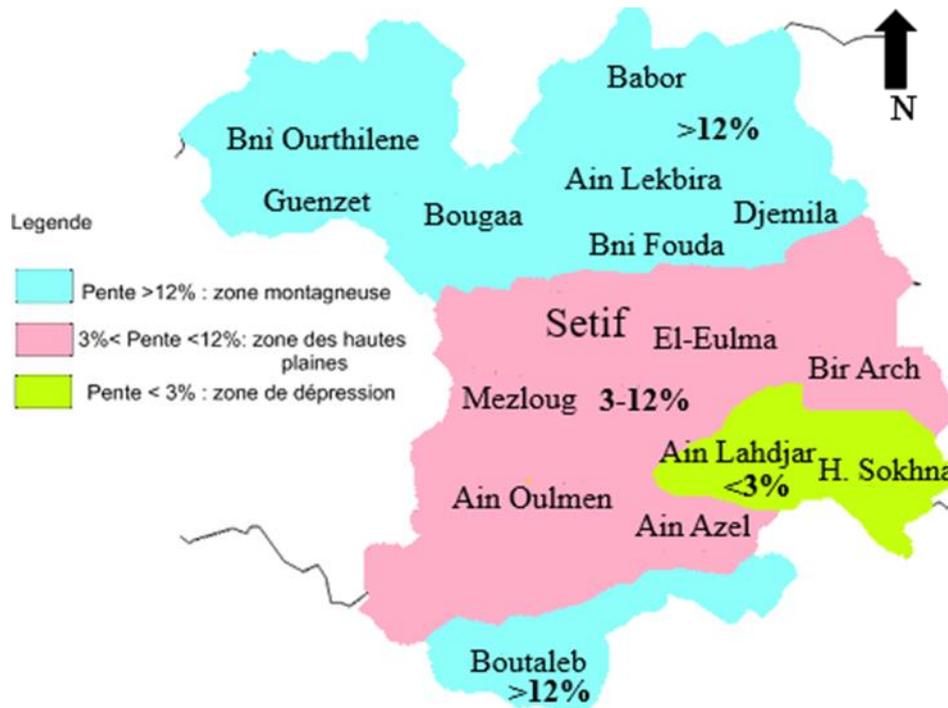
Figure 33: Situation climatique de la région de Sétif dans le climagramme d'Emberger.

## 2.3 Cadre géologique

### 2.3.1 Relief

Le cadre géologique de Sétif se compose de 3 zones naturelles:

1. Zone montagneuse: elles couvrent 84,43% de la superficie de la wilaya dans sa grande partie, elle est couverte par des sols calcaires ainsi que des alluviaux. Elle se compose de 3 principaux monts; les monts des Babors, les monts des Bibans, et les monts du Hodna,
2. Zone des hautes plaines: se situe au centre de la wilaya, elle couvre une superficie de 3217,19 Km<sup>2</sup> et qui s'élève à des altitudes oscillant entre 900 et 1200 m.
3. La frange semi-aride: se situe au Sud et au Sud-est de la wilaya, la superficie de cette zone est de 460,84 Km<sup>2</sup>. Il s'agit d'une zone basse où l'altitude ne dépasse pas généralement les 900 m, elle se compose de Chotts, les sols sont salins avoisinant les chotts et les sebkhas (fig.34) (Djenba, 2006; Zerroug, 2012 et ANDI, 2013).



**Figure 34:** Présentation du relief de la wilaya de Sétif (Djenba, 2006) adapté par l'auteur.

### 2.3.2 Sol

Selon Karkour (2012), les sols carbonatés caractérisent en grande partie la région de Sétif. Aux zones montagneuses les sols sont calcaires et alluviaux alors que dans les hautes plaines, les sols sont du type calcique, riche en argile et pauvre en humus dans la frange Nord, et deviennent caillouteux dans la frange Sud. Dans les dépressions (chotts) de la région Sud-est, les sols sont caillouteux et salins.

## 2.4 Cadre hydrologique

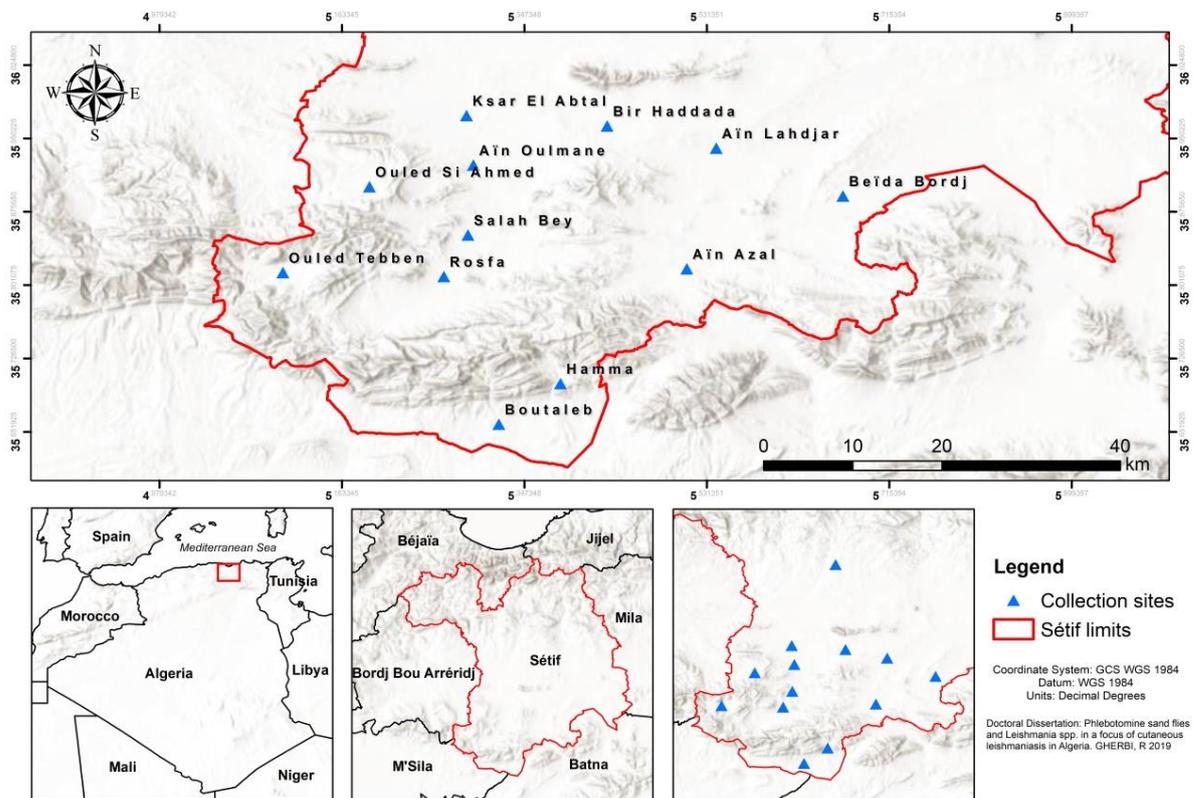
L'inégalité et l'irrégularité des précipitations à Sétif influencent sur les cours d'eau. Ils sont souvent temporaires à écoulement principal sous forme de crues en hivers et sec en été. Les principaux cours d'eau sont: Oued Bousselam, Oued El Kebir, Oued Agrioun, Oued El Kebir, Oued Bou Slah et Oued Rhumel. Les barrages et les retenues collinaires de la région sont alimentés par ces réseaux hydrographiques. Au Sud les cours d'eau drainent les massifs vers des dépressions fermées centrées sur les Chotts (Djenba, 2006 et Zerroug, 2012).

## 2.5 Cadre végétatif

La végétation est contrastée et diversifiée par les altitudes, et la barrière imposée par la direction du relief. On distingue sur les monts des forêts d'Alep, de cèdre, du sapin de Numidie, du cyprès, du chêne vert et chêne-liège. L'arboriculture est dominante dans la zone montagneuse, caractérisée par une forte présence du figuier et de l'olivier. La céréaliculture et des cultures maraîchères caractérisent les hautes plaines. La flore est généralement pauvre dans la zone des dépressions en raison de la qualité saline de ses sols (Djenba, 2006; Barkat, 2014).

## 2.6 Description géographique et situation des communes d'études

Notre présente étude est faite au niveau de la partie Sud de la région de Sétif, la zone d'étude renferme 12 communes, couvrant 25.12% de la superficie totale de la région (fig.35).



**Figure 35:** Situations géographiques des sites de collecte dans la Province de Sétif. (ArcGis, 2017).

### 2.6.1 Communes des zones montagneuses

#### 2.6.1.1 Commune de Boutaleb

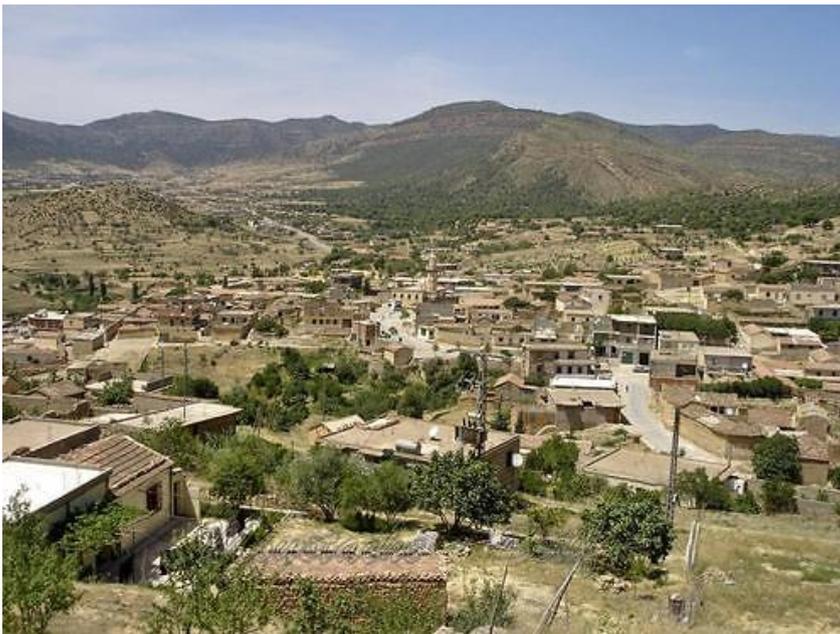
La commune de Boutaleb (fig.36) se situe dans la zone montagneuse, à l'extrême Sud de la région de Sétif, limitrophe avec les wilayas de M'sila au Sud-ouest et de Batna au Sud-est (Seddjar, 2012). Située entre les longitudes 35°, 65', N et 5°,27', E et à une altitude de 903 m (Centre de la commune), elle occupe une superficie de 140.04 Km<sup>2</sup>. La commune est confinée par une chaîne montagneuse composée de: Djbel Boualem, Djbel Terakena, Djbel Derihem Djbel Terichen, Djbel Afnuen, Djbel Bouhellal, et Djbel Draa El Ouaset. Le massif forestier de Boutaleb couvre selon Seddjar (2012) une superficie de 7692 hectares. Aux basses altitudes du Sud de Boutaleb, on trouve des formations herbacées constituées essentiellement par des graminées vivaces et xérophytes en touffes très ouvertes telle que Chih, El Halfa. Sedra est aussi présente dans cette région quant au Defla (*Nerium orleander*) trace les bordures des cours d'eau. Ces dernières sont souvent secs, on cite les plus importants Oued Boutaleb, Oued Meddour, Oued Guenifa, Oued Aissa et Oued Boualem. Les zones habitées de Boutaleb sont: Boutaleb centre, Bni LMai, Gnifa, Harguet, Lahddada, et Mechtet El Aneur. L'activité agricole est arboricole, en raison des terrains très accidentés qui rendent toutes sortes de cultures difficiles voire impossibles. L'élevage est restreint sur des besoins personnels des riverains, il est basé essentiellement sur les ovins.



**Figure 36:** Photo représentant une vue générale sur Boutaleb (Google Earth 10-01-2019).

### 2.6.1.2 Commune d'El Hamma

La commune d'El Hamma (fig.37) est située à une altitude au-delà de 1100 m d'altitude entre les longitudes 35°76' N et 5°37' E. Elle s'étend sur 99.12 Km<sup>2</sup>. Confinée par les montagnes de: Djbel Omar, Djbel Chaalalou, Djbel Terakina Djbel Draa El Ouast, Djbel Ferrasen, El Hamma est aussi le forum des Oueds temporaires de Guergaa, Beni Arous et Oukas. Cette commune se caractérise par la présence d'une station thermique. Le massif forestier couvre d'après Sedjar, (2012) une superficie de 4475 hectares. Il est dominé par les arbres conifères plus ou moins denses. Cette végétation est constituée essentiellement de cédraies, de pinèdes, de peupliers, de chêne vert, de romarin, de lauriers et d'autres arbustes. L'activité agricole est basée essentiellement sur l'arboriculture fruitière, et quelques cultures maraichères destinées à la consommation personnelle des habitants. L'élevage est essentiellement basé sur les caprins et rarement sur des bovins. El Hamma centre, El Hammam, Aadaoua, Bou Hellal et Draa El Mokhtar, représentent les endroits habités de la commune d'El Hamma.



**Figure 37:** Photo représentant une vue générale sur El-Hamma(Google Earth 10-01-2019).

### 2.6.1.3 Commune d'Ouled Tebbane

La commune d'Ouled Tebbane (fig.38) est limitrophe de Bordj Bou Arreridj et de M'sila. Elle se situe dans le bassin d'El Hodna entre les longitudes 35°48'36'' N et 5°44' E et à une altitude allant au-delà de 1100 m. Elle occupe une superficie de 177.8 Km<sup>2</sup>. Il s'agit d'une alternance entre les versants, les collines et les escarpements rocheux: Aegbet El Ma, Agbet El Kef, Aegbet Al Attoche, Aegbet Chouf Djaid, Agbet Rass Tanaar, et Aegbet Safia El Hamra, les deux montagnes les plus connues sont: Djbel Dehane (1307m), et Djbel Louz (1418m). En plus de la présence d'une

## Présentation de la région d'étude

station thermique, la commune d'Ouled Tebbane est caractérisée par la présence de plusieurs sources d'eau: Ain Bouselfane, Ain Guemla, Ain El Gaag, Ain El Baida Ain Mettahra, Ain toulet, Ain Ben Henni, Ain El Merdja. Ouled Tebbane rencontre le croisement d'Oueds temporaires: Ben Cuerghis, Chette El Wast et Oued Chett L'Bba. Les cultures maraichères, et les cultures du tabac caractérisent l'activité agricole. La production animale est basée sur l'élevage bovin et ovin. Ouled Tebbane, Lemtarih, El Fahma, El Hammam, Douar Es Sala, Si Boussaid, El Djediane, El Matroua, Douar Mhattema, Douar Talet, et Si marouane sont les zones peuplées de la commune d'Ouled Tebbane.



**Figure 38:** Photo représentant une vue générale sur Ouled Tebbane (Google Earth 10-01-2020).

### 2.6.1.4 Commune de Rasfa

La commune de Rasfa (fig.39) est située au Sud de Saleh-Bey, à une altitude au-delà de 1000 m et entre les longitudes 35°47'N et 5°19', E. Elle s'étend sur une superficie de 177.8 km<sup>2</sup>. Il s'agit d'une vallée située entre Djbel Kef Ben Araar (1410m) et Mechtat Ahmed Ben Lakhdar (Massif Ouled Tebbane) et Djbel Gmemza ainsi que Djbel Boukhadir (massif de Boutaleb). La commune de Rasfa connaît un croisement de plusieurs cours d'eau temporaires: Chett Ediab, Oued Eroumi, Oued Diaba, El Oued el Faregh et Oued el Rasfa. La commune est connue pour les grandes cultures de Tabac, auxquelles s'ajoutent les cultures maraichères et de ciliatures mais avec moins de densité. L'élevage est diversifié entre ovins, bovin et caprin. Rasfa, Douar Rasfa, Mechtat

## Présentation de la région d'étude

El Guemamza, Mechtat Ouled Guenna, mechtet El Mhamil, Mechtet El Regaeg, Douar El Medkour, Ras Isly sont les régions les plus peuplées de la commune de Rasfa.



**Figure 39:** Photo représentant l'entrée Nord de Rasfa (Google Earth 10-01-2020).

### 2.6.1.5 Commune d'Ouled Si Ahmed

La commune d'Ouled Si Ahmed (fig.40) est située au Sud-ouest de Ain Oulmen, entre les longitudes 35°54' N et 5°11' E à une altitude au-delà de 1000m. Sa superficie est de 102.85 Km<sup>2</sup>. Cette commune se trouve au centre des montagnes de: Djbel Soumaa (1168m), Djbel Osmane (1136m), Djbel Gouraien (1254m) et Djbel Legdeh (1021m). Oued Ayad traverse l'ensemble d'Ouled Si Ahmed. La couverture végétale est dominée par les arbres conifères au niveau des montagnes Soumaa et Gouraien. L'activité agricole est presque inexistante en raison du terrain très accidenté de la commune. L'élevage est basée essentiellement sur les ovins. Au niveau d'Ouled Si Ahmed se trouve une décharge publique, pas très loin de l'agglomération, de Ouled Si Ahmed centre. A cette dernière s'ajoute Mechtat Lebnaia, Douar El Hammar et Mechtat Ouled Si Ahmed, représentant les zones peuplées de la commune d'Ouled Si Ahmed.



**Figure 40:** Photo représentant une vue générale sur Ouled Si Ahmed (Google Earth 10-01-2020).

### 2.6.2 Communes des hautes plaines

#### 2.6.2.1 Commune de Saleh-Bey

La commune de Saleh-Bey (fig.41) est située au Sud d'Ain Oulmen, à une altitude de 978 m et entre les longitudes 35°49'59''N et 5°15'E. Elle s'étend sur une superficie de 142 Km<sup>2</sup>. Il s'agit d'un bassin agricole au cœur d'un amphithéâtre des montagnes de Djbel Khonnaga, Djbel Messaoud (1100m), et Djbel Gouraine (1214m). Les cours d'eau les plus connus dans la région sont Oued El Bhaira, Oued El Maadouma, et Oued Hadda avec la présence de Sebkhet Behaier. Elle joue un rôle important aussi bien dans la céréaliculture et la production sous serres que dans l'activité d'élevage ovin et bovin (Houra, 2018). Saleh-Bey centre, Douar Ain Lhamra, Village Chouiette, Mechtat Tizent, Douar El Mhamil, Mechtat Ouled Bouslama et Mechtat El Bhaira sont les zones peuplées de Saleh-Bey.



**Figure 41:** Photo représentant une vue générale sur Saleh-Bey (Google Earth 10-01-2020).

### 2.6.2.2 Commune d'Ain Oulmen

La commune d'Ain Oulmen (fig.42) est située à 30 Km au Sud-ouest de Sétif, entre les longitudes de 35°54' N et 5°17' E et à 933m d'altitude. Il s'agit d'une plaine fertile qui s'étend sur 171.08 Km<sup>2</sup>, son relief est plat avec quelques montagnes: Djbel Baadache (1128m), Kef Ghar El Ghoul (1038m), Djbel Osmane (1100m), Kef Ennmer (1150m). A l'Est d'Ain Oulmen s'étend un grand Oued nommé Oued Chatte el Mellah, auquel s'ajoute Oued Ech Chatte, quant au côté Ouest d'Ain Oulmen est traversé par Oued Orma, avec la création d'une retenue d'eau qui dérive de la station d'épuration d'eau, ce qui augmente en quelque sorte l'humidité. Aïn Oulmene est une région à vocation agricole, centrée sur les cultures des céréales et des légumes et la culture du tabac. L'élevage est diversifié entre du bétail et de la volaille. Ain Oulmen représente la plus grande agglomération du Sud de Sétif.



**Figure 42:** Photo représentant une vue générale sur Ain Oulmen (kanouni, 2018).

### 2.6.2.3 Commune de Ksar El Abtal

La commune de Ksar El Abtal (fig.43) est située au Sud-est d'Ain Oulmen, entre les longitudes 35°58' N et 5°17' E à une altitude 898 m. Son relief est plat et elle s'étend sur 118.4 Km<sup>2</sup>. Elle est limitée au Nord par Sebkhet Melloul et Sebkhet Guergour El Amri d'où dérivent plusieurs cours d'eau: Ain Ftarcha, Oued Chette Ben Said, Ain Barbesse, Ain Ben Douda. L'humidité apportée par ce réseau hydrologique reflète l'importance de l'activité agricole, qui est basée sur les vastes champs de céréales, de cultures maraichère et de production sous serres. L'élevage est basé en gros sur le bétail et plus précisément les ovins. Douar El Kharba, Douar Barbesse et Ksar El Abtal centre représentent les agglomérations de la commune.



**Figure 43:** Photo satellitaire représentant une vue du Ciel de Ksar El Abtal  
(Google earth; 10-01-2020)

### 2.6.2.4 Commune de Bir Haddada

La commune de Bir Haddada (fig.44) est située à l'Est de Ksar El Abtel et à l'Ouest de Ain Lahdjar entre les longitudes 35°55' N et 5°25'E et à une altitude de 935m. Sa superficie est de 114.04 Km<sup>2</sup>. Elle est limitée du côté Ouest par une montagne large Djbel Youcef (1108m) et du côté Sud-ouest par Djbel Sekrine (1455m). Bir Haddada est un forum de sources d'eau temporaires: Oued Mdareg Narou, Oued chett sid al Afi, Oued chett Torki, Oued Chett Chlam Oued Chett Ben Djeddou, Oued chett Goumach. L'activité agricole a connu un développement au cours des dernières années sur tout au niveau de la production en serre des légumes. Bir Haddada Connais une diversité dans l'élevage basé sur les ovins, bovins, caprins et volailles. Ouled Sbaae, Ouled Setta, Ouled Si Ahmed, Mechtett Guendouz, Ouled Oussayef, Mechtates Sbaate, Douar Ouled H'mida, Mechtate Ahmed Ben Sghir, Chouaoura et Bir Haddada centre représentent les agglomérations de la commune de Bir Haddada.



**Figure 44:** Photo représentant une vue générale sur Bir Haddada (Google Earth, 10-01-2020).

### 2.6.2.5 Commune d'Ain Azel

La commune d'Ain Azel (fig.45) est située entre les longitudes 35°85' N et 5°55' E et à une altitude de 969m, au Nord-est et Sud-est elle est limitrophe de la wilaya de Batna où existent de nombreux escarpements rocheux elle couvre une superficie de 235.95 Km<sup>2</sup>. A l'Ouest de la commune se trouve des montagnes du massif de Boutaleb: Djbel Tibesbest (1354m) et Djbel Laagueb (1258m) et au Sud-est on trouve Djbel Graouaou (1125m) Djbel Gouzih (1251m) et Djbel Manchar (1228). Dans ce dernier se trouve Une mine de Zinc. Selon Sedjar, (2012) le massif forestier de Boutaleb est formé d'arbres conifères couvrant 4656 hectares d'Ain Azel. En dehors de l'agglomération du centre de la commune, existent de multiples cours d'eau temporaires: Oued El Hassi, Ain Hassi Amer, Chaabate Zitouna, Oued El Ma, Ain Loudhou, Ain Lkarma, et Oued Boussouar. L'activité agricole varie selon les divers pôles de la commune, on trouve au Nord les cultures de céréales et au Nord-est et le Sud les cultures maraichères sous serres et au Sud-est, on trouve les forêts d'olivier. Ain Azel Centre, Mechtat El Hargaouet, Douar Lahssana et Mechtat El Hamra sont les zones peuplées de la commune.



**Figure 45:** Photo satellitaire représentant une vue du ciel de la commune de Ain-Azel (Google Earth, 10/01/2020).

### 2.6.3 Communes de la zone de dépression

#### 2.6.3.1 Commune d'Ain Lahdjar

La commune d'Ain Lahdjar (fig.46) se situe au Sud-est de Sétif dans la zone de dépression, entre les longitudes 35° 56' N, 5° 32' E, et à une altitude de 954 m. Occupant une superficie de 224.64 Km<sup>2</sup>, elle se caractérise par la présence de Sebket El Hamiet qui couvre une grande partie de sa superficie totale, et donne à son climat une certaine humidité. De cette sebkha dérive la majorité des cours d'eau temporaires: chate machtet Lagtout, Ain Soltane, Oued sid Al Afi, et Oued Etayeb. Son relief est plat en général avec la présence de certains escarpements rocheux au niveau de l'Ouest de la commune. Au Sud-ouest de la commune se trouve une petite forêt d'arbres conifères. L'activité agricole est dans les zones éloignées de la Sebka et se base essentiellement sur les céréales. La commune connaît actuellement une introduction importante de serres destinées aux cultures maraichères. Mechtat Lemgarcha, Ouled Sid Lafi, Zouatna, Ouled Barouche et Ain Lahdjar centre représentent les zones habitées de la commune.



**Figure 46:** Photo représentant une vue générale sur Ain Lahdjar (Google Earth, 10-01-2020).

#### 2.5.3.2 Commune de Beidhda Bordj

La commune de Beidhda Bordj (fig.47) est située à l'Est de Ain Azel et au Sud-ouest de Ain Lahdjar entre les longitudes 35° 53' N et 5° 39' E et à une altitude 868m. Sa superficie est de 145.97 Km<sup>2</sup>. Elle est entourée du côté Est par Sebkhate Ouled Abbès et du Sud-ouest par Sebkhete El Feran. Le relief est plat en général avec la présence de Djbel Tella (1047m) et Djbel Kalaoune (1135m) au Nord et des escarpements Rocheux, au Sud-ouest Draae Tkhanchab (1287 m). La majorité des cours d'eau dérivent des Sebkhètes et sont temporaires: Oued Chate Laaoualma, Oued Ben Louaz, Oued Ladjmal, Oued Al Kharba, Ain Taoussert, Oued Laghdir, Oued Yamane, et Chaabate Boudjouraf. La flore est faible dans les zones proches des Sebkhètes. Par contre, il existe dans les endroits plus loin une activité agricole basée essentiellement sur les cultures maraichères.



**Figure 47 :** Photo représentant l'entrée Ouest de Baida Bordj (Google Earth, 10-01-2020).

## **Chapitre 3: Matériels et Méthodes**

### **3.1 Choix et description des stations d'étude**

Les stations d'étude sont choisies principalement en tenant compte des enquêtes sociologiques effectuées auprès des services de la santé (DSP) concernant les nouvelles zones d'émergence de la leishmaniose cutanée, et par la suite le choix des stations est fait selon leur situation bioclimatique, étant des biotopes propices au développement des phlébotomes, selon leur localité vis-à-vis le relief, leur accessibilité (sécurité), les degrés d'urbanisation et la viabilité de la population pour la collaboration.

Pour effectuer cette recherche, on a choisi 20 stations. Ces stations ont fait l'objet de visites régulières, elles sont réparties sur 12 communes, toutes situées dans la zone méridionale de la wilaya, incluant essentiellement des étables avec de divers élevages (Bovins, Ovins, caprins, équidés, volaille et même des élevages mixtes), une station d'épuration d'eau, une décharge publique des déchets, des forêts, une décharge des eaux usées, des végétaux divers, des terriers abandonnés des rongeurs et des maisons abandonnées (tab.3). Quelques stations sont omises au cours de la deuxième saison d'échantillonnage, en raison de l'absence des phlébotomes et du pouvoir d'accessibilité.

La localisation GPS ainsi que les altitudes sont prises par l'application "GPS coordinates" sur smart phone et confirmées par Google Earth

**Tableau 3:** Description des sites de collections de phlébotomes à la région de Setif.

Commune	Station	Type	localistion coordonnées GPS)	Altitude (m)	Description
<b>Boutaleb (A)</b>	Lahddada (1)	Rurale	35°39'49.7"N 5°16'52.1"E	826	Etable d'ovins, de bovins et de caprins
	Bni Lmai (2)		35°42'26.6"N 5°19'03.3"E	1455	Etable d'ovins et d'équidés
	Boutaleb (3)		35°41'29.1"N 5°14'51.4"E	792	Etable mixte (volaille, bovins, ovins)
<b>Hamma (B)</b>	Lhammam (1)	Rurale	35°43'25.1"N 5°22'06.7"E	1130	Etable de caprins
	Aadaoua (2)		35°40'48.8"N 5°22'08.9"E	854	Décharge d'eau usée
<b>Ouled Tebbane (C)</b>	Lemtarih (1)	Rurale	35°46'52.1"N 5°06'25.5"E	1112	Elevage bovins
	Djbel Dahane (2)		35°47'37.4"N 5°05'21.5"E	1108	Etable mixte (lapin, volaille, bovins, ovins)
<b>Rasfa (D)</b>	Rasfa (1)	Rurale	35°46'47.1"N 5°14'49.4"E	1018	Elevage ovins
<b>Ouled Sid Ahmed (E)</b>	Djbel Osmane (1)	Rurale	35°53'48.9"N 5°12'53.3"E	1259	Elevage mixte (bovin, ovin, volaille)
					Décharge domestique publique, absence d'humains
<b>Saleh Bey (F)</b>	Chouiette (1)	Urbaine	35°50'01.6"N 5°16'55.6"E	976	Etable mixte (volaille, bovins, ovins)
<b>Ain Oulmen (G)</b>	Ain Oulmen (1)	Urbaine	35°56'05.8"N 5°18'30.6"E	948	Etable de bovins
	Djbel Baadache (1)		35°54'05.5"N 5°20'44.0"E	1122	Etable d'ovins
<b>Ksar El Abtal (H)</b>	Zmala (1)	Peri-urbaine	35°58'28.8"N 5°15'26.9"E	758	Etable mixte (bovins, ovins)
<b>Bir Haddada (I)</b>	Bir haddada (1)	Peri-urbaine	35°58'09.1"N 5°29'42.6"E	930	Etable de caprins
	Chouaoura (2)	Peri-urbaine	35°57'42.8"N 5°26'37.2"E	932	Maison abandonnée
<b>Ain Azel (J)</b>	Ain Azel (1)	Peri-urbaine	35°50'07.2"N 5°31'35.6"E	925	Etable de bovins
<b>Ain Lahdjar (K)</b>	Ain Lahdjar (1)	Rurale	36°00'01.8"N 5°33'44.5"E	936	Etable de bovins
	Ain Lahdjar Foret (2)		35°57'08.1"N 5°32'13.4"E	934	Forêt conifère, absence totale des humains
<b>Baida Bordj (L)</b>	Baida Bordj (1)	Rurale	35°53'44.7"N 5°42'09.9"E	862	Etable de bovins

	Zraya (2)		35°39'49.7"N 5°16'52.1"E	864	Elevage de volaille
--	-----------	--	-----------------------------	-----	---------------------

### 3.1.2.1 Sites

#### d'échantillonnage de la zone montagneuse

##### 3.1.2.1.1 Commune de Boutaleb

###### 3.1.2.1.1.1 Localité de Lahddada

Site (A1): situé au Sud-ouest de Boutaleb, localisé à 35°39'49.7"N et 5°16'52.1"E et à une altitude de 826 m. Ce site représente plusieurs étables voisines, d'élevages ovins, bovins et caprins, elles sont construites à base de pierre et d'argile, les toitures sont basses, faites en taule, les ouvertures d'aération sont petites et pas suffisantes (fig.48). Ces étables sont entourées essentiellement d'arbres de raisin (*Vitis vinifera*) et de figuiers (*Ficus carica*), en plus des plantes sauvages: *Artemisia herba alba*, *Matricaria chamomilla* L, *Onopordum macracanthum schousb*, *Scolymus hispanicus* L, *Centaurea calcitrapa* L, *Aegilops triuncialis* L.



**Figure 48:** Photo représentant une étable d'élevage ovin (photo personnelle).

###### 3.1.2.1.1.2 Localité de Bni Lmai

Site (A2): situé au Sud-est de Boutaleb, localisé à 35°42'26.6"N et 5°19'03.3"E et une altitude de 1455m. Ce site est représenté par une étable d'élevage équidé (fig.49), dont la construction est moderne, voisine d'une habitation, entourée d'arbres fruitiers olivier (*Olea europea*), grenadier (*Punica granatum*), poirier (*Pyrus communis*) et de quelques plantes sauvages; *Scolymus hispanicus* L, *Aegilops triuncialis* L, *Avena sativa*, *Centaurea calcitrapa* L, *Onopordum macracanthum schousb*, *Paronychia argentea* Lam, *Marrubium vulgare* L.



**Figure 49:** Photo représentant une étable d'élevage équidé (photo personnelle).

#### 3.1.2.1.1.3 Localité de Boutaleb

(A3): situé au Sud de Boutaleb, localisé à 35°41'29.1"N et 5°14'51.4"E et à une altitude de 792m. Ce site représente une étable d'élevage bovin, ovin et de volaille, la construction est moderne, les toitures sont basses en taule, les ouvertures d'aération sont suffisantes (fig.50). Cette étable est fréquentée par beaucoup de chiens errants, elle est entourée essentiellement de figiers (*Ficus carica*), en plus des plantes sauvages: *Artemisia herba alba*, *Matricaria chamomilla L*, *Onopordum macracanthum schousb*, *Scolymus hispanicus L*, *Centaurea calcitrapa L*, *Aegilops triuncialis L*.



**Figure 50:** Photo représentant une étable d'élevage mixte (photo personnelle).

### 3.1.2.1.2 Commune d'El Hamma

#### 3.1.2.1.2.1 Localité de Lhammam

Site (B1): situé au Nord-est de d'El Hamma à  $35^{\circ}43'25.1''\text{N}$   $5^{\circ}22'06.7''\text{E}$  et à une altitude de 1130 m, ce site est une étable d'élevage caprin, voisine d'habitations (fig.51), il s'agit d'une ancienne construction en pierres avec des toitures en taule, contenant de grandes quantités d'humus animalier et proche de source minérale volcanique. Cette étable est entourée d'arbres conifères en particulier *Juniperus foetidissima*, d'arbres fruitiers *Punica granatum* (grenadier), *Ficus carica* (figuier), et de plantes sauvages tel que *Artemisia herba alba*, *Matricaria chamomilla*, *Scolymus hispanicus*, et *Onopordum macracanthum schousb.*



**Figure 51:** Photos représentant une étable d'élevage caprin et les habitations qui l'entourent (photos personnelles).

#### 3.1.2.1.2.2 Localité Aadaoua

Site (B2): ce site est localisé à l'Est d'El Hamma à  $35^{\circ}40'48.8''\text{N}$  et  $5^{\circ}22'08.9''\text{E}$  et à une altitude de 854 m, il représente une décharge des eaux usées (fig.52).



**Figure 52:** Photos représentant une décharge des eaux usées (photos personnelles).

### 3.1.2.1.3 Commune d'Ouled Tebbane

#### 3.1.2.1.3.1 Localité Lemtarih

Site (C1): localisé au Sud-ouest d'Ouled Tebbane, à  $35^{\circ}46'52.1''N$ , et  $5^{\circ}06'25.5''E$  et à une altitude de 1112 m. Il s'agit d'une étable d'élevage bovin (fig.53), dont la construction est faite de parpaing et la toiture en taule. L'étable est voisine de plusieurs habitations, entourée de champs de blé et un petit potage de tomate.



**Figure 53:** Photo représentant une étable d'élevage bovin (photo personnelle).

### 3.1.2.1.3.2 Localité de Djbel Dehane

Site (C2): localisé au Nord-ouest d'Ouled Tebbane, à  $35^{\circ}47'37.4''\text{N}$   $5^{\circ}05'21.5''\text{E}$  et à une altitude de 1108 m. Il s'agit d'une étable d'élevage mixte lapins, volailles, et bovins (fig.54). Elle est entourée de champs de culture maraichère et est voisine d'un dépôt de paille et d'habitations.



**Figure 54:** Photo représentant une étable d'élevage mixte (photo originale).

### 3.1.2.1.4 Commune de Rasfa

Site (D): localisé au Sud-est de Rasfa à  $35^{\circ}47'\text{N}$  et à  $5^{\circ}19'\text{E}$  et à une altitude 1018 m. Il s'agit d'une étable d'élevage ovin (fig.55), entourée d'habitations, et de champs de culture de tabac.



**Figure 55:** Photo représentant une étable d'élevage ovin (photo personnelle).

**3.1.2.1.3.5 Commune Ouled Sid Ahmed**

**3.1.2.1.3.5.1 Localité de Djbel Osmane**

Site (E1): décharge publique de déchets située à 35°53'48.9"N 5°12'53.3"E à Djbel Osmane à une altitude de 1259 m. Elle est entourée d'arbres conifères (fig.56).



**Figure 56:** Photo représentant la décharge publique (photo personnelle).

**3.1.2.2 Sites d'échantillonnage de la zone des hautes plaines**

**3.1.2.2.1 Commune de Saleh Bey**

**3.1.2.2.1.1 Localité Chouiette**

Site (F): localisé au Sud de Saleh Bey à 35°50'01.6"N et 5°16'55.6"E et à une altitude 976 m. Ce site représente une ancienne étable d'élevage mixte, ovins, bovins, caprin, volaille (fig.57), l'étable est entourée de champs de blé et près d'un château d'eau.



**Figure 57:** Photo représentant une étable d'élevage mixte (photo personnelle).

### 3.1.2.2.2 Commune d'Ain Oulmen

#### 3.1.2.2.2.1 Site Ain Oulmen

Site (G1): station d'épuration des eaux usées (fig.58), situé à 35°56'05.8"N et 5°18'30.6"E et une altitude de 948 m.



**Figure 58:** Photo représentant une station d'épuration d'eau (photo personnelle).

#### 3.1.2.2.2.2 Localité de Djebel Baadache

Site (G2): étable d'élevage ovin (fig.59), située à 35°54'05.5"N et 5°20'44.0"E et 1122 m d'altitude près de Djebel Baadache entourée d'arbres, de cultures maraichères, et de champs de blé. L'étable est faite de briques et de toiture en taule avec assez d'ouvertures.

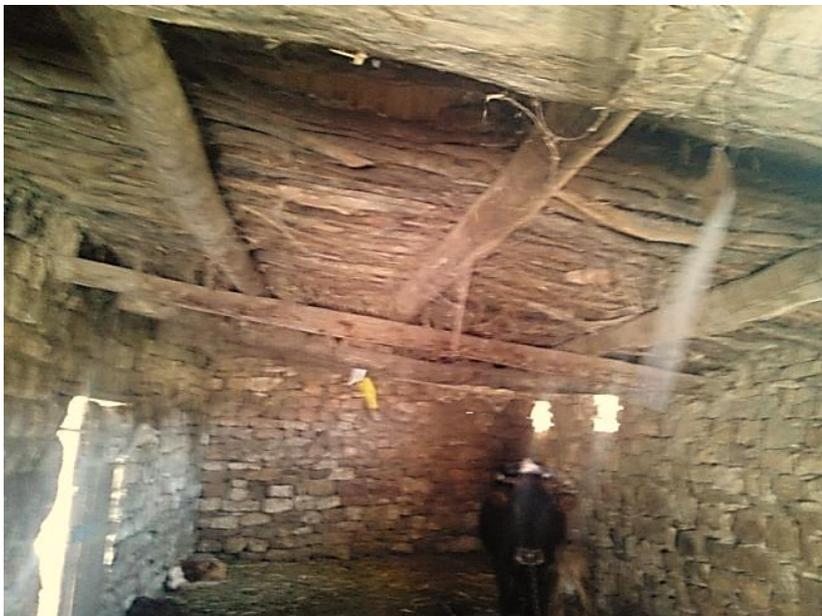


**Figure 59:** Photo représentant une étable d'élevage ovin (photo personnelle).

### 3.1.2.2.3 Commune de Ksar El Abtal

#### 3.1.2.2.3.1 Localité de Zmala

Site (H): localisé au Sud-est de la commune de Ksar El Abtal à  $35^{\circ}58'28.8''\text{N}$  et  $5^{\circ}15'26.9''\text{E}$  et à une altitude de 758 m. Ce site est représenté par une ancienne étable d'élevage bovin, construite en pierre et dont le toit est en bois et en taule (fig.60). Cette étable est voisine des habitations.



**Figure 60:** Photo représentant une étable d'élevage bovin (photo personnelle).

### 3.1.2.2.4 Commune de Bir Haddada

#### 3.1.2.2.4.1 Localité Bir Haddada

Site (I1): localisé au Sud de la commune de Bir Haddada, à  $35^{\circ}58'09.1''\text{N}$  et  $5^{\circ}29'42.6''\text{E}$  et à une altitude de 930 m. Il s'agit d'une ancienne étable d'élevage essentiellement caprin accordée avec une habitation (fig.61), construite de pierre et d'argile avec une toiture en bois. Cette étable est entourée de champs de blé et de figuiers.



**Figure 61:** Photo représentant une étable d'élevage caprin (photo personnelle).

#### 3.1.2.2.4.2 Localité Chouaoura

Site (I2): localisé au Sud-est de la commune de Bir Haddada (fig.62), à  $35^{\circ}57'42.8''\text{N}$  et  $5^{\circ}26'37.2''\text{E}$  et à une altitude de 932 m. Maison abandonnée de construction ancienne, entouré d'habitations, et de champs de blé.



**Figure 62:** Photo représentant une maison abandonnée (photo personnelle).

**3.1.2.2.5 Commune Ain Azel**

Site (J): localisé à l'Est de la commune d'Ain Azel à  $35^{\circ}50'07.2''N$  et  $5^{\circ}31'35.6''E$  et à une altitude de 925 m. Ce site représente une étable d'élevage bovin, c'est une construction coloniale en pierres et le toit est en taule, niche de cigogne blanche, entourée de cultures de seigle (fig.63).



**Figure 63:** Photo représentant une étable d'élevage bovin (photo personnelle).

**3.1.2.3. Sites d'échantillonnage de la zone de la dépression**

**3.1.2.3.1 Commune Ain Lahdjar**

Site(K1): localisé au nord de la commune d'Ain Lahdjar,  $36^{\circ}00'01.8''N$  et  $5^{\circ}33'44.5''E$  et à une altitude 936 m. Ce site représente une ferme pilote d'élevage bovin et de production laitière (fig.64), entourée de champs de blé dur.



**Figure 64:** Photo représentant ferme pilote d'élevage bovin (photo personnelle).

Site (K2): situé au Sud-ouest de la commune de Ain lahdjar, ce site est localisé à 35°57'08.1"N et 5°32'13.4"E et à une altitude de 934 m. Ce site représente une petite forêt d'arbres conifère (fig.65) prête de l'agglomération.



**Figure 65 :** Photo représentant une forêt d'arbres conifères (photo personnelle).

### 3.1.2.3.1.2 Commune de Baida-Bordj

#### 3.1.2.3.1.2.1 Localité de Baida Bordj

Site (L1): situé au Nord de la commune de Baida Bordj, ce site est localisé à 35°53'44.7"N 5°42'09.9"E et à une altitude 862 m. Il s'agit d'une étable d'élevage bovin (fig.66), située au centre des habitations, et de culture maraichère.



**Figure 66:** Photo représentant une étable d'élevage bovin (photo personnelle).

### 3.1.2.3.1.2.2 Localité de Zraya

Site (L2): situé au Sud de la commune de Baida Bordj, à 35°48'30.1"N et 5°40'58.1"E et à une altitude 864 m. Il s'agit d'un élevage de volailles (fig.67) située au centre de champs de blé, et de culture maraichère.



**Figure 67:** Photo représentant une élevage de volaille (photo personnelle).

### 3.2 Inventaire entomologique des phlébotomes

Une enquête entomologique est nécessaire pour circonscrire les foyers de transmission, d'évaluer le potentiel du risque de transmission, enrichir les connaissances d'une part sur la biosystématique et ainsi les variations intra et interspécifique des populations de ces vecteurs et d'autre part sur leur distribution spatio-temporelle.

#### 3.2.1 Méthodes appliquées sur Terrain

L'échantillonnage s'est effectué sur une période de deux ans allant de 2016 jusqu'à 2017. Les deux campagnes d'échantillonnage sont réalisées durant la période d'émergence des phlébotomes à savoir de du mois de Mars au mois de Novembre.

Afin de disposer d'un matériel biologique représentatif et exploitable, de diverses méthodes de piégeages sont employées pour la capture des phlébotomes.

##### 3.2.1.1 Pièges adhésifs

Les pièges adhésifs permettent de récupérer des spécimens morts. C'est une méthode rentable, bien adaptée à l'échantillonnage quantitatif, non sélective. Deux types de pièges sont utilisés pour tester l'efficacité de l'un vis-à-vis de l'autre.

##### 3.2.1.1.1 Piège huileux

Ce type de piège est basé sur les propriétés gluantes et attractives de l'huile de ricin. Cette huile est utilisée pour sa solubilité dans l'alcool, ainsi la facilité de récupération des phlébotomes, et l'odeur de l'huile de ricin n'est pas répulsive pour les phlébotomes. Ce type de piège est manipulable sans difficultés, peut être installé dans tous les milieux et sans doute le mieux adapté à l'inventaire qualitatif et quantitatif des phlébotomes en région méditerranéenne. Cette méthode est utilisée la première fois en U.R.S.S. par Vlasov (1932) et Petrishcheva (1935); et pour la première fois en Algérie, par Parrot & Durand-Delacre (1948 et 1953) (Abonec, 1972), ensuite par plusieurs auteurs tels que Boudrissa *et al.*, (2012). Cette méthode est utilisée également Au Maroc, par Ramaoui *et al.*, (2008), en Italie par Dantas-Tores *et al.*, (2014a), au Maroc par Boussaa *et al.*, (2016), en Espagne par Morillas-Márquez *et al.*, (2017). Cette technique consiste à badigeonner jusqu'à la transparence avec de l'huile de ricin (*Ricinus communis*) purifiée, des papiers blancs (27 cm x 15 cm) et entourées à l'extrémité par du scotch. Les papiers sont ensuite stockés dans un plateau en plastique jusqu'à l'utilisation. Les pièges sont soit introduits dans les interstices de murs en pierres ou en argile sous forme de cornets, soit disposés le long d'itinéraire transect (fig.68). Le nombre des pièges déposés dans chaque station varie selon le biotope et sa surface. Ils

## Matériel et méthodes

sont relevés en moyenne après un maximum de 5 jours de piégeage, et après 2 à 3 jours durant la saison chaude. Les pièges récupérés sont regroupés par station dans des cartons. La récupération des phlébotomes à partir des pièges est effectuée le plus rapidement possible, dans la même journée pour éviter la détérioration des spécimens. Au total, 651 pièges sont récupérés sur l'ensemble des 675 déposés lors de cette campagne d'échantillonnage.



**Figure 68:** Photos représentant (A) les pièges huileux installés dans un arbre, (B) introduit dans les interstices de murs (photos personnelles).

### 3.2.1.1.2 Piège gluant

Une nouvelle méthode de piégeage est utilisée et qui est testée parallèlement avec le piège huileux. Le piège gluant est un rouleau constitué de matière plastique recyclable avec de la colle des deux côtés. Cette colle est non toxique, résistante à l'eau et elle ne sèche pas, même en climat chaud. Ce type de piège est utilisé pour le monitoring dans de nombreuses cultures abritées et en plein champ. Il peut aussi être appliqué pour créer des barrières physiques aux portes et fenêtres afin de limiter l'entrée des ravageurs volants, ou comme barrières de périmètre autour des serres. Les pièges sont déposés en même temps, aux mêmes endroits, et avec les mêmes dimensions que le piège huileux (27cm x 15cm) (fig.69).

Les pièges sont déposés uniquement sur une ligne discontinue et en position verticale. Au total un ensemble de 106 pièges est récupéré sur l'ensemble des 107 déposés lors de la première saison d'échantillonnage. Cependant cette technique est arrêtée après 6 mois d'échantillonnage; en raison de la difficulté de la récupération des phlébotomes sans les endommager, et d'autre part en raison du manque de fiabilité d'attraction de ces pièges vis-à-vis des pièges huileux.



**Figure 69:** Photos représentant (A) les pièges gluants installés verticalement, (B) dépôt des pièges huileux et gluants ensemble (photos personnelles).

### 3.2.1.2 Piège lumineux (CDC miniature light trap) à lumière normale

Les mouches d'activité nocturne sont souvent attirées par la lumière d'intensité et de couleurs différentes; la reconnaissance précoce de ce comportement a conduit au développement de prototypes de pièges à lumière New Jersey (NJLT) pendant les années 1920 pour la surveillance des moustiques (Hoel *et al.*, 2007). Les pièges lumineux représentent théoriquement un moyen de capture aisément reproductible, normalisable, d'une fiabilité supérieure à celle de l'homme (Coz *et al.*, 1971).

Le piège lumineux est fabriqué selon le dispositif donné par (Boussaa, 2008) avec quelques modifications adaptées avec nos matériaux disponibles, il est constitué de:

- Une partie supérieure, constituée d'un moteur assurant le fonctionnement d'un petit ventilateur destiné à entretenir une aspiration continue de faible intensité. Au-dessus du ventilateur se trouve une petite ampoule de 0,3 ampère (lumière jaune). Le tout est alimenté par un transformateur électrique.
- Une partie inférieure, il s'agit d'un tissu à mailles très serrées dont la partie supérieure vient s'adapter à l'aide d'un élastique à la partie supérieure de la cage (fig.70).



**Figure 70:** Photo représentant le piège lumineux CDC (originale).

Durant les deux saisons d'échantillonnage, les pièges sont placés le soir, à la tombée de la nuit, et retirés le matin. Sur l'ensemble de 41 nuits séparées, les pièges sont installés au niveau des étables où existe une alimentation électrique.

### **3.2.2 Techniques appliquées au laboratoire**

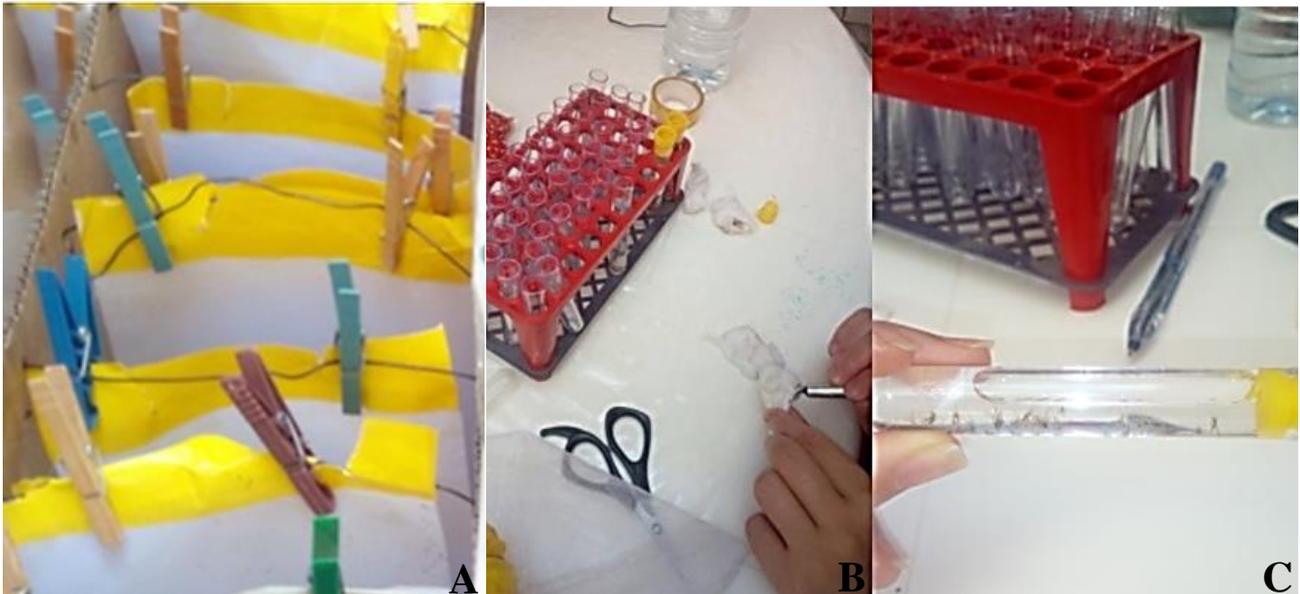
#### 3.2.2.1 Préparation des phlébotomes collectés

##### 3.2.2.1.1 Technique de conservation

Les phlébotomes collectés par les pièges huileux sont d'abord déposés en position verticale, dans des cartons séparément. Les spécimens sont ensuite récupérés par un pinceau (4 à 5 poiles), et enfin immergés dans de l'éthanol à 70%.

Les phlébotomes recueillis avec le piège lumineux sont tout d'abord déposés au congélateur 0°C pendant 20 minutes pour être paralysés, ensuite récupérés par le pinceau, et directement immergés dans de l'éthanol à 90%.

La conservation est faite dans des tubes en verre à bouchon en plastique. Chaque tube est muni d'une étiquette portant la date et le nom de la station de capture, le type de station, et le nombre des phlébotomes piégés (fig.71).



**Figure 71:** Photos représentant (A) récupération des pièges huileux, (B) récupération des phlébotomes, (C) conservation des phlébotomes échantillonnés (photos personnelles).

### 3.2.2.1.2 Eclaircissement et montage

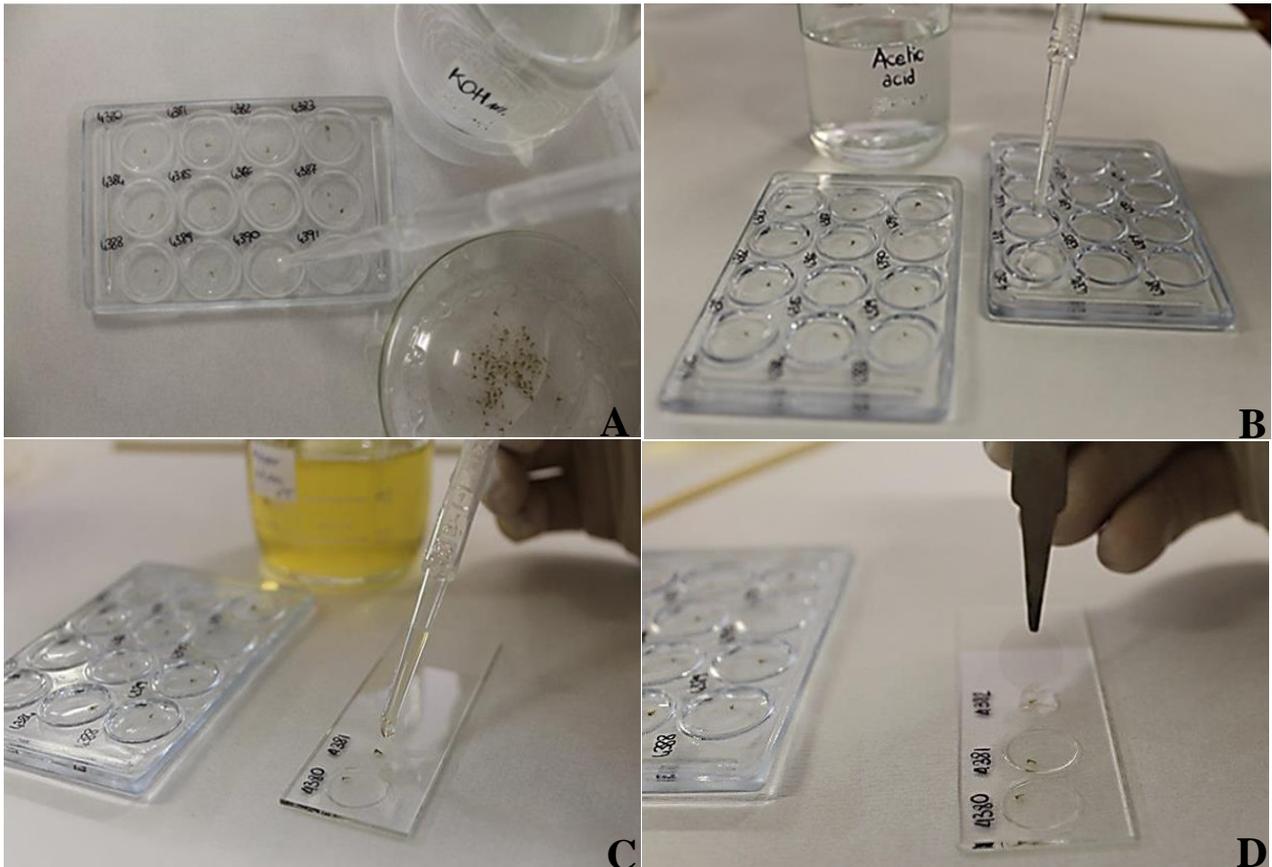
L'éclaircissement et le montage sont faits selon la méthode utilisée par Dantas-Torres *et al.*, (2014a) comme suit:

- Les phlébotomes sont tout d'abord examinés sous la loupe stéréoscopique afin de séparer les mâles des femelles,
- Ensuite, découper à l'aide d'aiguilles entomologiques en 3 parties: la tête, les 3 derniers segments de l'abdomen pour les femelles et le segment limitant la pompe génitale du mâle, le thorax et la partie restante de l'abdomen.
- La partie restante est destinée aux analyses enzymatiques et moléculaires, elle est conservée dans des tubes Eppendorf (1.5 ml) contenant de l'éthanol à 70 %.
- La tête et le genitalia sont clarifiés avec une solution d'hydroxyde de potassium à 10% à température ambiante pendant 2h, ensuite lavées avec de l'eau pendant 1 à 2 minutes, immergés dans une solution aqueuse à 10% d'acide acétique glacial pendant 30 minutes, lavé à nouveau avec de l'eau pendant 30 minutes (fig.72).

## Matériel et méthodes

- Enfin, les deux parties sont montées soigneusement en prenant compte de les mettre en bonne position entre lame et lamelle ronde (diamètre 12 mm) dans le milieu de montage "Hoyer's solution" constitué de:

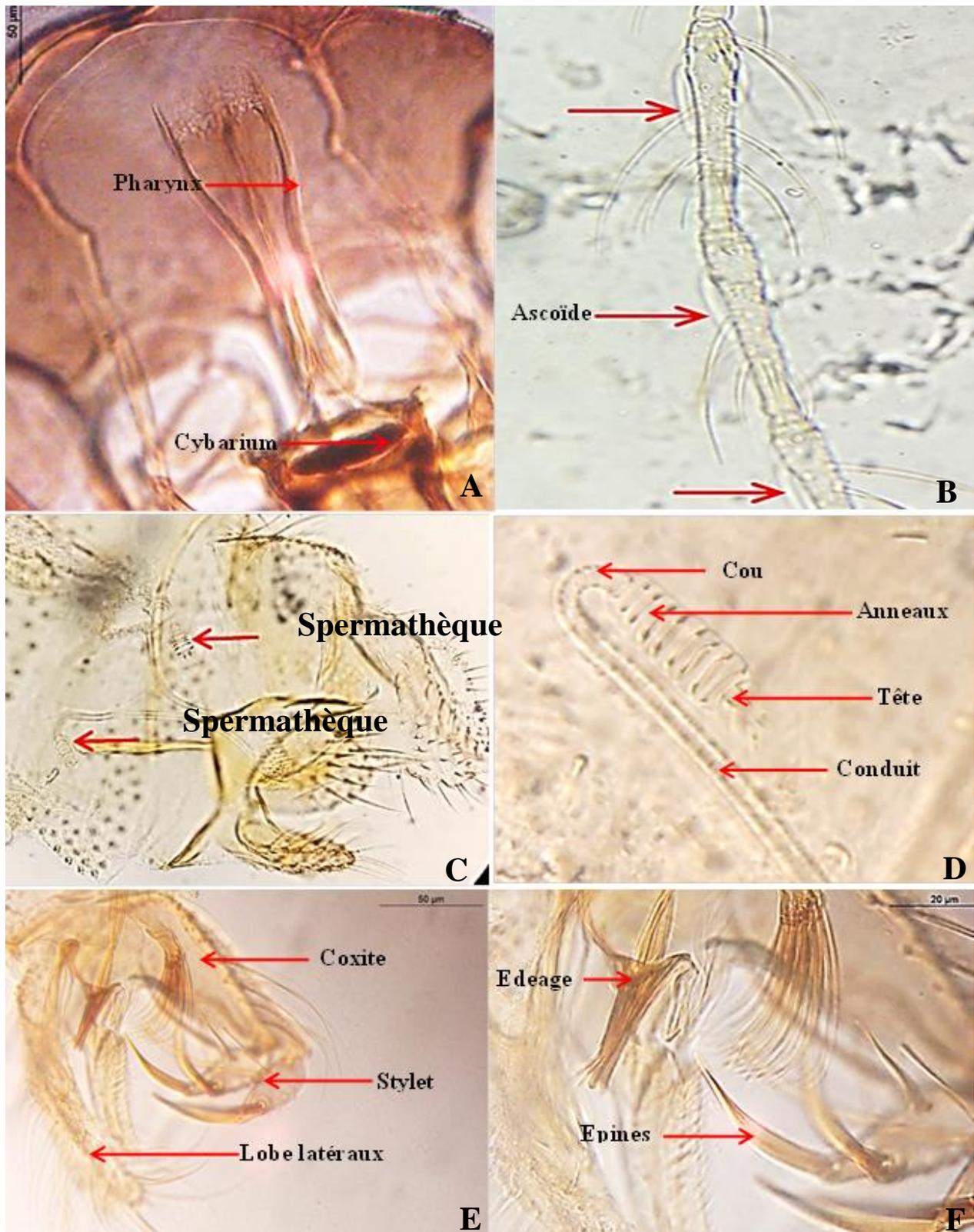
- Eau distillée 50 ml
- Gomme arabique 30 gr
- Hydrate de choral 200 gr
- Glycérine 20 ml



**Figure 72:** Photos représentant (A) éclaircissement à l'hydroxyde de potassium à 10% (B) au acide acétique glacial à 10 % (C) et (D) montage entre lame et lamelle dans l'Hoyer's solution (photos personnelles).

### 3.2.2.1.3 Identification morphologique

L'identification est réalisée en utilisant les clés morphologiques fournies par Abonnec (1972), Dedet *et al.*, (1984), Killick-Kendrick *et al.*, (1991), Romi *et al.*, (1994) et Niang *et al.*, (2004), et Bounamous *et al.*, (2008), basée sur les genitalia mâle et femelle, et sur les pièces buccales (pharynx, le cibarium), et les organes sensoriels de la tête (antennes) (fig.73).



**Figure 73:** Photos représentant (A) pièces buccales, (B) organes sensoriels, (C) et (D) genitalia femelle, (E) et (F) genitalia mâle (photos personnelles).

### 3.3 Analyses moléculaires

#### 3.3.1 Extraction de l'ADN génomique

L'ADN génomique est extrait du thorax, des ailes et de l'abdomen de 840 spécimens femelles et 461 mâles, identifiés morphologiquement préalablement, en utilisant le kit DNeasy Blood and Tissue (Qiagen, GmbH, Hilden, Allemagne) conformément aux instructions du fabricant, comme suit:

Chaque phlébotome est déposé séparément dans un Eppendorf de 1.5 ml, les tissus sont détruits par le passage de -80°C à 100 °C par alternance (10 minutes pour chaque étape pendant 2 fois), 180 µl du Buffer ATL, et juste après 20 µl de Protéinase K sont ajoutés. Le tout est incubé toute une nuit dans un bain-marie à 56°C. Par la suite 200 µl du Buffer AL sont ajoutés pour chaque spécimen, après le réchauffement et l'agitation, 500 µl d'éthanol 70%, 500 µl du Buffer AW1 et 500 µl du Buffer AW2, 50 µl du Buffer AE et 30 µl du Buffer AE sont ajoutés respectivement tout en centrifugeant entre chaque étape. L'ADN génomique récupéré est conservé à -20°C.

#### 3.3.2 Amplification de l'ADN génomique par PCR conventionnelle

##### 3.3.2.1 Amplification de l'ADN génomique des phlébotomes

L'amplification de l'ADN mitochondrial, d'une paire de (~ 900 pb), englobant les gènes terminaux *cytb* et les gènes partiels *nd1*, en utilisant un ensemble d'amorces génétiques

PhleF (5'-AAT AAA TTA GGA GGA GTA ATT GC-3') et PhleR (5'-GCC TCG AWT TCG WTT ATG ATA AAT T-3'); pour des régions chevauchantes d'environ 500 pb chacune. s'est effectuée selon le protocole décrit par (Latrofa *et al.*, 2011) comme suit:

Une première étape qui consiste à la préparation du master mix, constitué de: 2,5 mM de MgCl<sub>2</sub>, 10 mM de Tris-HCl, pH 8,3 et 50 mM de KCl, 250 µM de chaque dNTP, 50 pmol de chaque amorce et 1,25 U d'Ampli Taq Gold.

Dans une seconde étape les fragments d'ADNmt sont amplifiés dans les conditions suivantes:

Chaque réaction consiste en un ADN génomique de 4 µl et 46 µl de mélange PCR en utilisant un thermo-cycleur (Thermocycleur T100™, Bio-Rad).

- Une première étape de la PCR; comprenant: 94 °C pendant 12 minutes (première activation de la polymérase et dénaturation), suivie de 5 cycles de 94 °C pendant 30 secondes (dénaturation); 40°C pendant 30 s et 52°C pendant 1 min (recuit) pour le premier et deuxième fragment, respectivement, et une extension à 72°C pendant 1 min.

- Une deuxième étape de la PCR; comprenant: 30 cycles avec les mêmes conditions, mais avec 44° C pendant 30 s et 54 °C pendant 1 min (recuit) pour le premier et deuxième fragment respectivement, et une extension finale à 72 ° C pendant 10 min.

### 3.3.2.2 Amplification de l'ADN génomique des leishmanies

Pour tester la positivité des phlébotomes femelles vis-à-vis de la présence des leishmanies ainsi que l'identification moléculaire des espèces parasitaires. L'amplification de l'ADN ribosomal, d'une paire de (~500 pb) de la région ITS2, en utilisant un ensemble d'amorces génétiques LGITSF2 (5'-GCATGCCATATTCTCAGTGTC-3') et LGITSR2 (5'-GGCCAACGCGAAGTTGAATTC-3') est faite selon le protocole établi par (de Almeida *et al.*, 2011) comme suit:

- Une première étape qui consiste à la préparation du master mix, constitué de: 2,5 mM de MgCl<sub>2</sub>, 10 mM de Tris-HCl, pH 8,3 et 50 mM de KCl, 250 µM de chaque dNTP, 50 pmol de chaque amorce et 1,25 U d'Ampli Taq Gold.
- Dans une seconde étape les fragments d'ADNr sont amplifiés dans les conditions suivantes: chaque réaction consistait en un ADN génomique de 4 µl et 46 µl de mélange PCR en utilisant un thermocycleur (Thermocycleur T100™, Bio-Rad).
- La PCR est réalisée à 95 °C pendant 10 minutes (première activation de la polymérase et la dénaturation), suivie de 35 cycles à 95°C pendant 30°C (dénaturation), 62-64 °C (recuit) pendant 30 sec et 72°C pendant 5 min (extension) suivis d'une extension finale à 12 °C pendant 10 min.

### 3.3.3 Electrophorèse sur gel d'agarose

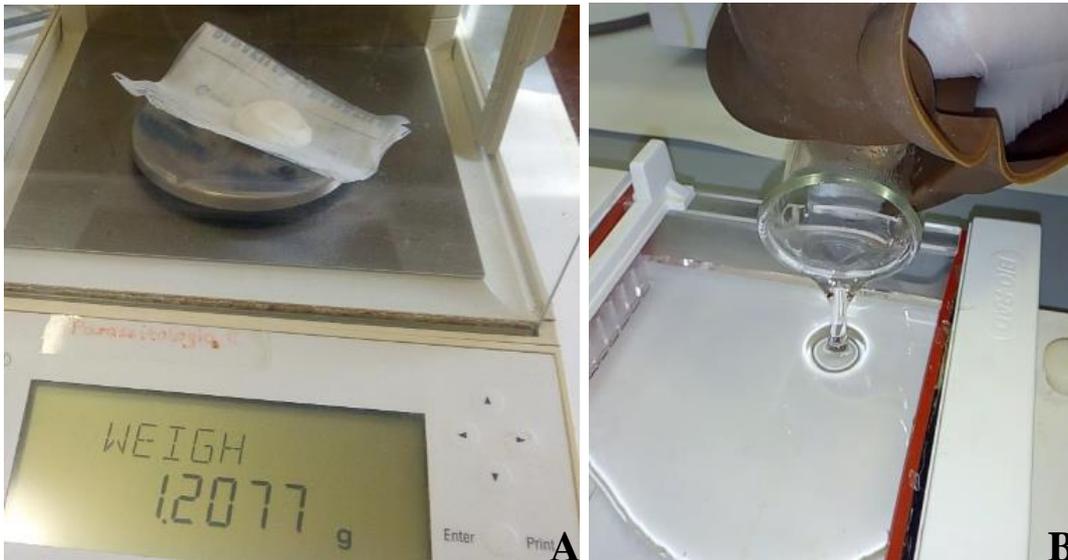
#### 3.3.3.1 Préparation du gel d'agarose 2%

Pour la préparation du gel; 2 g d'agarose et 100 ml de tampon TAE sont mélangés, fondus et homogénéisés, ensuite 5 µl du red gel 1/10000 ml est ajouté à la fin de la réaction (fig.74).

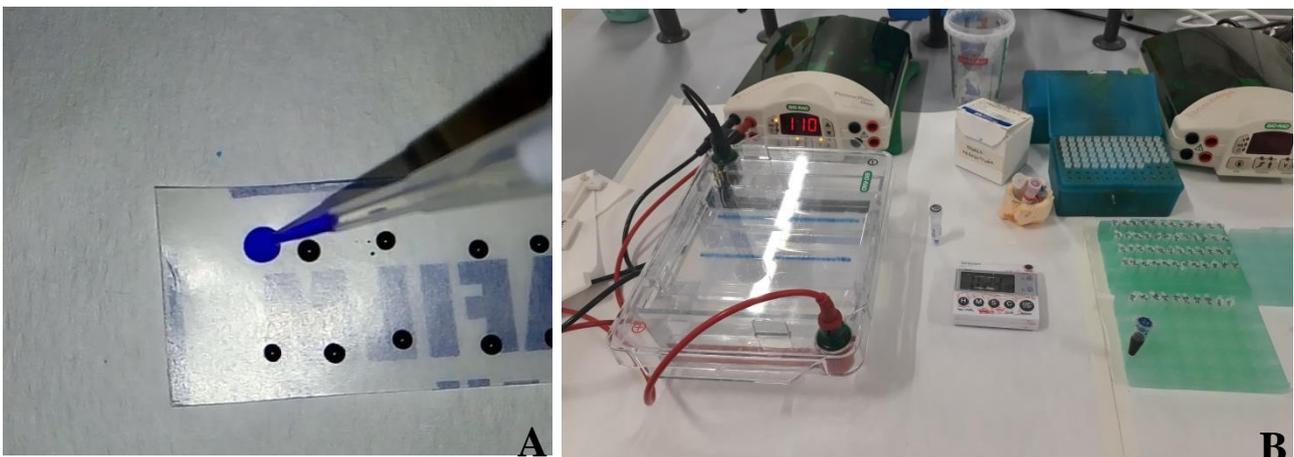
#### 3.3.3.2 Préparation et dépôt des échantillons

Pour chaque spécimen; 5 µl l'ADN, résultant de la PCR est coloré par 1 µl de marqueur bleu, ensuite, chargé dans un puits du gel, le marqueur DNA LADDER hyper 100pb est ajouté à la fin du chargement, ensuite le gel (VWR International PBI, Milan, Italy) est placé dans la cuve d'électrophorèse est immergé de tampon TAE (fig.75). Après la migration d'ADN le gel récupéré est photographié en utilisant un gel Doc 2000 (Bio-Rad, Hercules, CA, USA).

L'ADN de *L. infantum* cultivé, initialement récupéré d'un chien vivant en Italie (zymodème MON-1), *L. tropica* (MHOM / IL / 2005 / LRC-L1239) et *L. major* (MHOM / TM / 1973 / 5ASKH) sont utilisés comme tests positifs.



**Figure 74:** Photos représentant (A) mesure d'agarose, (B) coulement du gel fraîchement préparé (photos personnelles).



**Figure 75:** Photos représentant (A) coloration d'ADN, (B) chargement d'ADN sur gel et démarrage d'électrophorèse (photos personnelles).

### 3.3.4 Purification

Tous les amplicons sont purifiés en utilisant un purifiant enzymatique (Exo I-FastAP, Thermo Fisher Scientific, MA, USA) comme suit:

Un mélange réactionnel constitué de: 10  $\mu$ l du liquide résultant directement de la PCR, 0.5  $\mu$ l Exonuclease I (Exo I), 1  $\mu$ l FastAP™ Thermosensitive Alkaline Phosphatase, 3  $\mu$ l H<sub>2</sub>O et 0.5 Buffer 10x est préparé, le tout est incubé à 37 ° C pendant 15 min, et enfin à 85 ° C pendant 15 min pour mettre fin à la réaction.

### 3.3.5 Séquençage et identification

Les amplicons sont séquençés en utilisant le kit de séquençage de cycle terminateur Dideoxy (v.2, Applied Biosystems), purifiés, et analysés sur un séquenceur automatique (3130 Genetic Analyzer, Applied Biosystems, Foster City, CA, USA). Les séquences sont assemblées, éditées et alignées à l'aide de l'ADN STAR SeqMan (DNASTAR Inc.) et les programmes de suite (GeneStudio Inc.) GeneStudio, et enfin identifiées par des comparaisons BLASTn (Altschul *et al.*, 1997) avec des séquences disponibles dans la base de données GenBank ( <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/>).

Les séquences identifiées sont alignées par la méthode ClustalW (Larkin *et al.*, 2007), ensuite les arbres phylogénétiques sont réalisés selon la méthode de maximum de vraisemblance basé sur le modèle the Tamura 3-parameter model (Tamura, 1992), en utilisant le logiciel MEGAX version 10 sur Windows 10 (Tamura *et al.*, 2013) (fig.75).

---

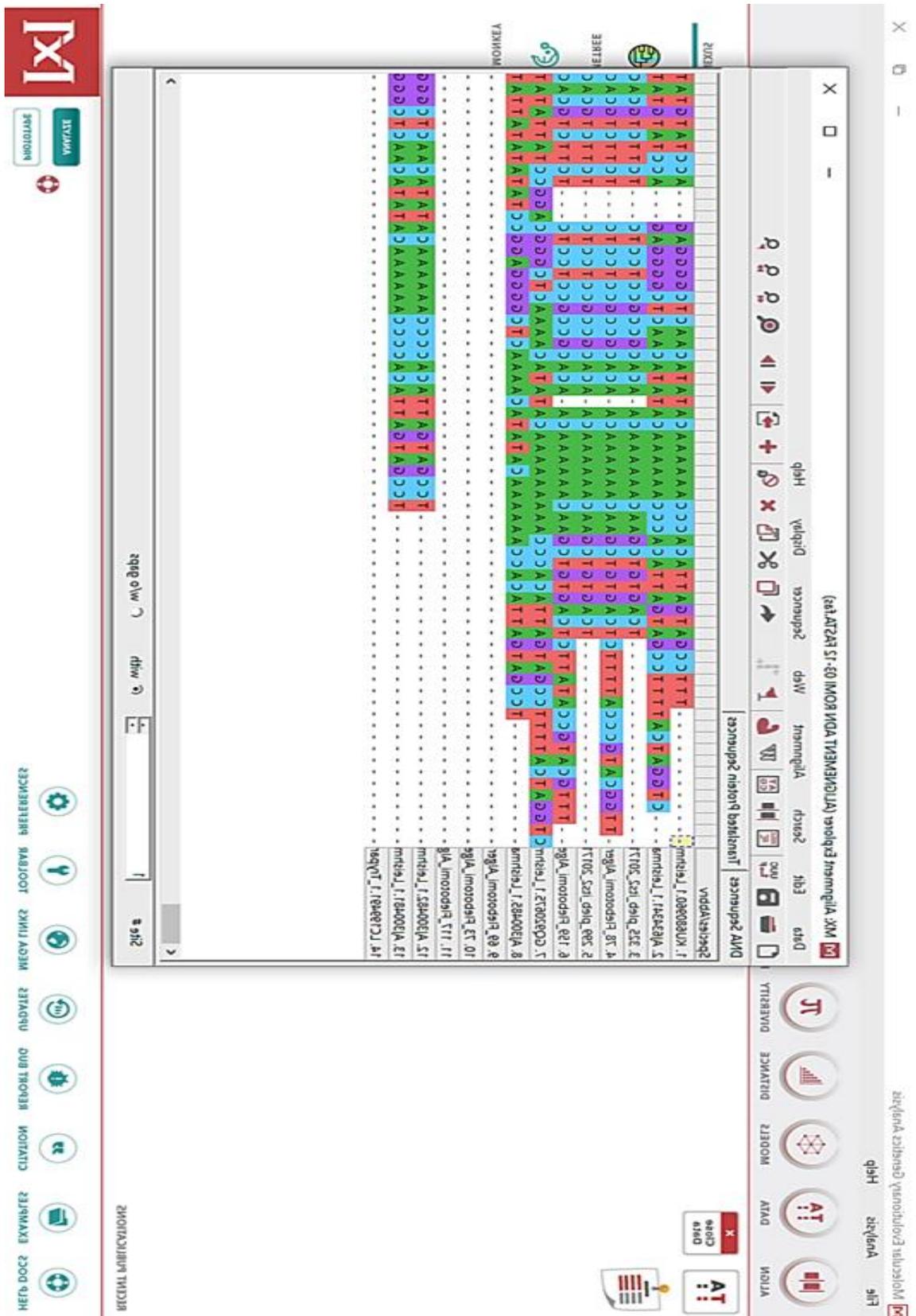


Figure 76: Photo représentant l'alignement des séquences de *Leishmania* spp. identifié par le logiciel MEGAX (photo personnelle).

### 3.4 Analyses du substrat des gîtes de reproduction

Selon Calborn (2010), les phlébotomes contrairement aux moustiques, les stades immatures n'ont pas besoin d'eau stagnante pour terminer le développement, bien qu'ils nécessitent des environnements relativement chauds et humides, tels que les étables et les terriers des animaux. Cependant la découverte des formes préimaginales des phlébotomes dans le milieu naturel s'avère difficile (Boussaa et Boumezzough, 2014). Dans le but de donner des informations complémentaires sur le cycle de vie, la dynamique des populations et la composition physico-chimique des lieux de ponte, nous avons procédé par des analyses physico-chimiques et biologiques du sol des gîtes de reproduction de l'insecte et une recherche des stades immatures en particulier les différents stades larvaires.

#### 3.4.1 Méthodes appliquées sur terrain

L'échantillonnage du sol est effectué durant le mois de Juin et le mois de Septembre qui représentent la phase d'émergence des phlébotomes, au niveau des deux étables où on a trouvé le plus grand nombre de phlébotomes.

Selon Abbonec, (1972), la récolte des sols s'est faite au niveau des coins sombres peu fréquentés le sol est prélevé très soigneusement, en grattant doucement les sols de surface ensuite en creusant délicatement en raison de la fragilité des stades immatures. Le sol récolté est conservé dans des sacs en plastique et par la suite dans des boîtes en plastique (fig.76).



**Figure 76:** Photos représentant (A) échantillonnage du sol dans un coin de l'étable, (B) conservation du sol (photos personnelles).

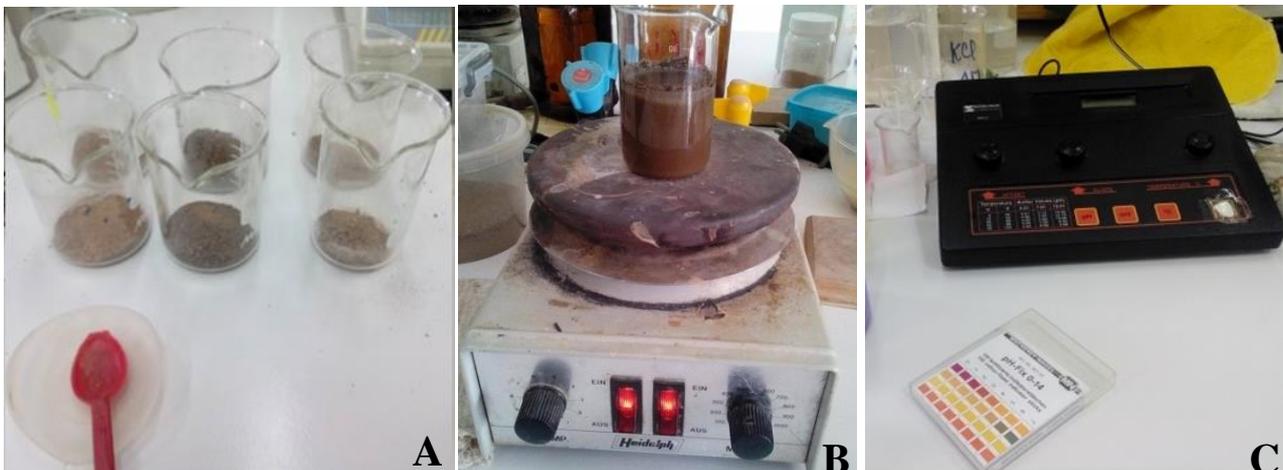
### 3.4.2 Techniques adaptées au laboratoire

Les analyses physico-chimiques du sol sont faites au niveau du laboratoire de pédologie de la faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, à l'Université Ferhat Abbas -1- avec 3 essais pour chaque type d'analyse.

#### 3.4.2.1 Mesure du pH<sub>H2O</sub> et pH<sub>KCl</sub>

La mesure du pH de la solution du sol se fait par un potentiomètre, sur un extrait dilué de rapport 1/2.5 (sol(g)/ eau (ml)ou KCl (ml) comme suit:

Pour chaque analyse, 50 ml d'eau distillée ou de KCl sont ajoutés respectivement à 20g de sol, suivie d'une agitation. Après l'étalonnage du pH-mètre avec les solutions tampons, le pH des suspensions est mesuré (fig.78).



**Figure 778:** Photos représentant (A) préparation des échantillons, (B) agitation magnétique, (C) solutions tampon avec pH-mètre (photos personnelles).

#### 3.4.2.2 Mesure de l'humidité pondérale (H%)

La différence entre le poids humide et sec est le poids de l'eau retenue dans l'échantillon de terre par rapport à une masse de sol sec c'est la teneur en eau de l'échantillon de terre.

Nous avons mesuré l'humidité pondérale H%; en pesant les capsules vides (tare) ( $m_0$ ), ensuite les échantillons sont pesés à l'état humide ( $m_1$ ) (=10g de sol), puis à l'état sec après les avoir placés dans une étuve à 40°C pendant une période de 24h ( $m_2$ ).

La teneur en eau est calculée selon la formule de Boussaa et Boumezough, (2014):

$$H\% = \frac{Ph - Ps}{Ps} \times 100$$

Ph: poids humide, Ps: poids sec.

### 3.4.2.3 Mesure du calcaire total CaCO<sub>3</sub>

Le calcaire est mesuré par la méthode du calcimètre de Bernard. Le dosage du carbonate de calcium est basé sur l'attaque d'un échantillon d'une masse donnée à pression et température standard par l'acide chlorhydrique (HCL) dilué. 10 ml HCl 6M sont introduites séparément et soigneusement avec l'échantillon du sol broyé finement dans un erlenmeyer, par la suite le calcimètre est réglé suivi du versement lent du HCl sur l'échantillon tout en secouant jusqu'à la stabilisation du niveau d'eau (fig.79).

La même procédure est utilisée pour le CaCO<sub>3</sub> utilisé pour l'étalonnage.

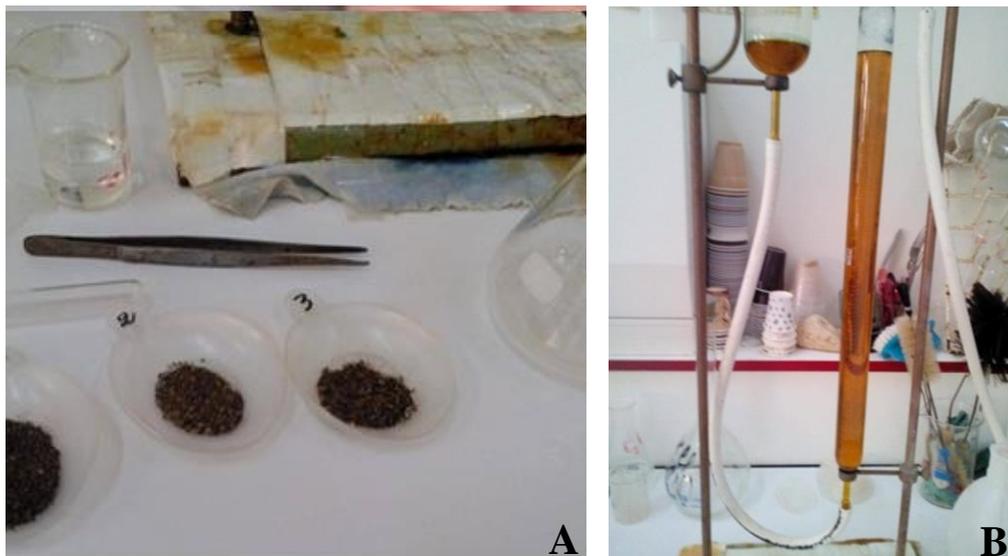
$$\text{CaCO}_3 \text{ total (\%)} = ((m_{0.1} \times V)/(m \times V_{0.1})) \times 100 = (10 \times V)/(m \times V_{0.1})$$

m (en g) = masse m de la prise d'essai de sol (corrigée par rapport au taux d'humidité à 105°C).

m 0.1 ou m0.2 (en g) = masse de CaCO<sub>3</sub> utilisé pour l'étalonnage.

V (en ml) = volume de CO<sub>2</sub> dégagé pour m g d'échantillon de sol.

V0.1 (en ml) = volume de CO<sub>2</sub> dégagé pour 100 mg de CaCO<sub>3</sub>.



**Figure 78:** Photos représentant (A) préparation des échantillons, (B) calcimètre de Bernard (photos personnelles).

### 3.4.2.5 Analyse de la matière organique par la Méthode Anne

La détermination du carbone organique total (COT) nous permet d'évaluer la quantité de matière organique présente dans des échantillons de sols et de sédiments. Le carbone organique total dans les solides, est déterminé par titrage.

Le carbone de la matière organique est oxydé par un mélange de 15 ml de bichromate de potassium et 10 ml d'acide sulfurique. Cette opération est suivie d'un chauffage sur bain de sable, l'ajustement des volumes et l'ajout du diphénylamine; L'excès de bichromate inutilisé dans la réaction est titré avec une solution de sel de Mohr 0,2 N.

$$C\% = \frac{\text{ml de Dichromate de Potassium} \times 0.004 \times 100}{\text{poids du sol (g)}} \quad MO\% = C\% \times 1.72.$$

### 3.4.2.6 Analyse granulométrique des sols (Méthode internationale à la pipette de Robinson)

La texture indique l'abondance relative dans le sol de particules élémentaires de dimensions variées. Pour ce, une préparation des échantillons est nécessaire afin de supprimer les agrégats. La destruction de la matière organique par l'eau oxygénée est démarrée la veille et poursuivie toute la nuit sans chauffage.

Une préparation préalable de l'échantillon de terre (séchage, broyage, tamisage) est nécessaire afin de supprimer les agrégats. La destruction de la matière organique est d'abord faite à froid la veille en utilisant 50 ml du H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>, ensuite elle est détruite à chaud, par attaque à l'eau oxygénée suivie d'un chauffage sur un bac de sable de 85° à 90°C. Le calcaire est ensuite détruit par HCl 6N, suivi d'une dispersion chimique des argiles à l'aide de l'Héxamétaphosphate de sodium. A la fin le sol est alors tamisé sous l'eau (à 200 μ et 50 μ) afin de récupérer les sables grossiers et les sables fins (fig.80), ces derniers sont séchés et pesés. Les argiles, les limons fins et limons grossiers sont récupérés de la suspension limono-argileuse récupérée lors du tamisage, après décantation, et à l'aide de la pipette de Robinson. Chaque ensemble est séché à l'étuve à 105°C et pesé avec précision.



**Figure 79:** Photos représentant (A) l'élimination de la matière organique à chaud, (B) le tamisage (photos personnelles).

Le calcul des pourcentages en particules élémentaires (Argiles, Limons et Sables) est comme suit:

$$\text{Argiles (\%)} = \frac{(P2-P0) \cdot \frac{V1}{V2} \cdot 100}{P - \frac{P(MO+CaCO3+H)}{100}}$$

$$\text{Limons fins (\%)} = \frac{(P1-P1) \cdot \frac{V1}{V2} \cdot 100}{P - \frac{P(MO+CaCO3+H)}{100}}$$

$$\text{Sables fins (\%)} = \frac{P4 \cdot 100}{P - \frac{P(MO+CaCO3+H)}{100}}$$

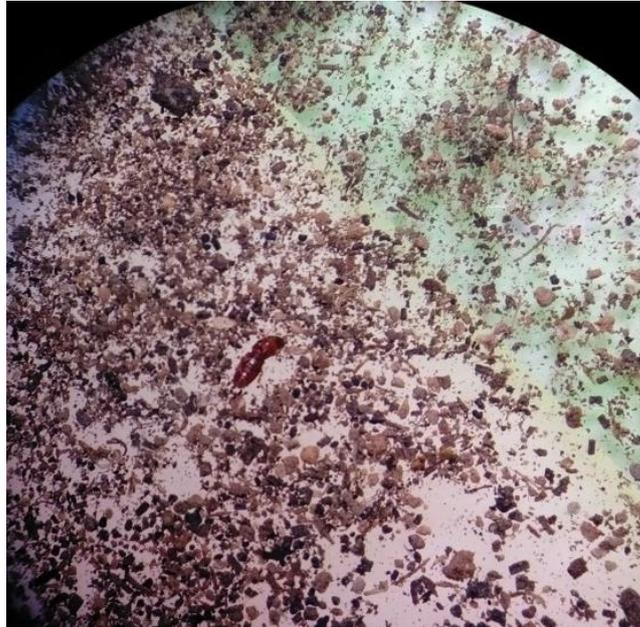
$$\text{Sables grossiers (\%)} = \frac{P3 \cdot 100}{P - \frac{P(MO+CaCO3+H)}{100}}$$

$$\text{Limons grossiers (\%)} = 100 - (A\% + LF\% + SF\% + SG)$$

**V1:**1000 ml, **V2:** 25 ml, **MO%** taux de matière organique, **CaCO3%**: pourcentage en calcaire totale, **H%**: humidité résiduelle et **P:** prise d'essai (20 g) (Annexe 5).

### 3.4.2.7 Examen direct du sol

La recherche active des œufs et des formes larvaires dans les échantillons de sol est effectuée selon la méthode adaptée par Boussaa et Boumezzough, (2014) par examen direct du sol sous loupe binoculaire (OPTIKA SZM1 7X A 45X), après le passage dans des tamis de 400  $\mu\text{m}$  (fig.81).



**Figure 80:** Photo représentant le sol sous la loupe binoculaire (photo personnelle).

## 3.5 Etude statistiques et exploitation des résultats

Pour l'exploitation des résultats, plusieurs paramètres, indices écologiques, et méthodes des analyses statistiques sont utilisés.

### 3.5.1 Exploitation des résultats par des indices écologiques

#### 3.5.1.1 Richesse spécifique

La qualité d'échantillonnage est représentée par  $a/N$ ,  $a$  étant le nombre des espèces vues une seule fois au cours de  $N$  relevés. Il permet de savoir si la qualité de l'échantillonnage est bonne.

Plus  $a/N$  est petit, plus la qualité de l'échantillonnage est grande (Ramade, 2008).

#### 3.5.1.2 Abondance

L'abondance absolue ( $N$ ) représente le nombre d'individus collectés ou observés durant la saison d'échantillonnage.

**3.5.1.3 Abondance relative**

Nommée aussi la fréquence centésimale ( $Ar\%$ ), elle représente l'abondance relative d'une espèce donnée ( $ni$ ) par rapport au total des individus recensés ( $N$ ) d'un peuplement (Ramade, 2008)

$$Ar = \frac{ni}{N} \times 100$$

- L'abondance relative selon le type de piège; ( $ni$ ) le nombre de spécimens collectés par chaque type de pièges, ( $N$ ) le nombre total des individus recensés.
- L'abondance relative stationnelle; ( $ni$ ) le nombre de spécimens collectés dans une station donnée ( $N$ ) le nombre total des individus recensés dans la même station, selon l'année d'échantillonnage.

**3.5.1.4 Sex ratio**

C'est le rapport entre le nombre d'individus mâles ( $M$ ) par rapport aux femelles ( $F$ ) dans une population (Tarralo *et al.*, 2010).

$$Sex\ ratio = \frac{M}{F}$$

**3.5.1.5 Indice d'occurrence**

Nommé aussi la constance ( $C$ ) représente le rapport du nombre de relevés contenant l'espèce étudiée ( $Pi$ ) au nombre total de relevés ( $P$ ). Cet indice est exprimé en pourcentage (Zeroual *et al.*, 2016).

$$C\% = \frac{Pi}{P} \times 100$$

L'interprétation de l'indice est comme suit:

- $C > 50\%$  l'espèce est qualifiée constante.
- $25\% \leq C \leq 50\%$  l'espèce est accessoire.
- $C < 25\%$  l'espèce est accidentelle.
- $C < 10\%$  l'espèce est très accidentelle sporadique.

**3.5.1.6 Indice de Shanonn-weaver**

Cet indice est défini comme étant la probabilité d'occurrence d'un évènement (Ramade, 2008) et calculé selon la formule suivante:

$$H' = \sum Pi \log Pi$$

**Pi** : la fréquence relative de l'espèce ou  $Pi = ni / N$

**ni** : nombre d'individus d'une espèce donnée.

**N**: nombre total d'individus.

Si tous les individus du peuplement appartiennent à une seule et même espèce, H tend vers 0

L'indice est maximal quand tous les individus sont repartis d'une façon égale pour toutes les espèces.

### 3.5.1.7 L'équitabilité

L'indice d'équitabilité représente le rapport de l'indice de Shannon  $H'$  et l'indice maximal théorique dans le peuplement ( $H' \max$ ) (Ramade, 2008)

$$E = \frac{H'}{H' \max}$$

**$H' \max = \text{Log } 2S$**

**S: la richesse spécifique**

Cet indice varie de 0 à 1, lorsque chaque espèce est représentée par le même nombre d'individus il atteint une valeur maximal 1, et il est minimal quand la quasi-totalité des effectifs correspondent à une seule espèce du peuplement.

### 3.5.1.8 Indice de Jacquard

Afin de comparer les peuplements phlébotomiens dans les 16 stations prises deux à deux, nous avons utilisé le coefficient de similitude de JACCARD (Ramade, 2008). Ce dernier qui ne tient compte que de la présence - absence des espèces, il s'exprime de la manière suivante :

$$J = \left( \frac{a}{a + b + c} \right) \times 100$$

**J** :Coefficient de similitude entre les relevés 1 et 2.

**a**: Nombre d'espèces communes aux deux relevés.

**b**: Nombre d'espèces propres au relevé 1.

**c**: Nombre d'espèces propres au relevé 2.

Nous avons utilisé ce coefficient pour comparer la composition spécifique en espèces des différentes stations prises deux à deux.

Plus les valeurs de ce coefficient ne sont proches de 1 plus les deux stations comparées sont qualitativement semblables.

L'indice de JACCARD est calculé en utilisant le logiciel PAST version 2.15 sur Windows 10

### 3.5.1.9 Calcul du NDVI (Indice de végétation par différence normalisée)

Le calcul est fait selon la méthode utilisée par Chanampa *et al.*, 2018 comme suit:

Principe:

Les plantes absorbent une grande partie de la lumière visible et réfléchit presque tout le rayonnement dans le spectre infrarouge. Le rayonnement réfléchi est exploité en utilisant la télédétection pour mettre en évidence les différences d'absorption et de réflectivité dans la couverture végétale (fig.82). Cela permet de construire le NDVI et d'estimer la variation spatiale de la couverture végétale. Cet indice ne prenant en compte que les différences entre le spectre visible et le spectre infrarouge, il ne permet pas de différencier les espèces de plantes ou les types de végétation.

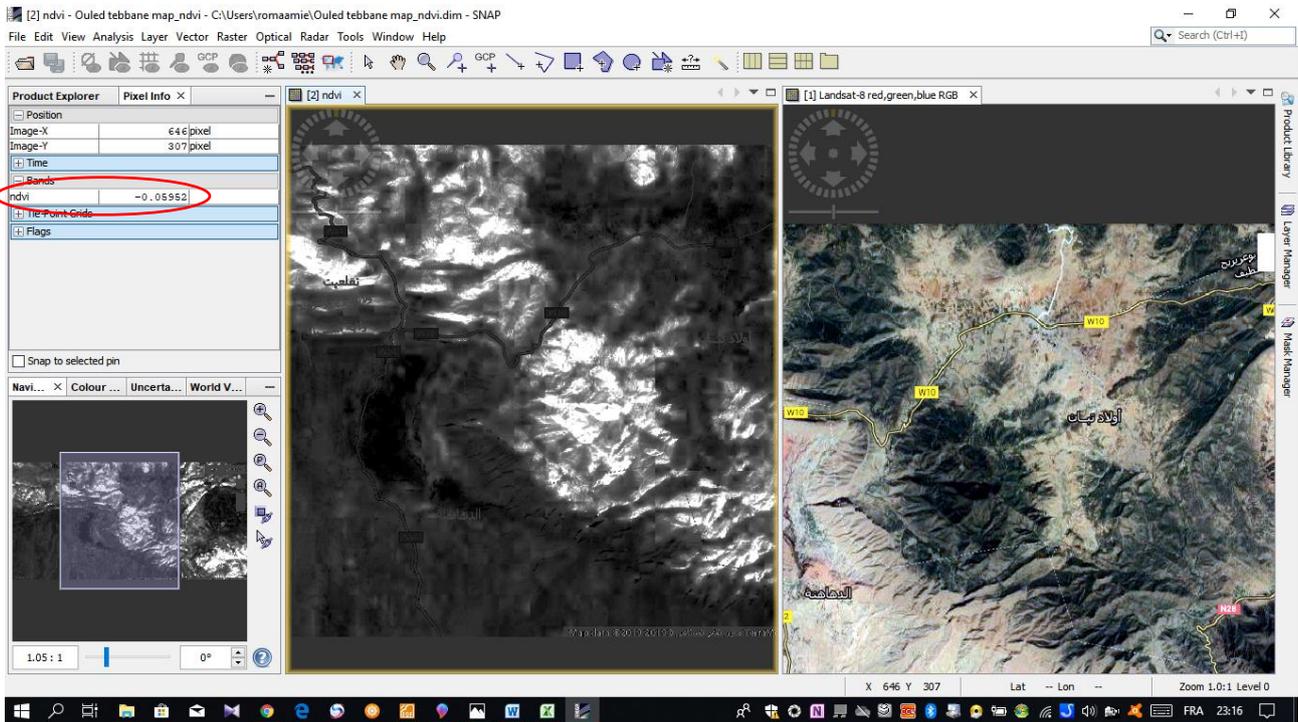
Méthode:

Une image NDVI est obtenue auprès de SNAP (Sentinel Application Platform) version 7.0 sur windows 10 (échelle 1: 250 000, date du produit: 03-11-2019); moteur Google Earth: (<https://explorer.earthengine.google.com/#index>). Afin de déterminer s'il existait une association entre l'abondance de phlébotomes et la densité de la végétation, à l'aide du logiciel.

Le NDVI est calculé en tenant compte des caractéristiques différentielles de la bande rouge (bande 3) (700 nm) qui sont données par l'absorbance du pigment de chlorophylle et de la bande proche infrarouge (bande 4).

$$NDVI = \frac{(Bande\ 4 - Bande\ 3)}{(Bande\ 4 + Bande\ 3)}$$

Cet indice est compris entre -1 et 1; les valeurs NDVI élevées correspondent à la couverture végétale plus élevée et / ou densité de la végétation ou biomasse.



**Figure 81:** Photo représentant le calcul de l'NDVI de la station d'Ouled tebbane par SNAP (photo personnelle).

### 3.5.2 Exploitation statistique des résultats

Afin d'exploiter statistiquement nos résultats, la normalité des données est testée par Lillifors-test.

Les différences sont considérées comme statistiquement significatives lorsque  $P < 0,05$ .

La comparaison des variances des facteurs climatiques entre la première et la deuxième saison de collecte est analysée par le test paramétrique *Student T* test.

La relation entre la collection des phlébotomes et la couverture végétale est analysée par la corrélation non paramétrique *Sperman-(rs)* des phlébotomes avec l'indice NDVI.

La variation du sexe-ratio mâle: femelle en fonction de l'espèce, en fonction des stations et en fonction des mois en 2016 et en 2017, est analysée par le test non paramétrique; *Test U de Mann-Whitney*.

Le nombre total de spécimens pour chaque espèce collectés en fonction des mois pour 2016 et 2017 est analysé par le test non paramétrique; *Kruskal-Wallis H-test*.

## **Matériel et méthodes**

Le coefficient de corrélation de *Spearman* ( $r_s$ ) sont utilisés pour évaluer la relation entre le nombre de phlébotomes et les variables météorologiques (Température mensuelle moyenne, humidité relative, précipitations et vitesse du vent) et le nombre de cas de leishmaniose cutanée à Sétif et les variables météorologiques.

Les différences de tous les tests utilisés sont significatives lorsque  $P < 0.05$ .

Les analyses statistiques sont effectuées à l'aide d'IBM SPSS statistiques version 23 sur Windows 10.

## Chapitre 4: Résultats et discussion

### 4.1 Inventaire systématique des phlébotomes recensés dans la région semi-aride de Sétif

L'échantillonnage sur l'ensemble de 12 communes, allant de Mars 2016 jusqu'à Novembre 2017, durant la saison d'activité des phlébotomes a abouti à la récolte de 1804 spécimens dont 1740 sont identifiés jusqu'à l'espèce.

L'inventaire faunistique a révélé; que l'ensemble des spécimens collectés appartenant tous à la famille des Psychodidae, est divisé sur deux genres *Phlebotomus* et *Sergentomyia*, 4 sous-genres: *Phlebotomus*, *Paraphlebotomus*, *Larroussious*, *Sergentomyia* et 9 espèces. La liste systématique des espèces recensées établie suivant l'ordre taxonomique de Dedet *et al.*, (1984) est rapportée comme suit (tab.4):

**Tableau 4:** Liste systématique des phlébotomes recensés dans la région semi-aride de Sétif.

Genre	Sous-genre	Espèce
<i>Phlebotomus</i>	( <i>Phlebotomus</i> )	<i>P. papatasi</i> (Scopoli, 1786)
<i>Phlebotomus</i>	( <i>Phlebotomus</i> )	<i>P. bergeroti</i> (Parrot, 1934)
<i>Phlebotomus</i>	( <i>Paraphlebotomus</i> )	<i>P. sergenti</i> (Parrot, 1917)
<i>Phlebotomus</i>	( <i>Paraphlebotomus</i> )	<i>P. chabaudi</i> (Croset, Abonnenc et Rioux, 1970)
<i>Phlebotomus</i>	( <i>Larroussious</i> )	<i>P. perniciosus</i> (Newstead, 1911)
<i>Phlebotomus</i>	( <i>Larroussious</i> )	<i>P. longicuspis</i> (Nitzulescu, 1911)
<i>Phlebotomus</i>	( <i>Larroussious</i> )	<i>P. perfiliewi</i> (Parrot, 1930)
<i>Sergentomyia</i>	( <i>Sergentomyia</i> )	<i>S. minuta</i> (Adler et Theodor, 1927)
<i>Sergentomyia</i>	( <i>Sergentomyia</i> )	<i>S. fallax</i> (Parrot, 1921)

#### 4.1.1 Discussion

Une présence de phlébotomes dans la région Sud de Sétif et une richesse élevée en espèces sont confirmées. Toutes les espèces recensées étaient capturées préalablement sur le territoire national. A l'exception de *P. perfiliewi*, toutes les autres espèces étaient recueillit récemment dans le cadre

d'une étude entomologique réalisée dans un foyer endémique de leishmaniose cutanée dans la région de Biskra (Zeroual *et al.*, 2016). Les résultats obtenus confirment la capacité des phlébotomes à se déplacer et à adapter de nouvelles zones.

Bien que la richesse en espèces représente moins de la moitié de la diversité des phlébotomes algériens (plus de 22 espèces) (Bounamous *et al.*, 2014; Kabbout *et al.*, 2016), la collection de 9 espèces dans la même région indique une grande richesse en espèces, comparable à celle observée dans le nord de l'Algérie où seulement 5 espèces étaient identifiées dans la région d'Oum El Bouaghi, 8 espèces à Batna, 7 espèces en Kabylie, 6 espèces dans la région de Constantine et 4 dans la région de Mila également. Au Nord-est, au bord de la mer Méditerranée, la présence de 5 espèces est signalée (région de Skikda) (Bouleknafate, 2006; Bencherif, 2012; Mouloua, 2014; Frahta-Benothmane, 2015; Kabbout *et al.*, 2016; Zeroual *et al.*, 2016; Ramdane *et al.*, 2018).

L'absence des sous-genres, *Grassomyia*, *Parrotomyia* et *Sintonius* ainsi que l'absence de certaines espèces s'expliqueraient par la capacité d'adaptation de chaque espèce vis-à-vis de l'étage bioclimatique semi-aride, par le type de piégeage et par le fait que les pièges n'ont pas été placés dans leurs habitats naturels. Les types de biotopes prospectés lors de notre échantillonnage; ciblant les milieux péri-urbains et ruraux plus que les milieux urbains; ainsi les étables plus que les végétations et les habitations.

## 4.2 Description des espèces recensées

### 4.2.1 *Phlebotomus (Phlebotomus) papatasi*

*P. papatasi* est parmi les plus grandes espèces de phlébotomes (2.60 mm) (Dedet *et al.*, 1984). Cette espèce est décrite comme étant endophile, péri-domestique (Belal *et al.*, 2017) et anthropophile. *P. papatasi* occupe toute la zone d'influence mésogéenne du Maroc à l'Inde (Corset *et al.*, 1978; Flanely *et al.*, 2018). En Algérie, elle est typique des zones sahariennes et arides et rarement recueillie au stade bioclimatique semi-aride et les zones steppiques non sahariennes. Elle est abondante dans les basses altitudes (<300 m) et plus rare aux altitudes supérieures à 500 mètres (Dedet *et al.*, 1984; Boudrissa *et al.*, 2012; Ramdane *et al.*, 2018). *P. papatasi* est démontré étant le vecteur principal de *Leishmania major* en Afrique du Nord ainsi qu'en Algérie (Boudrissa *et al.*, 2012; Aoun et Bourabtime, 2014; Kabbout *et al.*, 2016; Ramdane *et al.*, 2018), causant la leishmaniose cutanée zoonotique; la forme clinique de leishmaniose la plus abondante et la plus dispersée en Algérie.

4.2.1.1. Description morphologique du mâle de *P. papatasi*

Les critères morphologiques du mâle de *Phlebotomus papatasi* les plus apparents sont comme suit:

- Genitalia: très développées;
- Style: long et grêle portant 5 épines trapues dont 3 terminales et deux subapicales;
- Coxite: présente à sa base un petit lobe portant quelques soies courtes et entre 10 et 13 soies longues bien différenciées au niveau de sa partie subterminale (a);
- Paramère: trilobé présentant; un lobe dorsal long, nettement arqué et hérissé de plusieurs soies sur sa concavité. Un lobe ventral court, portant à son extrémité distale une petite épine. Un lobe médian, digitiforme latéral portant à son extrémité distale deux épines spatulées, longues et bien différenciées (b);
- Edeage (fourreau pénien) cours, conique et mousse à son extrémité (c) (fig.83).

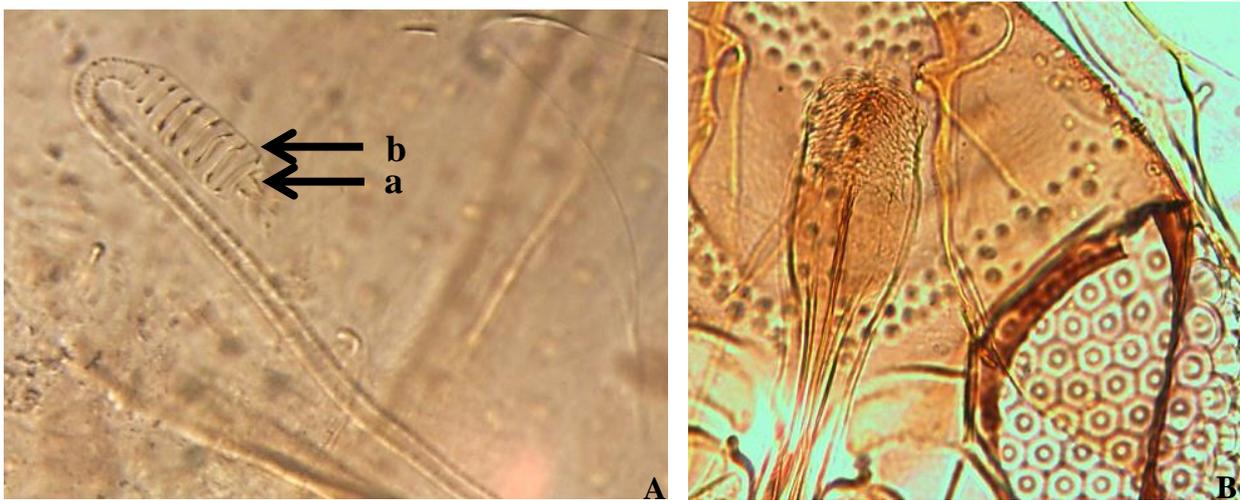


**Figure 823:** Critères d'identification morphologique de *P. papatasi*; (A) vue générale du genitalia mâle, (B) l'edeage (×400) (photos personnelles).

4.2.1.2 Description morphologique de la femelle *Phlebotomus papatasi*

Les critères morphologiques de la femelle de *Phlebotomus papatasi* les plus apparents sont comme suit:

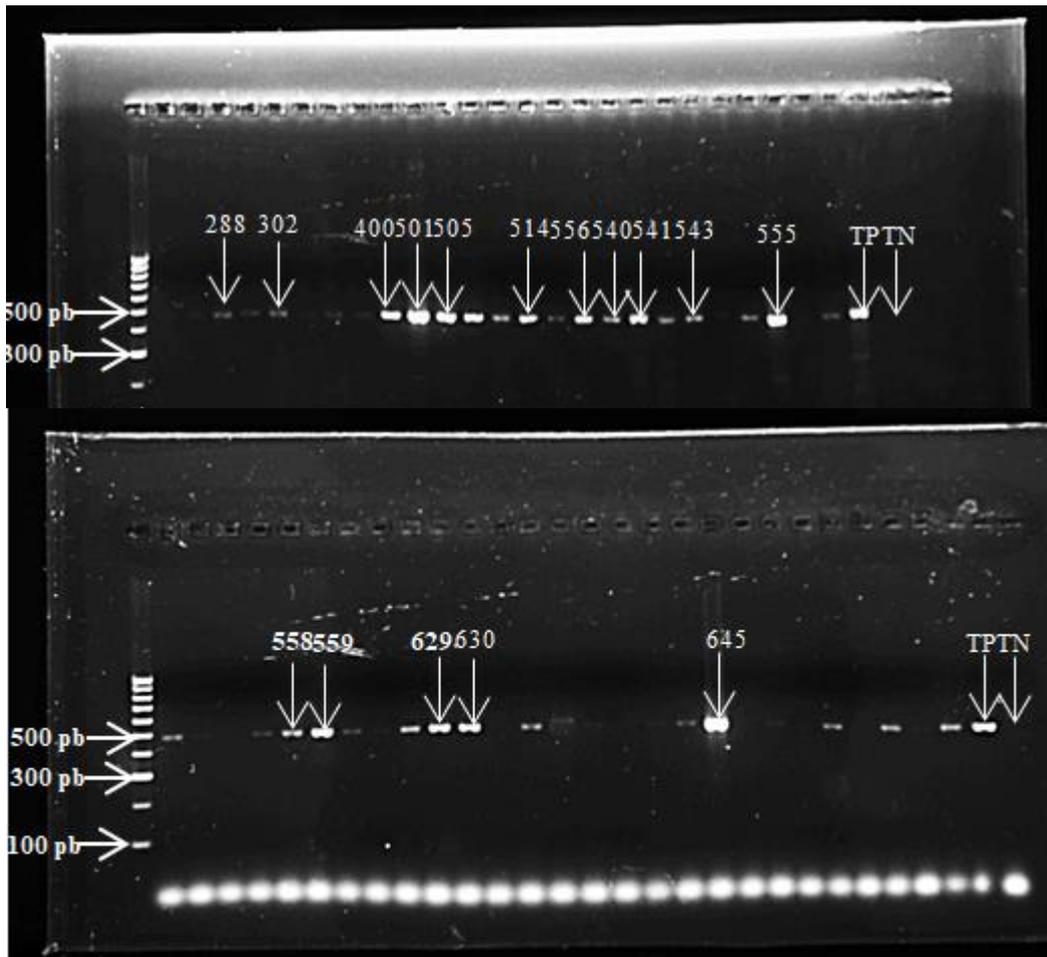
- Spermathèques: sans col (a), segmentées, portant de 6 à 9 anneaux dont le dernier est de même taille que les précédents(b);
- Pharynx: orné de denticules larges sur les bords et plus petits au milieu;
- Pharynx postérieur: armé dans d' une plage de dents écailleuses irrégulières dans leurs formes et leurs implantations (fig.84).



**Figure 83:** Critères d'identification morphologique de *P. papatasi*; (A) vue générale de la spermathèque femelle, (B) le pharynx ( $\times 400$ ) (photos personnelles).

#### 4.2.1.3 Identification moléculaire de *P. papatasi*

L'identification morphologique de *P. papatasi* est confirmée par une identification moléculaire. Le résultat de la migration de la solution de la PCR sur gel d'agarose de chaque spécimen choisi est montré sur la figure 85.

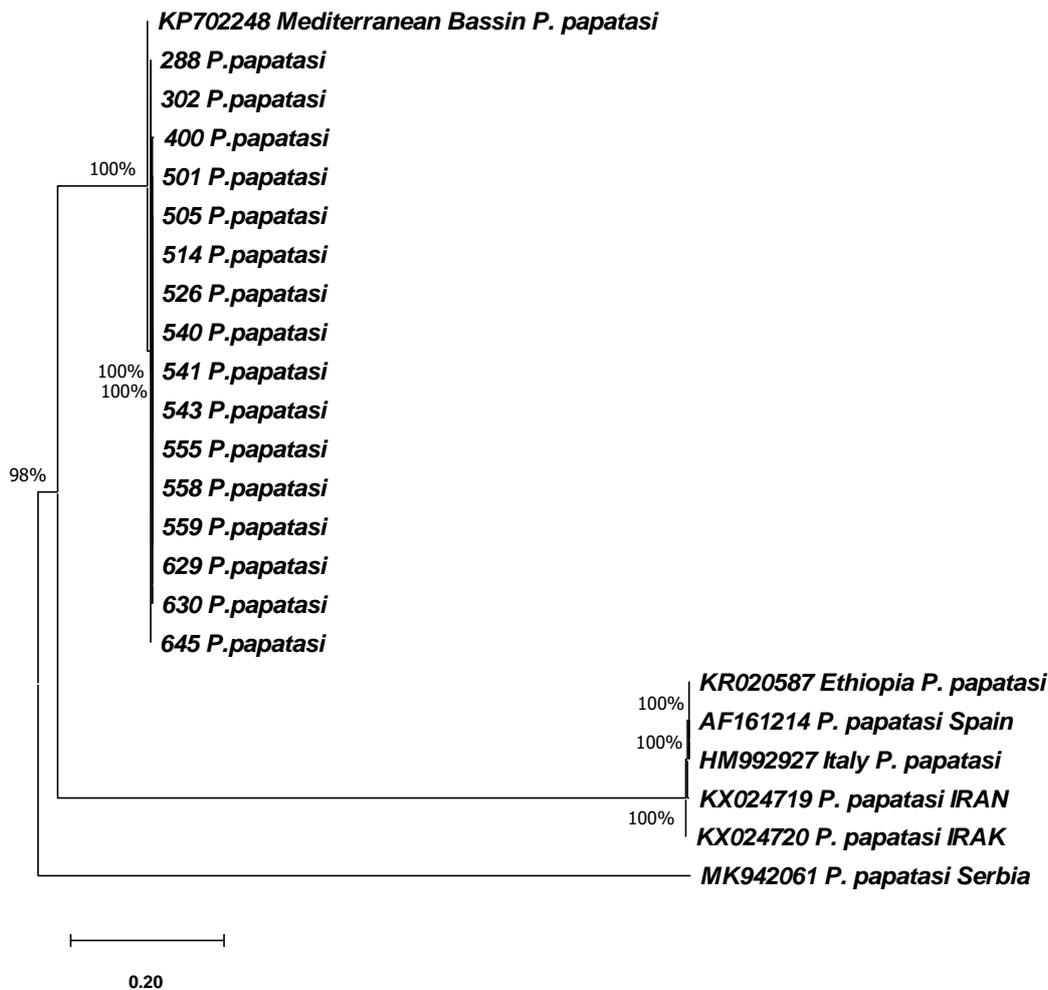


TP; test positif, TN; test négatif.

**Figure 84:** Photos représentant les résultats des de lamigration des specimens de l'espèce *P. papatasi* à partir des régions nd1 et cyb de l'ADN mitochondriale.

L'analyse des séquences est réalisée selon la méthode de maximum de vraisemblance.

Le résultat de la comparaison des séquences des phlébotomes de la région de Sétif (Algérie) avec les phlébotomes du nord d'Afrique, du Bassin Méditerranéen et autres; est donnée par l'arbre phylogénétique (fig.86).



**Figure 85:** Arbre phylogénétique basé sur les données des régions (cytb) d'ADNmt comparés à ceux de *P. papatasi*. Dans le Bassin Méditerranéen et autres; disponibles dans GenBankTM.

#### 4.2.1.3.1 Discussion

En dépit du fait que les spécimens examinés ici proviennent du même site de collecte, la récupération d'un nombre plus élevé d'haplotypes d'ADNmt que de types de séquences d'ADNr est suggestive du fait que l'ADNmt évolue plus rapidement que l'ADN nucléaire (Latrofa *et al.*, 2011). La notification d'un nombre bas de types de séquences au sein de *Phlebotomus papatasi* examinés à partir de la même région de collecte, est sur la même ligne avec les résultats antérieurs de (Di Muccio *et al.*, 2000; Depaquit *et al.*, 2008, Al Ajmi *et al.*, 2015) qui indiquent une forte homologie au sein des populations de phlébotomes examinées, et contrastent avec les résultats de (Latrofa *et al.*, 2011).

Les résultats de l'arbre phylogénétique indiquent que les phlébotomes de la région de Sétif sont très proches à ceux des pays de la région Sud du Bassin méditerranéen, de l'Asie et autres (Serbie).

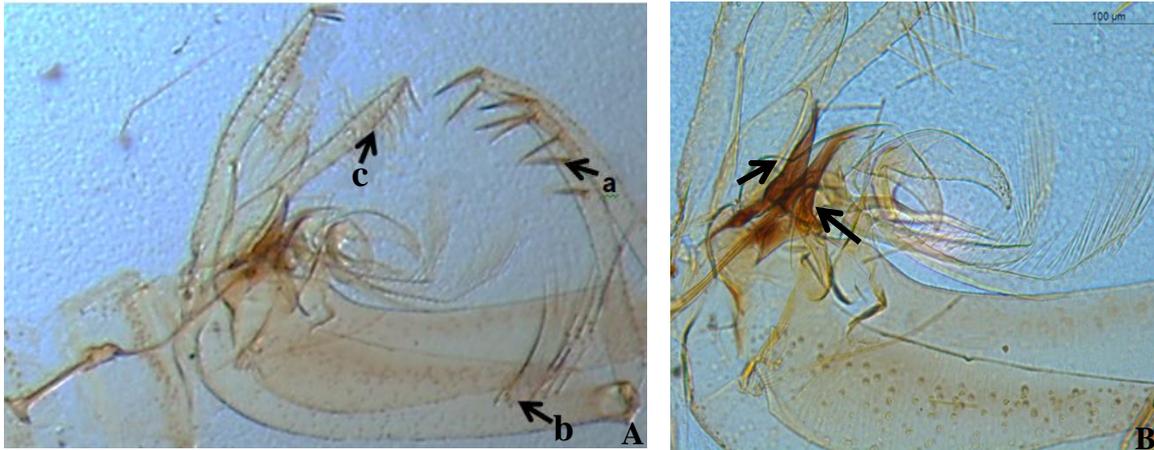
### 4.2.2 *Phlebotomus (Phlebotomus) bergeroti*

*P. bergeroti* est très semblable à *P. papatasi*. C'est une espèce anthropophile caractérisée par une pique très agressive (Bounamous, 2010), elle occupe les parties arides et généralement élevées du Nord de l'Afrique, elle s'étend de la Mauritanie à la mer Rouge jusqu'en Iran (Abonnenc, 1972). En Algérie *P. bergeroti* est très active du mois de Mai au mois de Septembre (Niang *et al.*, 2004), elle se trouve aux étages climatiques arides et sahariens, dans des zones rocheuses et rurales (Rioux *et al.*, 1967; Dedet *et al.*, 1984; Zeroual *et al.*, 2016), au niveau des biotopes xérophiles, des habitations, les terriers de rongeurs, et les termitières (Niang *et al.*, 2004). Elle est recensée à Djanet, In Amgel, dans Oued Tadjeradjeri et à Tamanrasset de 1934 à 2010. *P. bergeroti* est suspecté étant le vecteur de *L. major* au Sahara centrale et au Hoggar (Parrot et Doury, 1956), et du Toscana virus causant la fièvre de 3 jours en Ethiopie (Niang *et al.*, 2004).

#### 4.2.2.1 Description morphologique du mâle de *P. bergeroti*

Les critères morphologiques du mâle de *Phlebotomus bergeroti* les plus apparents sont comme suit:

- Il diffère de *P. papatasi* par la présence d'un groupe de 7 à 10 soies à la partie distale du coxite, un style plus trapu avec des soies médianes plus rapprochées des distales;
- Style portant 5 épines courtes: 2 terminales, une sub-terminale et les deux autres situées sur le tiers distal du segment (**a**);
- Valve penienne en lame aiguë, transparente;
- Cibarium inerme;
- Coxite diffère de *P. papatasi* par la présence d'un groupe de 6 à 7 soies longues bien différenciées à la partie distale de sa face interne (**b**);
- Le lobe basal porte seulement 6 soies courtes (**c**) (fig.87).

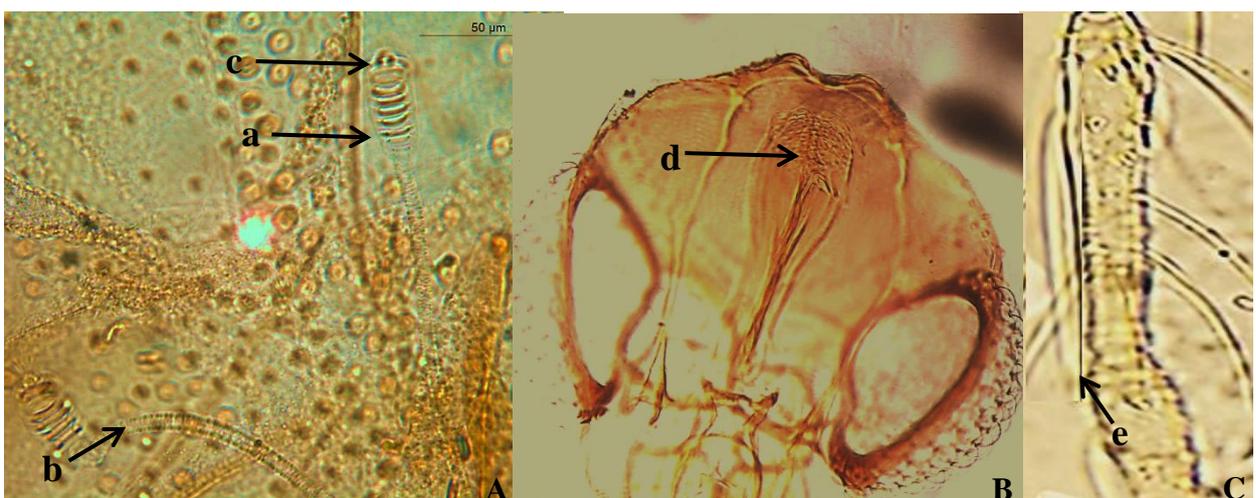


**Figure 86:** Critères d'identification morphologique de *P. bergeroti*; (A) vue générale du genitalia mâle, (B) édeage (×400) (photos personnelles).

#### 4.2.2.2 Description morphologique de la femelle de *P. bergeroti*

Les critères morphologiques de la femelle de *Phlebotomus bergeroti* les plus apparents sont comme suit:

- Spermathèque: annelée du type papatasi; le nombre d'anneaux varie de 6 à 8 anneaux (a). L'aspect de la surface du conduit est strié (b). Forme de la tête: arrondie, sessile(c);
- Cibarium: armé au centre de quelques petits denticules courts et désordonnés;
- Pharynx postérieur: la partie denticulée occupe à peu près le tiers de l'organe (d); les denticules sont fort arrondis, subégaux, et squamiformes;
- Ascoïdes longs atteignant ou dépassant l'interligne articulaire suivant (e) (fig.88).



**Figure 87:** Critères d'identification morphologique de *P. bergeroti*; (A) vue générale de la spermathèque femelle, (B) pharynx, (C) ascoïde (×400) (photos personnelles).

### 4.2.3 *Phlebotomus (Paraphlebotomus) sergenti*

*P. sergenti* est une espèce endophile, péri-domestique (Belal *et al.*, 2017) et anthropo- zoophile. Elle est présente dans le Sud et l'Ouest du bassin méditerranéen, allant jusqu'en Palestine, la Syrie et la Mésopotamie (Corsset *et al.*, 1978; Niang *et al.*, 2004). En Algérie, cette espèce est active du mois d'Avril au mois de Novembre. Elle a une large distribution dans tout le pays, mais avec une faible densité sur tous les étages bioclimatiques et au niveau des basses et hautes altitudes. Bien qu'elle reste une espèce typique des zones sahariennes et arides vivant notamment dans les fissures des murs, les terriers des rongeurs et les zones rocheuses (Detdet *et al.*, 1982; Bounamous, 2010). *Phlebotomus sergenti* est reconnue comme un vecteur de *Leishmania tropica* en Afrique du Nord (Aoun et Bourabine 2014) et de *Leishmania killiki* qui appartient au complexe *Leishmania tropica* présent dans le Nord-est et l'extrême Sud de l'Algérie (M'Zab) (Harrath *et al.*, 2009; Mansouri *et al.*, 2012; Bennai *et al.*, 2018).

#### 4.2.3.1 Description morphologique du mâle de *P. sergenti*

Les critères morphologiques du mâle de *Phlebotomus sergenti* les plus apparents sont comme suit:

- Style court et trapu, armé de 4 épines disposées en 2:2 dont deux sont terminales rigides (a) et deux médianes dont une est rigide (b) et une est fine (c);
- Coxite: le lobe basal est étroit, court, coudé portant 6 à 10 soies relativement courtes(d) ; le lobe latéral plus long que le coxite (e);
- Valves péniennes en cône court à extrémité mousse et légèrement courbée (f) (fig.89).



**Figure 89:** Critères d'identification morphologique de *P. sergenti*; (A) vue générale du genitalia mâle, (B) édeage (×400) (photos personnelles).

#### 4.2.3.2 Description morphologique de la femelle *P. sergenti*

Les critères morphologiques de la femelle de *Phlebotomus sergenti* les plus apparents sont comme suit:

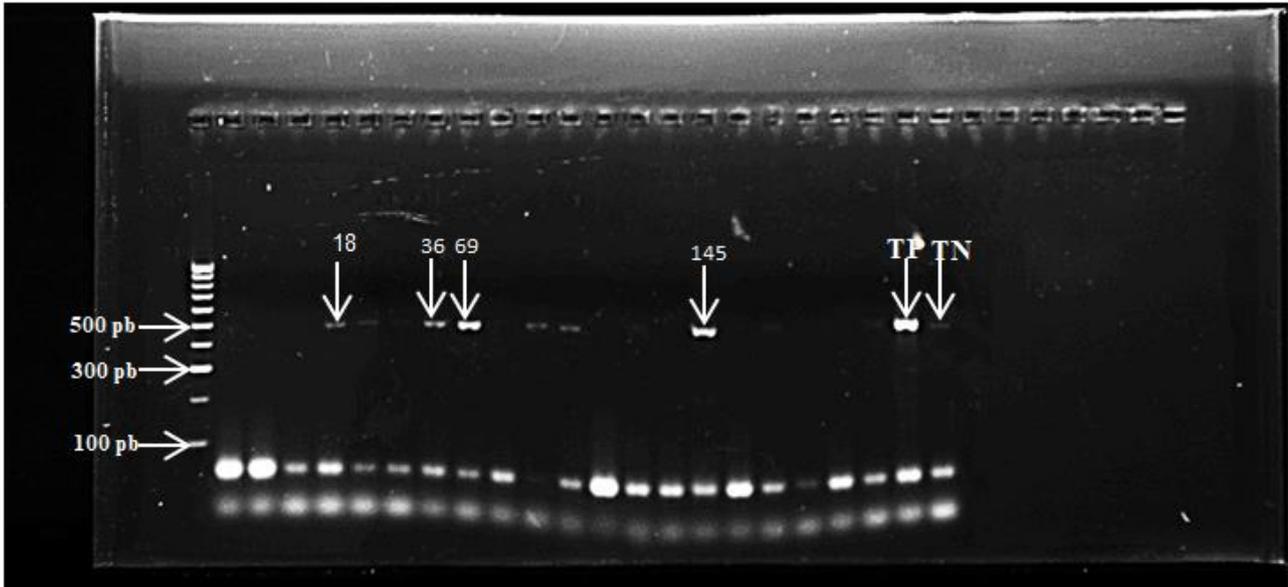
- Spermathèque: annelée portante de 3 à 7 anneaux (Dedet *et al.*, 1984) 5 anneaux (Niang *et al.*, 2004) dont le dernier est dilaté (**a**); Conduits striés et dilatés à la base, tête sessile et arrondi (**b**);
- Pharynx: plage écailleuse fortes et très acérées occupantes moins d'un quart de l'hypopharynx postérieur (**c**) (fig.90).



**Figure 88:** Critères d'identification morphologique de *P. sergenti*; (A) vue générale de la spermathèque femelle, (B) pharynx ( $\times 400$ ) (photos personnelles).

#### 4.2.3.3 Identification moléculaire de *Phlebotomus sergenti*

L'identification morphologique de *P. sergenti* est confirmée par identification moléculaire. Le résultat de la migration de la solution de la PCR sur gel d'agarose de chaque spécimen choisi est montré sur la figure 91. Cependant le séquençage et l'arbre phylogénétique n'étaient pas possible à réaliser; en raison du nombre insuffisant des spécimens et de la courte longueur des brins.



TP; test positif, TN; test négatif.

**Figure 89:** Photos représentant les résultats de la migration des specimens de l'espèce *P. sergenti* à partir des régions nd1 et cyb de l'ADN mitochondriale.

#### 4.2.4 *Phlebotomus (Paraphlebotomus) chabaudi*

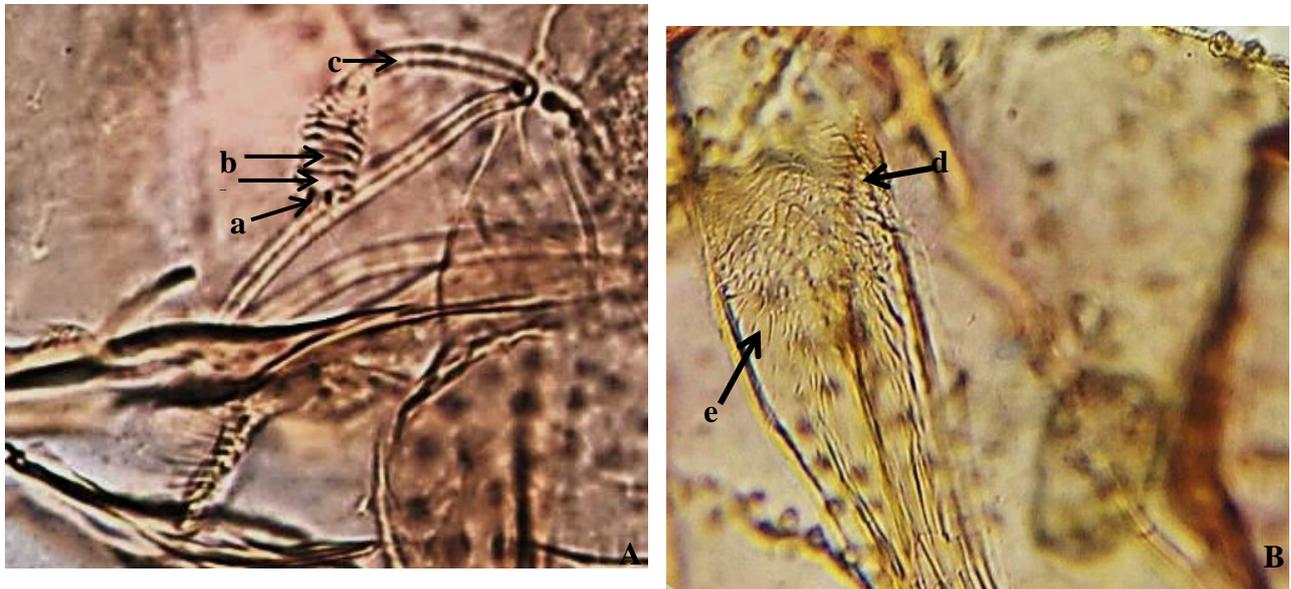
*P. chabaudi* n'est pas une espèce endophile, elle évolue dans des écosystèmes où interviennent à la fois des rongeurs et des animaux à sang froid. Cette espèce est répandue au Nord d'Afrique, et au Sud du bassin méditerranéen (Espagne) (Bounamous, 2010). En Algérie *P. chabaudi* se trouve abondamment dans les étages bio-climatiques arides et sahariens (Rioux *et al.*, 1967; Dedet *et al.*, 1984; Zeroual *et al.*, 2016), mais peut être rencontrée aux étages froid, frais, tempéré et chaud, à des altitudes comprises entre 100 et 2150 m (Bounamous, 2010). Les préférences trophiques de cette espèce sont jusque-là inconnues. En outre bien que *Phlebotomus chabaudi* et *Leishmania killicki* sont décrites dans les mêmes localités en Tunisie et *Leishmania killicki* était également trouvée en Algérie, cette espèce n'a pas été décrite comme le principal vecteur prouvé (Lherter *et al.*, 2017).

##### 4.2.4.2 Description morphologique femelle de *Phlebotomus chabaudi*

Les critères morphologiques de la femelle de *Phlebotomus chabaudi* les plus apparents sont comme suit:

- Spermathèque: annelées, de 6 à 8 anneaux distaux, munie d'une collerette terminale (a). L'anneau terminal est de même taille que les précédents (b); les conduits sont discrètement striés (c);

- Pharynx: le quart postérieur de l'organe est occupé par une plage écailleuse, acérée de taille moyenne. Ces écailles sont plus nombreuses et régulières (d); elles deviennent moins nombreuses plus petites et fines à la partie la plus postérieure (e) (fig.92).



**Figure 90:** Critères d'identification morphologique de *P. chabaudi*; (A) vue générale de la spermatheque femelle, (B) pharynx ( $\times 400$ ) (photos personnelles).

#### 4.2.5 *Phlebotomus (Larrousius) perniciosus*

*P. perniciosus* est l'une des espèces la plus abondante en Algérie. Elle est endophile et anthrozoophile. *P. perniciosus* à une large répartition géographique allant du Portugal jusqu'à la Turquie (Bounamous, 2010), elle est également largement répandue dans le nord de l'Algérie, sa répartition est constante dans le constantinois et en grande Kabylie; et plus rare dans les steppes sahariennes arides telles que la région de M'zab. Bien qu'elle soit bien adaptée au climat subhumide et humide, sa densité est supérieure dans les zones climatiques semi-arides (Dedet *et al.*, 1984; Boukraa, 2011; Mouloua, 2014). *P. perniciosus* est présent durant toute l'année pour certaines régions, son activité atteint le maximum de Juin à Juillet en Algérie (Dedet *et al.*, 1984) et d'Août à Septembre dans d'autres pays d'Afrique du Nord (Ramdane *et al.*, 2018). *P. perniciosus* est le vecteur prouvé de *Leishmania infantum* dans le bassin méditerranéen, en Afrique du Nord et également en Algérie (zymodem MON-1) (Harrath *et al.*, 1995; Izri *et al.*, 2006; Zhioua *et al.*, 2007; Aoun et Bourabine 2014; Bounamous *et al.*, 2014; Mouloua *et al.*, 2017; Ramdane *et al.*, 2018) l'agent causal de la leishmaniose viscérale, et la leishmaniose cutanée sporadique du Nord.

### 3.2.5.1 Description morphologique du mâle de *Phlebotomus perniciosus*

Les critères morphologiques du mâle de *Phlebotomus perniciosus* les plus apparents sont comme suit:

- Style: 5 épines bien développées, dont deux terminales et 3 situées à peu près au même niveau vers le milieu du segment;
- Valves péniennes: caractéristiques bifurquées à leurs extrémités; à pointes égales ou inégales (a) et pourvues ou non de denticulations latérales (fig.93).



**Figure 911:** Critères d'identification morphologique de *P. perniciosus*; (A) vue générale du genitalia mâle ( $\times 250$ ), (B) édeage ( $\times 400$ ) (photos personnelles).

### 4.2.5.2 Description morphologique de la femelle de *P. perniciosus*

Les critères morphologiques de la femelle de *Phlebotomus perniciosus* les plus apparents sont comme suit:

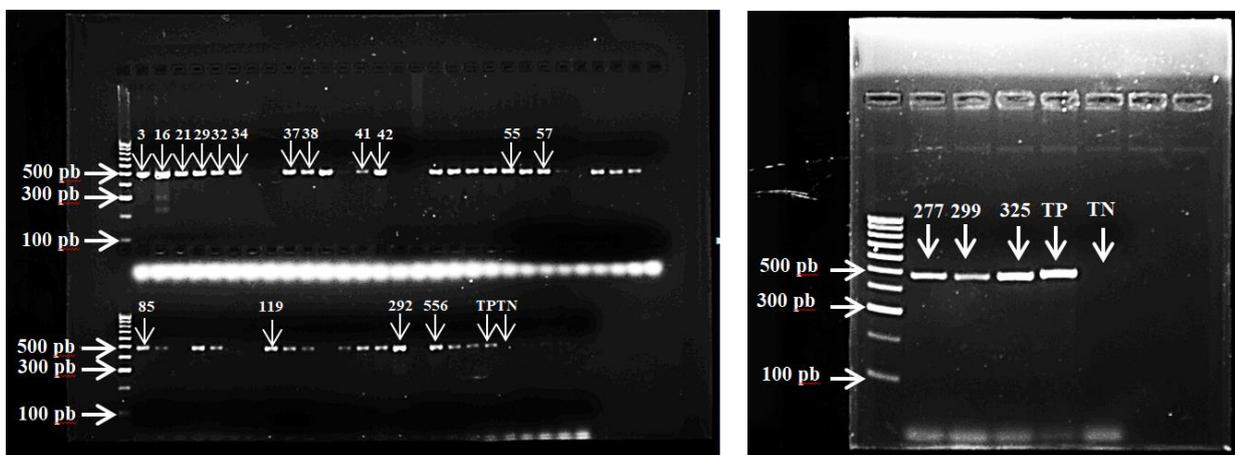
- Spermathèque: à réservoir annelé, en navette (7 à 12 segments) (a) munie d'un col long et grêle dont le diamètre diminue progressivement de la base à l'extrémité distale (b), et se termine avec une petite tête arrondie (c); le conduit de la spermathèque est de calibre uniforme, depuis son origine jusqu'à l'extrémité, strié transversalement. Les sacs ovariens sont disposés en position latérale avant la base des conduits de la spermathèque;
- Pharynx: Pharynx postérieur présentant une plage homogène (1/4 de la longueur totale du pharynx) (d) de petites dents insérées sur des lignes concaves en avant (fig.94).



**Figure 92:** Critères d'identification morphologique de *P. perniciosus*; (A) vue générale de la spermathèque femelle, (B) pharynx (×400) (photos personnelles).

#### 4.2.5.3 Identification moléculaire de *Phlebotomus perniciosus*

L'identification morphologique de *P. perniciosus* est confirmée par une identification moléculaire. Le résultat de la migration de la solution de la PCR sur gel d'agarose de chaque spécimen choisi est montré sur la figure 95.

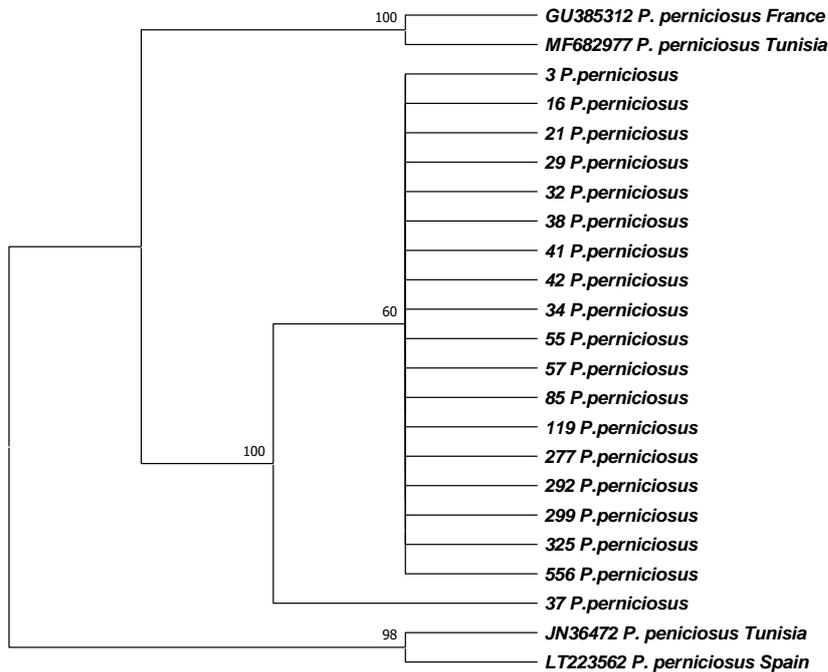


TP; test positif, TN; test négatif.

**Figure 93:** Photos représentant les résultats des de lamigration des specimens de l'espèce *P. perniciosus* à partir des régions nd1 et cyb de l'ADN mitochondriale.

L'analyse des séquences est réalisée selon la méthode de maximum de vraisemblance. Le résultat de la comparaison des séquences des phlébotomes de la région de Sétif (Algérie) avec les

phlébotomes du nord d'Afrique et du Bassin Méditerranéen, est donné par l'arbre phylogénétique est représenté dans la figure (96).



**Figure 94:** Arbre phylogénétique basé sur les données des régions (cytb – nd1) d'ADNmt comparés à ceux de *P. perniciosus*. dans le Bassin Méditerranéen disponible dans GenBankTM.

#### 4.2.5.3.1 Discussion

La notification d'un nombre élevé de types de séquences au sein de *Phlebotomus perniciosus* examinés à partir de la même région de collecte, est sur la même ligne avec les résultats antérieurs de (Latrofa *et al.*, 2011); et contrastent avec les résultats de (Di Muccio *et al.*, 2000; Depaquit *et al.*, 2008; Al Ajmi *et al.*, 2015) indiquant une forte homologie au sein des populations de phlébotomes examinées.

Les résultats de l'arbre phylogénétique indiquent que les phlébotomes de la région de Sétif sont très proches à ceux du Nord d'Afrique et des pays de la région Sud du Bassin mediterannéen (Espagne, France).

Ces résultats d'identification moléculaire doivent être corroborés par une analyse plus complète incluant un plus grand nombre de spécimens et toutes les espèces provenant de différentes localités de la région de Sétif; afin d'élucider les raisons d'une telle variation.

**4.2.6 *Phlebotomus (Larroussious) longicuspis***

*P. longicuspis* est une espèce endophile (Ramdan et Berchi, 2018) et anthro- zoophile. Leur distribution géographique juxtapose presque complètement la zone de distribution de *P. perniciosus*. De plus elle s'étend depuis la partie occidentale du bassin méditerranéen jusqu'à la limite Sud de l'Espagne et du Portugal (Bounamous, 2010). Cette espèce est également identifiée à Ouagadougou par Depaquit *et al.*, (2005). En Algérie il a été signalé pour la première fois par Parrot en 1936 (Dedet *et al.*, 1984). *P. longicuspis* est rapporté dans le Tell algérien sur la frange saharienne mais plus particulièrement sur les hauts plateaux arides et semi-arides, en plus des zones rurales et sauvages (Ramdan et Berchi, 2018). Sa densité est maximale entre 600 et 800 m d'altitude (Guernaoui *et al.*, 2005). Dans les zones arides il apparaît depuis le mois de Mai, atteint son maximum de densité en juillet et disparaît fin Novembre (Cherif, 2014); au Nord *P. longicuspis* est actif de mai à octobre, avec une densité maximale de juin à septembre (Bounamous, 2010). *P. longicuspis* est le vecteur prouvé de *L. infantum* en Afrique du Nord (Aoun and Bourabtine 2014) et en Algérie (Kabbout *et al.*, 2016; Mouloua *et al.*, 2017).

**4.2.6.1 Description morphologique du mâle de *P. longicuspis***

Les critères morphologiques du mâle de *Phlebotomus longicuspis* les plus apparents sont comme suit:

- Style à 5 épines;
- Coxite: munie soit de 18 à 31 soies (forme typique) ou 10 à 16 soies (forme atypique);
- Valve pénienne terminée par une pointe unique, longue, plus ou moins soit recourbée vers le bas ou une forte incurvation vers le haut (droite) (fig.97).

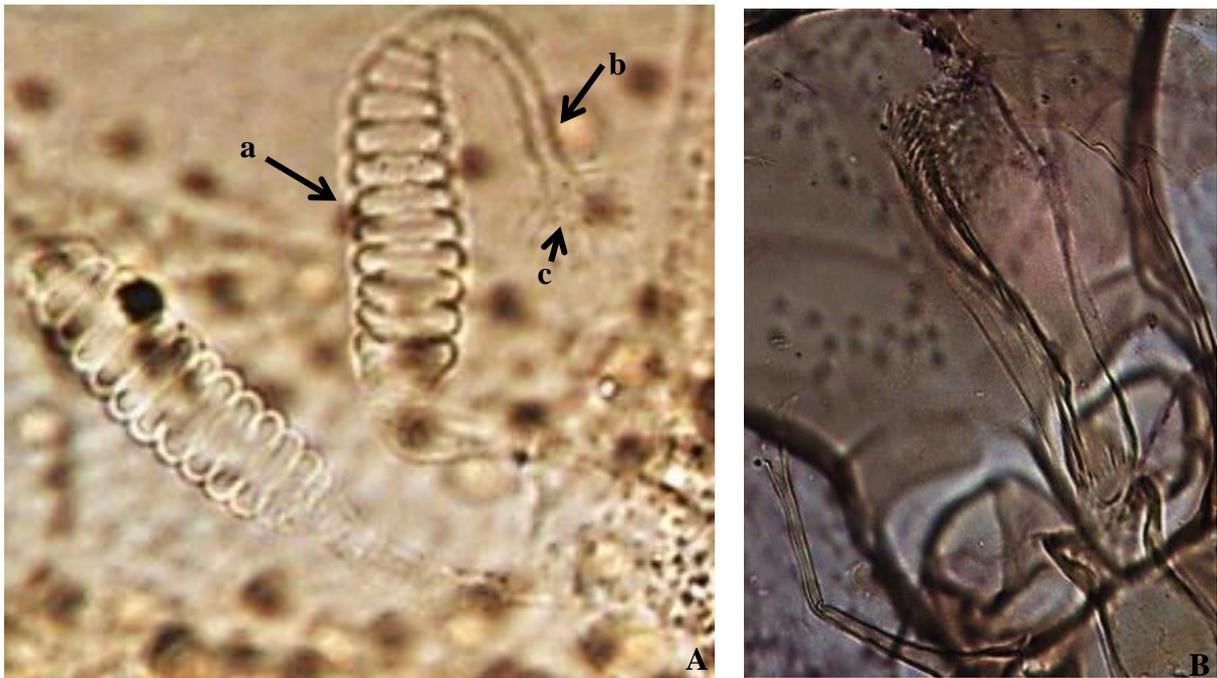


**Figure 95:** Critères d'identification morphologique de *P. longicuspis*; (A) vue générale du genitalia mâle ( $\times 250$ ), (B) édeage ( $\times 400$ ) (photos personnelles).

#### 4.2.6.2 Description morphologique de la femelle de *P. longicuspis*

La femelle de *P. longicuspis* est très similaire à celle de *P. perniciosus*

- Spermathèque: annelée (de 9 à 10 anneaux) (a) (Dedet *et al.*, 1984), munie d'un col long et grêle (b) dont le diamètre diminue progressivement de la base à l'extrémité distale, et se termine avec une petite tête ovale (c) tandis que chez *Phlebotomus perniciosus* elle est arrondie;
- Le conduit de la spermathèque est de calibre uniforme, depuis son origine jusqu'à l'extrémité, strié transversalement.
- Contrairement à *Phlebotomus perniciosus* les sacs ovariens sont granulés (Dedet *et al.*, 1984) en position latérale à la base des conduits de la spermathèque sous forme de petites lamelles plates en forme de polygone allongé, et vus par la tranche, ressemblent à de minces bâtonnets (fig.98).



**Figure 96:** Critères d'identification morphologique de *P. longicuspis*; (A) vue générale de la spermathèque femelle, (B) pharynx (×400) (photos personnelles).

#### 4.2.7 *Phlebotomus (Larrousius) perfiliewi*

*P. perfiliewi* est une espèce antrozoophile et photophile (Bounamous, 2010). Elle est largement répandue en Europe orientale jusqu'au Sud du bassin méditerranéen et les parties Nord et Est du Maghreb (Izri *et al.*, 1994; Zhioua *et al.*, 2007; Bounamous, 2010; Trallo *et al.*, 2010). En Algérie, elle est rencontrée pour la première fois à Médéa par Parrot en 1925. Elle est capturée sur les altitudes dépassant 1200 m. Auparavant sa distribution était strictement tellienne; bien qu'elle soit présente dans les étages bioclimatiques subhumides, humides et semi-arides, son optimum est à l'étage subhumide (Dedet *et al.*, 1984). *P. perfiliewi* est capturé pour la première fois à l'étage aride en 2014 au bassin d'El Hodna (Cherif, 2014). Dans des études antérieures en Algérie du Nord, on a mentionné que *P. perfiliewi* et *P. longicuspis* semblent cohabiter avec *P. perniciosus* (Berdjan Brouk *et al.*, 2012; Ramdane *et al.*, 2018). L'activité saisonnière de *P. perfiliewi* au Nord d'Afrique atteint son optimum au mois de Septembre (Zhioua *et al.*, 2007). *P. perfiliewi* est le vecteur de la leishmaniose cutanée à *Leishmania infantum* MON-24 en Afrique du Nord (Aoun et Bourabine, 2014) également en Algérie (Cherif, 2014; Kabbout *et al.*, 2016; Mouloua *et al.*, 2017) et en Italie (Tarallo *et al.*, 2010; Dantas-torres *et al.*, 2014b).

#### 4.2.7.1 Description morphologique femelle de *Phlebotomus perfiliewi*

Les critères morphologiques de la femelle de *Phlebotomus perfiliewi* les plus apparents sont comme suit:

- Spermathèque: annelée (12-16 anneaux), munie d'un petit cou qui se rétrécit avant la petite tête ovale;
- Pharynx: l'armature pharyngienne occupe environ un quart (ou moins) du pharynx avec les dents se terminant antérieurement dans une ligne de démarcation nette; cette armature est composée d'une plage de denticules longs et minces, disposés en rangées semi-circulaires à concavité antérieure (fig.99).



**Figure 99:** Critères d'identification morphologique de *P. perfiliewi*; vue générale de la spermathèque femelle ( $\times 400$ ) (photo personnelle).

#### 4.2.8 *Sergentomyia (Sergentomyia) minuta*

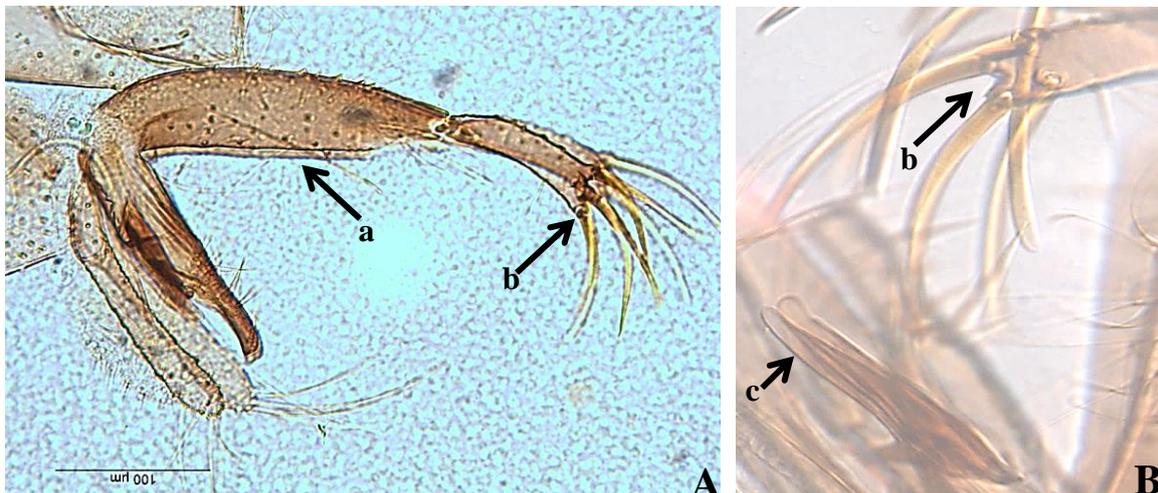
*S. minuta* est une espèce herpetophile rencontrée dans les milieux urbains comme dans les milieux ruraux (anfractuosités rocheuses, trous des murs, terrier de reptiles) (Dedet *et al.*, 1984; Ramdane *et al.*, 2018). Elle est largement répandue au bassin méditerranéen en particulier le Sud de l'Europe et les pays du Maghreb s'étendant jusqu'au Chypre (Bounamous, 2010; Trallo *et al.*, 2010). En Algérie, elle se rencontre sur l'ensemble du

territoire national, sur tous les étages bioclimatiques, et au niveau de toutes les altitudes; y compris au-dessus de 1200 m, mais reste abondante aux basses altitudes (100 à 400 m) et aux étages climatiques sahariens et arides (Dedet *et al.*, 1984). *S. minuta* est impliquée en tant que vecteur de *Leishmania major* et *Leishmania infantum* dans le bassin méditerranéen (Maia *et al.*, 2015; Latrofa *et al.*, 2018) et en Afrique du Nord (Jaouadi *et al.*, 2015) ainsi que le virus de Toscana (Charrel *et al.*, 2006; Izri *et al.*, 2008).

### 4.2.8.1 Description morphologique du mâle de *S. minuta*

Les critères morphologiques du mâle de *Sergentomyia minuta* les plus apparents sont comme suit:

- Stylet: court et trapu (2 à 3 fois plus long que large) (a), portant 4 épines terminales groupées (b) et une soie non caduque insérée au niveau du tiers apical;
- Valves péniennes: courtes, épaisses, digitiformes arrondies à l'apex (c) (fig.100).

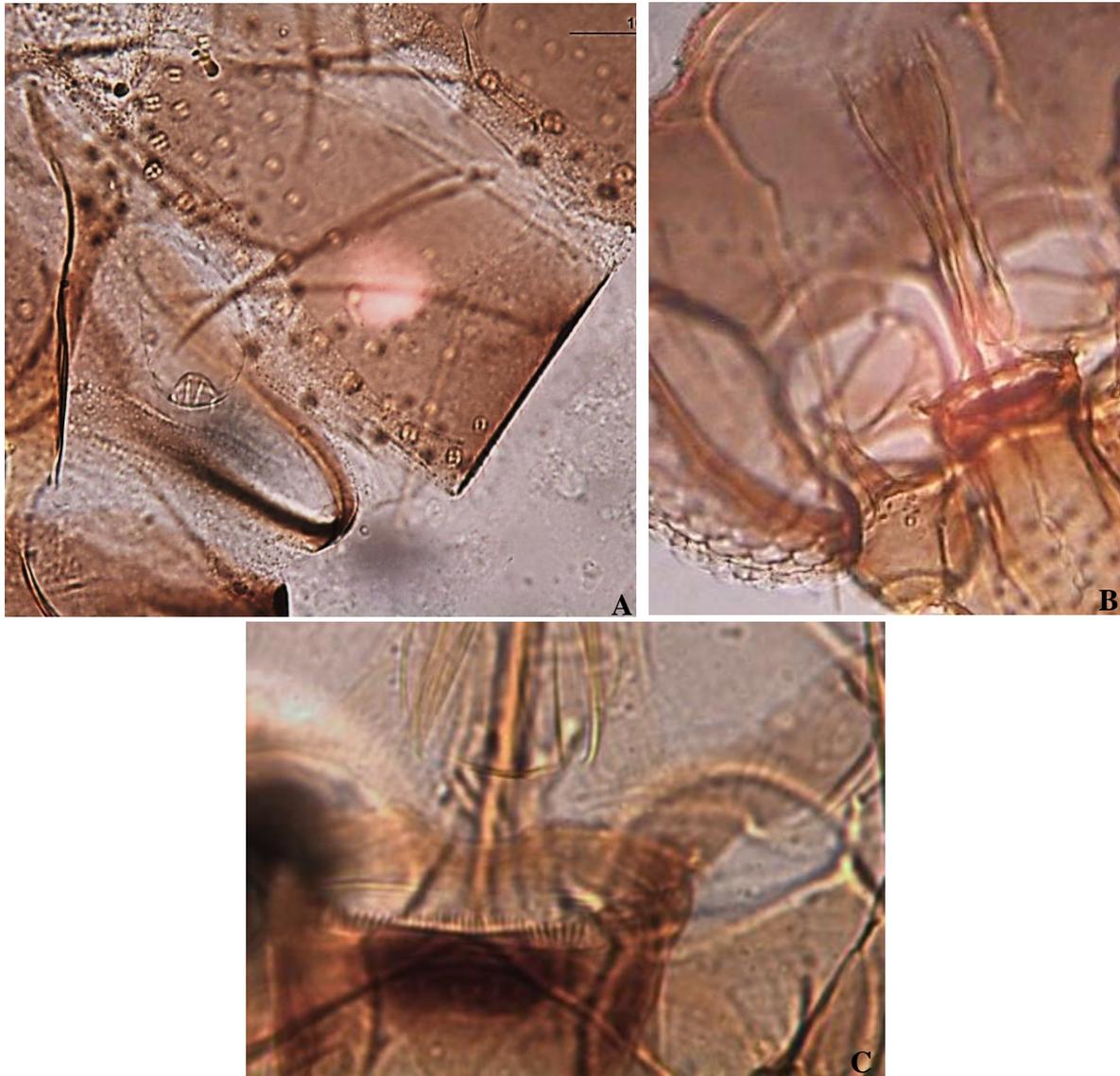


**Figure 97:** Critères d'identification morphologique de *S. minuta*; (A) vue générale du genitalia mâle ( $\times 250$ ), (B) edeage ( $\times 400$ ) (photos personnelles).

### 4.2.8.2 Description morphologique de la femelle *S. minuta*

Les critères morphologiques de la femelle de *Sergentomyia minuta* les plus apparents sont comme suit:

- Spermathèques: lisses en forme de boudin, sans réservoir différencié;
- Pharynx: en verre de lampe, portant de très fines denticulations acérées;
- Cibarium: armature cibariale bien développée, caractéristique: une rangée transversale, régulière de 60 à 100 dents quadrangulaires sur laquelle se surimpose une plage pigmentation ovale à grand axe transversal (fig. 101).



**Figure 98:** Critères d'identification morphologique de *S. minuta*; (A) vue générale de la spermathèque femelle, (B) pharynx et cibarium, (C) cibarium (×400) (photos personnelles).

#### 4.3.2.9 *Sergentomyia (Sergentomyia) fallax*

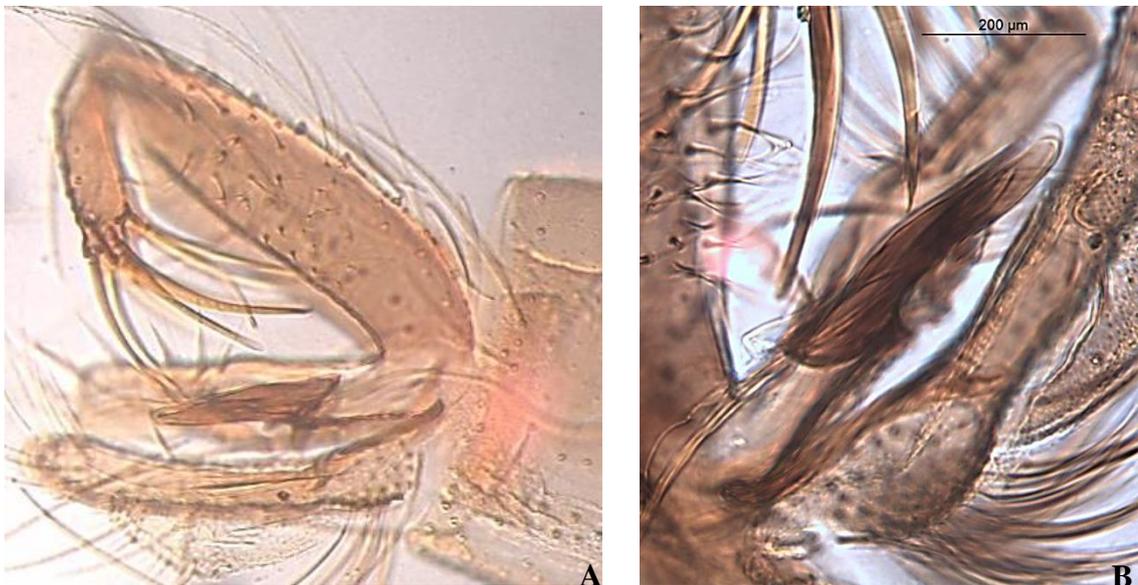
*S. fallax* est herpetophile, non anthropophile (Dedet *et al.*, 1984; Bounamous, 2010). C'est une espèce de l'Afrique du Nord, répandue principalement dans les 3 pays du Maghreb. Au-delà, elle est rencontrée en Libye (Fezzan) et à Djibouti (Abonnet, 1972), s'étendant jusqu'au Chypre (Bounamous, 2010). En Algérie, cette espèce se rencontre essentiellement dans les étages bioclimatiques semi-arides, arides et les franges sahariennes; elle se rencontre dans des biotopes

sauvages (anfractuosités rocheuses et trous de murs), mais également en pleine ville (Dedet *et al.*, 1984). Jusque-là cette espèce n'a pas été suspectée étant vectrice de leishmaniose.

### 4.2.9.1 Description morphologique du mâle de *S. fallax*

Les critères morphologiques du mâle de *Sergentomyia fallax* les plus apparents sont comme suit:

- Cibarium: Alignement des dents du cibarium sur une ligne concave vers l'arrière, l'armature cibariale est bien marquée conçue de 15 à 18 dents aiguës;
- Pharynx: présente de nombreux replis obliques d'avant en arrière avec de fines ponctuations peu nombreuses de l'extérieur vers l'intérieur;
- Style: plus long que large et à bords sensiblement parallèles, portant 4 épines longues, apicales;
- Valves péniennes: digitiformes, légèrement renflées vers l'extrémité distale (fig.102).



**Figure 99:** Critères d'identification morphologique de *S. fallax*; (A) vue générale du genitalia mâle ( $\times 250$ ), (B) édèage ( $\times 400$ ) (photos personnelles).

### 4.2.9.2 Description morphologique de la femelle de *S. fallax*

Les critères morphologiques de la femelle de *Sergentomyia fallax* les plus apparents sont comme suit:

- Cibarium: armé possède 18-21 dents, les médianes à peine plus courtes et plus étroites que les latérales, le plus souvent égales à celles-ci; disposées suivant un arc de cercle concave vers l'arrière;

- Pharynx: cordiforme, fortement encoché dans sa partie postérieure en forme de cœur; cibarium présentant 18 à 46 dents aiguës disposées suivant un arc de cercle assez fortement concave vers l'arrière, et une plage pigmentée brune, ronde ou ovale;
- Spermathèque: tubulaire large à parois lisses; conduits: aspect de la surface non strié. Base des conduits individuels: non dilaté, la tête est invaginée et arrondie entourée d'une couronne (fig.103).



**Figure 1003:** Photos représentant ritères d'identifications morphologiques de *S. fallax*; (A) vue générale de la spermathèque femelle, (B) pharynx et cibarium, (C) pharynx ( $\times 400$ ) (photos personnelles).

### 4.3 Efficacité du piégeage

La mise en évidence de l'efficacité des 3 types de pièges utilisés durant l'étude, en relation du nombre de spécimens capturés, le sexe et la richesse spécifique est consignée dans le tableau (5):

**Tableau 5:** Efficacité du piégeage selon le nombre, le sexe et la richesse spécifique.

Type de piège	Nombre de phlébotomes	AR%	Nombre de males	AR%	Nombre de femelles	AR%	Nombre d'espèces
<b>Piège huileux</b>	1091	62.20	611	66.27	480	57.69	8
<b>Piège gluant</b>	14	0.8	6	0.65	8	0.96	ND
<b>Piège lumineux CDC</b>	649	37.0	305	33.08	344	41.35	5

ND: non définie.

Les pièges huileux sont la méthode de capture la plus efficace en fonction du nombre des spécimens capturés (n= 109, 62.2%), de la richesse spécifique (capture de toutes les espèces à l'exception de *P. chabaudi*) et du nombre de mâles (sex ratio). La seconde méthode est le piège lumineux (n= 649, 37.0%) où contrairement aux pièges huileux, on remarque une attraction d'un nombre important de femelles vis-à-vis des mâles.

L'abondance du sexe-ratio en fonction des pièges utilisés est donnée dans le tableau (6).

**Tableau 6:** Variation de l'abondance du sexe-ratio en fonction des pièges utilisés.

Species	Males				Femelles			
	PH		CDC		PH		CDC	
	Nombre	AR%	Nombre	AR%	Nombre	AR%	Nombre	AR%
<i>P. perniciosus</i>	414	67.76	186	60.99	404	84.17	320	93.02
<i>P. papatasi</i>	131	21.45	113	37.05	32	6.68	11	3.19
<i>P. sergenti</i>	56	9.17	3	0.98	20	4.18	8	2.32
<i>P. chabaudi</i>	-	-	-	-	-	-	3	0.88
<i>P. longicuspis</i>	1	0.16	-	-	1	0.20	2	0.59
<i>P. bergeroti</i>	1	0.16	-	-	2	0.40	-	-
<i>P.perfiliewi</i>	1	0.16	-	-	1	0.20	-	-
<i>S. minuta</i>	6	0.98	3	0.98	14	2.92	-	-
<i>S. fallax</i>	1	0.16	-	-	6	1.25	-	-
<b>Totale</b>	<b>611</b>	<b>100</b>	<b>305</b>	<b>100</b>	<b>480</b>	<b>100</b>	<b>344</b>	<b>100</b>

(PH): piège huileux, (CDC): piège lumineux, (AR%): abondance relative.

#### **4.3.1. Discussion**

Le type de piège, l'habitat dans lequel il est déployé et les efforts employés ont une incidence sur l'abondance, la dynamique, la richesse et la composition des assemblages d'arthropodes terrestres ainsi que des phlébotomes (Dantas-Torres *et al.*, 2014b; Ernest *et al.*, 2015). En effet, les pièges huileux sont installés au niveau de toutes les stations ainsi que dans tous les types de biotopes, avec un nombre important, en raison de la facilité de leur installation, la disponibilité des matériaux qui les composent et la facilité de la récupération des spécimens. Contrairement aux pièges gluants la récupération de spécimens intacts, aptes à l'identification; est quasi impossible. De plus l'insensibilité des phlébotomes pour la couleur jaune était remarquable durant notre collecte contrairement à l'étude de Bray *et al.*, en (2016) qui montre une sensibilité importante des phlébotomes à la couleur jaune et bleu. Malgré la présence d'un seul piège lumineux CDC et la possibilité de l'installation que dans 2 étables; cette méthodologie de capture a démontré une grande efficacité vis-à-vis le nombre, la facilité de la récupération et d'identification des spécimens. Nous

avons mentionné que contrairement aux pièges huileux le nombre de femelles a dépassé celui des mâles, et malgré que le nombre des espèces capturées était moins que celui des pièges huileux, *P. chabaudi* est collectée uniquement par le piège lumineux. Ceci pourrait s'expliquer par l'endophilie et l'exophilie des espèces d'une part; et la positivité plus ou moins grande de la phototaxie des diverses espèces, et des femelles par rapport aux mâles (Bencherif, 2012; Dantas-Torres *et al.*, 2014b; Boussaa *et al.*, 2016; Rodrigez-Rojas *et al.*, 2016). Cependant le nombre des femelles capturées par le piège lumineux n'a pas beaucoup dépassé celui des mâles, ceci pourrait s'expliquer par un comportement naturel dans lequel le mâle suit la femelle pour assurer la fécondation lors de leurs déplacements (Jaturas *et al.*, 2018).

### 4.4 Structure bio-écologique des peuplements recensés

#### 4.4.1 Qualité d'échantillonnage

Sur l'ensemble de 127 sorties sur terrain (20 stations réparties sur 12 municipalités) et pendant 2 saisons (2016-2017) *P. perfiliewii* est observée une seule fois en Octobre 2017. De ce fait le quotient  $a / N = 1 / 127$  c'est-à-dire que  $a/N = 0.008$  montre que notre échantillonnage est très satisfaisant.

##### 4.4.1.1 Discussion

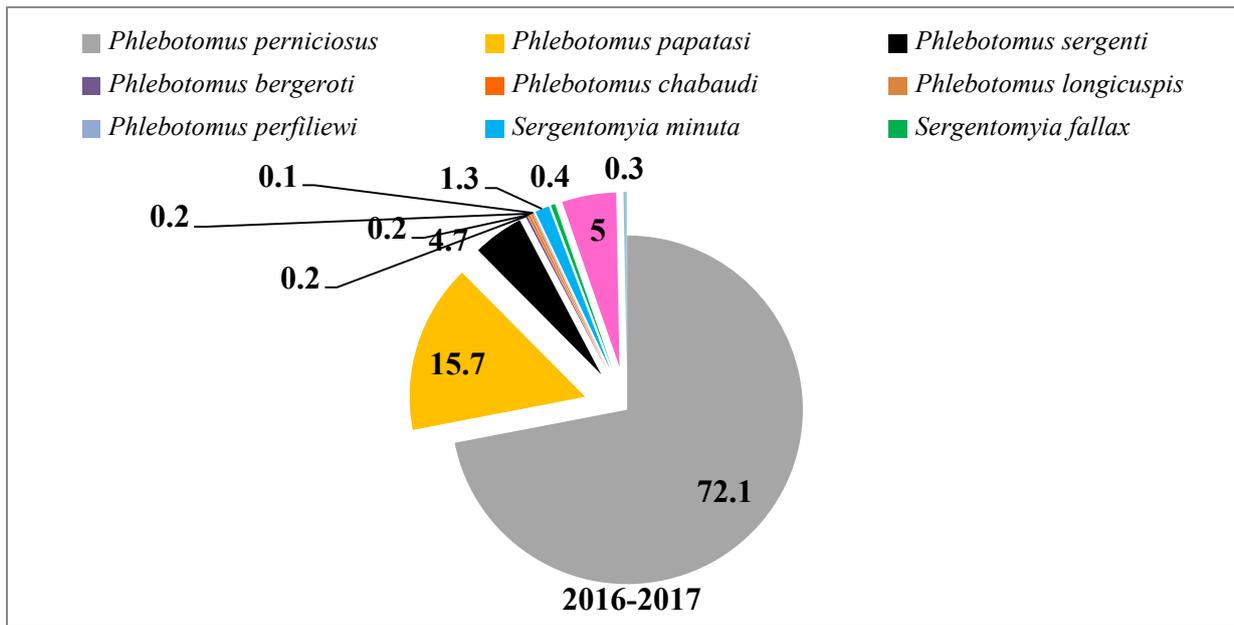
Etant donné que notre échantillonnage a touché l'ensemble des communes d'études sur 2 saisons de collecte; le recensement d'une seule espèce de phlébotomes; une seule fois; durant les 127 visites effectuées; démontre que la qualité d'échantillonnage est très satisfaisante. Toutes fois, il serait nécessaire de faire d'avantage des relevés sur de divers biotopes pour toutes les communes.

#### 4.4.2 Distribution spatio-temporelle des espèces recoltés

##### 4.4.2.1 Abondance relative

###### 4.4.2.1.1 Abondance relative générale

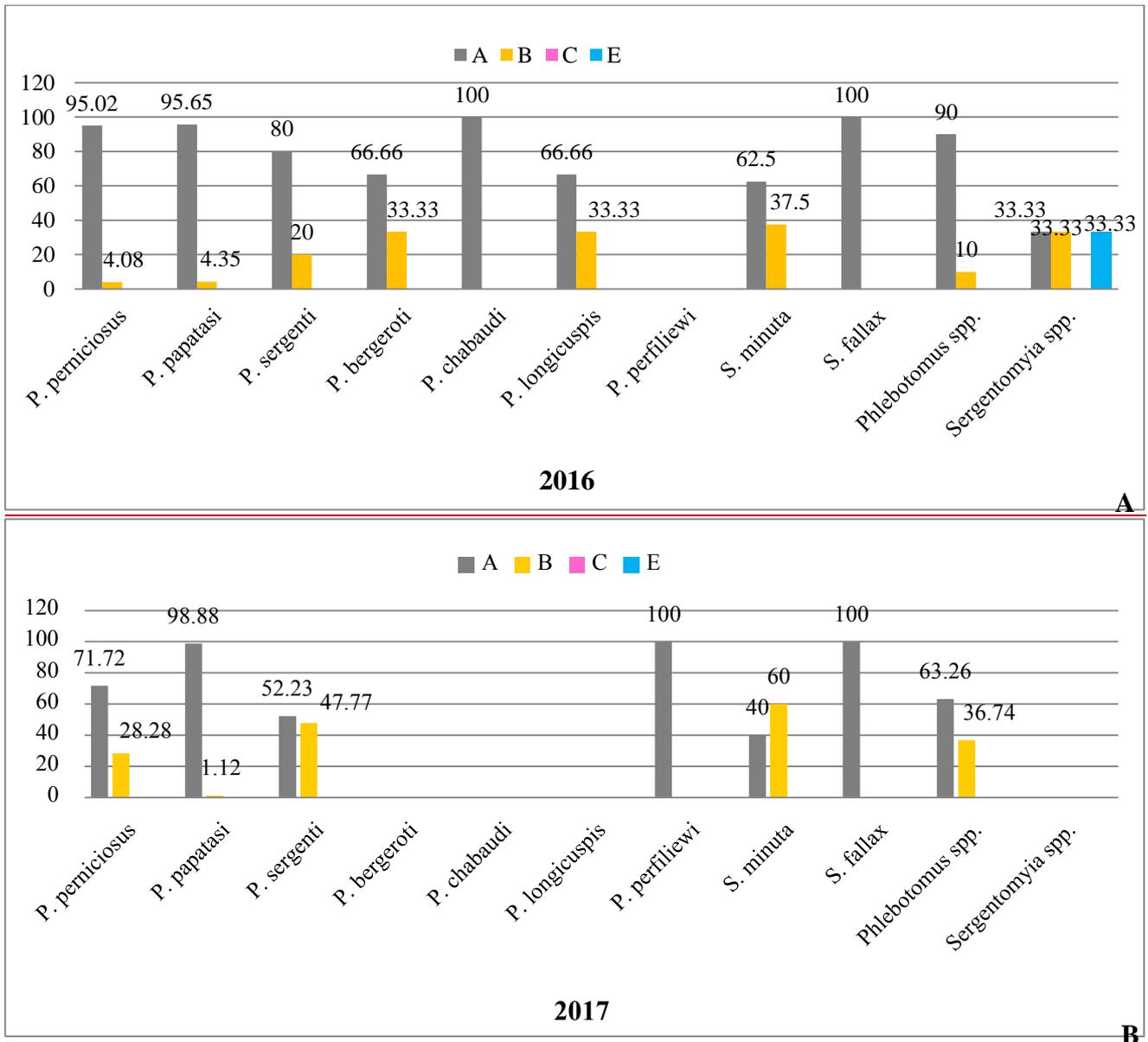
Le genre *Phlebotomus* a dominé l'ensemble de la population phlebotomienne par rapport au genre *Sergentomyia*. *Phlebotomus perniciosus* est clairement l'espèce la plus abondante suivie de *Phlebotomus papatasi* et *Phlebotomus sergenti* comme le montre la figure (104) et Annexe (6):



**Figure 101:** Histogramme représentant l'abondance relative des genres et des espèces de phlébotomes récoltés au niveau des stations positives à la collecte (2016-2017).

#### 4.4.2.1.2 Abondance relative spatio-temporelle

Sur les 20 sites de collecte, 8 (A1, A2, A3, B1, B2, C1, C2, E) et 3 (A1, A2, B1) situés dans des zones rurales sont positifs pour la présence des phlébotomes respectivement en 2016 et en 2017 (Annexe 6). Tous les sites positifs sont situés dans des zones montagneuses (altitude aproximative de 800 m au-dessus du niveau de la mer) à l'extrême Sud de la province voisinant les régions du Sahara septentrional. Les nombres les plus élevés des taxons et d'abondance relative des spécimens sont enregistrés dans des sites dotés d'abris pour animaux pendant la première année de collecte, avec une légère augmentation d'abondance au cours de la deuxième année de collecte pour *P. papatasi* (98,88%) et *P. perfiliewi* (100%) au niveau du site (A) et pour *P. perniciosus* (28,28%), *P. sergenti* (47,77%) et *S. minuta* (60%) au site (B) (fig.105).



**Figure 105** : Histogrammes représentant l'abondance relative des espèces selon le site de collecte (A) en 2016, (B) en 2017.

#### 4.4.2.1.3 Indice de diversité de Shannon-Waever et d'équitabilité

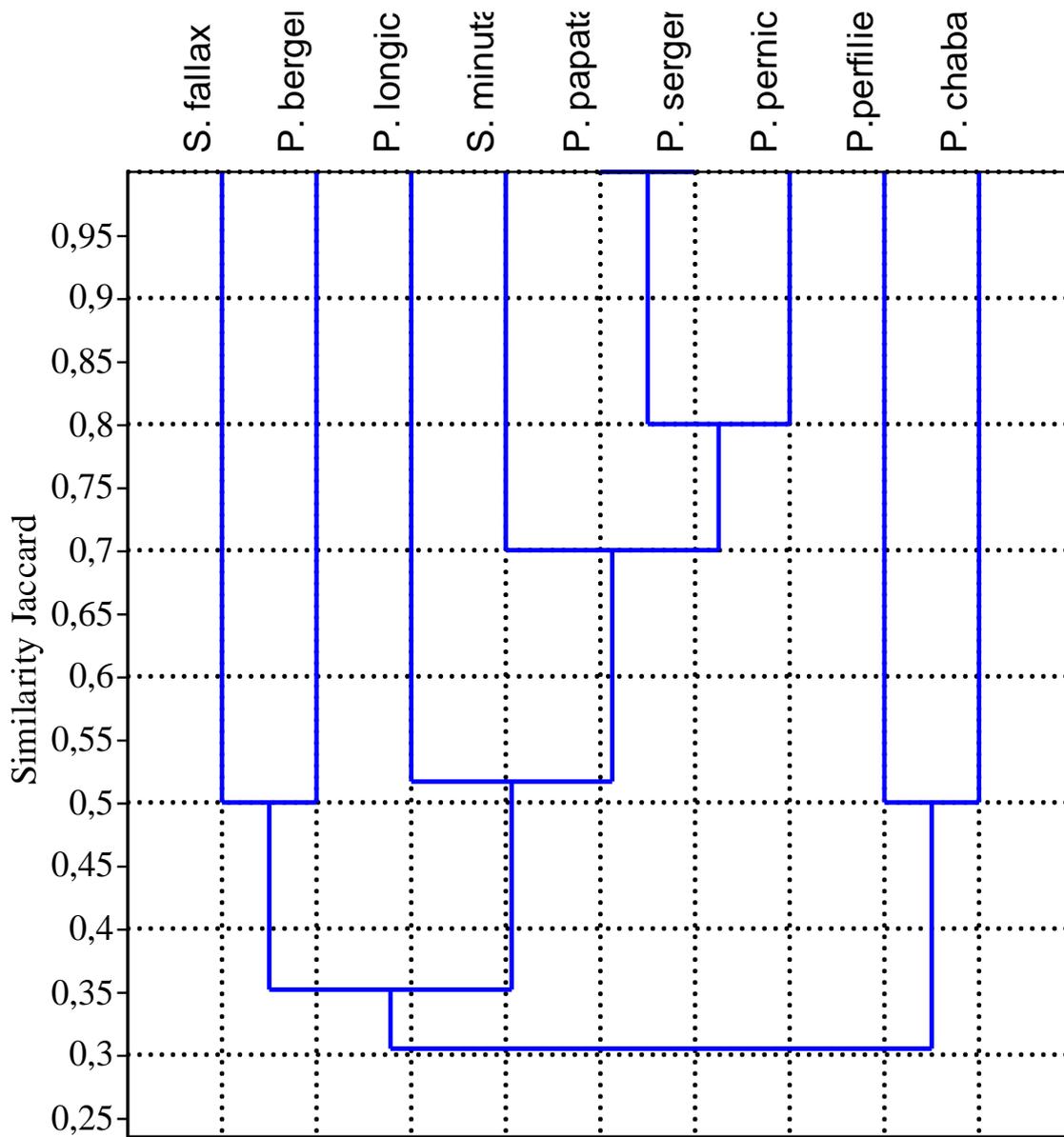
Les valeurs de l'indice de diversité de Shannon-Waever (H'), de la diversité maximale et de l'équitabilité appliquées aux espèces collectées depuis Mars 2016 jusqu'à Novembre 2017 sont mentionnées dans le tableau (7):

**Tableau 7:** Indice de diversité du nombre des spécimens des espèces collectées (2016-2017).

Espèces	ni/N (pi)	log 2 pi	pi log 2 pi
<i>Phlebotomus perniciosus</i>	0.73	-0.45	-0.33
<i>Phlebotomus papatasi</i>	0.15	-2.47	-0.41
<i>Phlebotomus sergenti</i>	0.04	-4.66	-0.19
<i>Phlebotomus bergeroti</i>	0.002	-9	-0.02
<i>Phlebotomus chabaudi</i>	0.001	-10.01	-0.01
<i>Phlebotomus longicuspis</i>	0.001	-10.01	-0.01
<i>Phlebotomus perfiliewi</i>	0.001	-10.01	-0.01
<i>Sergentomyia minuta</i>	0.01	-6.67	-0.06
<i>Sergentomyia fallax</i>	0.003	-8.42	-0.02
<b>Total</b>	0.938	-61.7	-1.06
<b>H'</b>	-	-	1.06
<b>H' max</b>	-	-	3.19
<b>E</b>	-	-	0.33

#### 4.4.2.1.4 Indice de JACCARD

Une différence de la composition de la richesse spécifique de la population phlébotomienne est révélée entre les différentes stations positives d'étude (tab.8) (fig.106). Cette comparaison est prise deux à deux suite au calcul de l'indice de JACCARD qui fluctue entre 0 et 1.



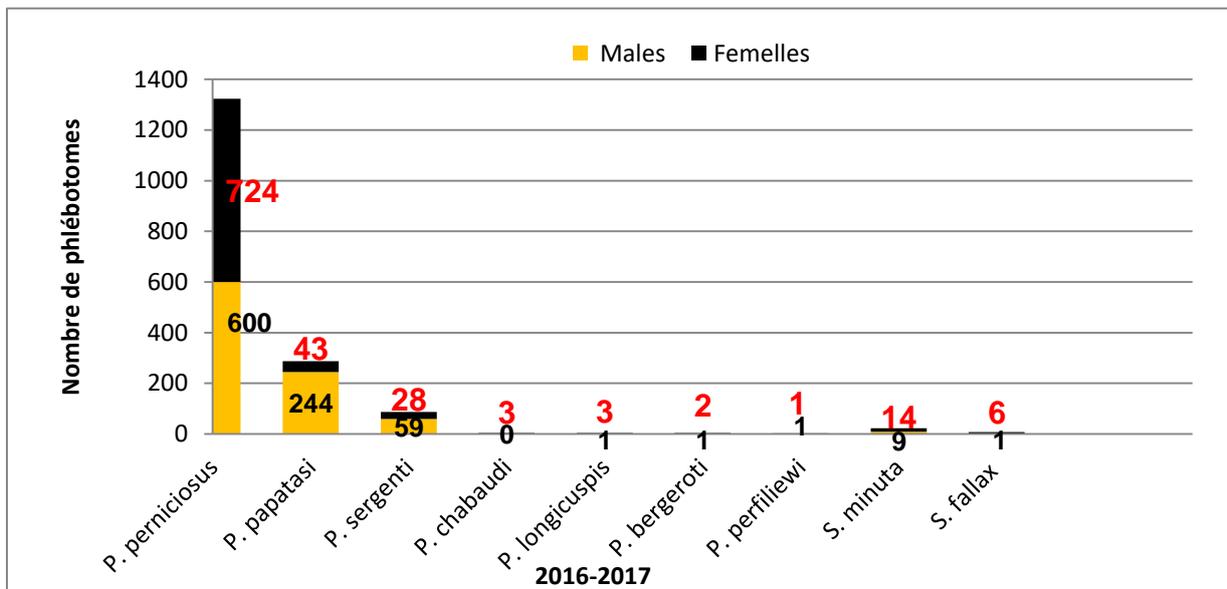
**Figure 102:** Dendrogramme selon le coefficient de similitude Jaccard des espèces de phlebotomes selon les stations d'étude

**Tableau 8:** Indice de similitude de JACCARD calculé pour les stations échantillonnées prises deux à deux.

	<i>P. perniciosus</i>	<i>P. papatasi</i>	<i>P. sergenti</i>	<i>P. bergeroti</i>	<i>P. chabaudi</i>	<i>P. longicuspis</i>	<i>P. perfiliewi</i>	<i>S. minuta</i>	<i>S. fallax</i>
<i>P. perniciosus</i>	1	0,8	0,8	0,4	0,4	0,4	0,2	0,6	0,2
<i>P. papatasi</i>	0,8	1	1	0,5	0,5	0,5	0,25	0,75	0,25
<i>P. sergenti</i>	0,8	1	1	0,5	0,5	0,5	0,25	0,75	0,25
<i>P. bergeroti</i>	0,4	0,5	0,5	1	0,33	0,33	0	0,25	0,5
<i>P. chabaudi</i>	0,4	0,5	0,5	0,33	1	0,33	0,5	0,67	0,5
<i>P. longicuspis</i>	0,4	0,5	0,5	0,33	0,33	1	0	0,67	0,5
<i>P. perfiliewi</i>	0,2	0,25	0,25	0	0,5	0	1	0,33	0
<i>S. minuta</i>	0,6	0,75	0,75	0,25	0,67	0,67	0,33	1	0,33
<i>S. fallax</i>	0,2	0,25	0,25	0,5	0,5	0,5	0	0,33	1

**4.4.2.1.5 Abondance relative globale selon le sex-ratio**

L'étude de la prévalence selon le sex-ratio, a démontré qu'à l'exception de *P. papatasi* et *P. sergenti* le nombre des mâles a prévalu sur celui des femelles au cours de la période de collecte (Annexe 7) (fig.107).



**Figure 103:** Histogramme représentant le nombre de mâles et de femelles collectés pendant la période d'étude (2016-2017) selon chaque espèce.

L'abondance relative spécifique stationnelle selon le sexe ration est notée dans le tableau (9).

**Tableau 9:** Abondance relative spécifique stationnelle selon le sex ratio.

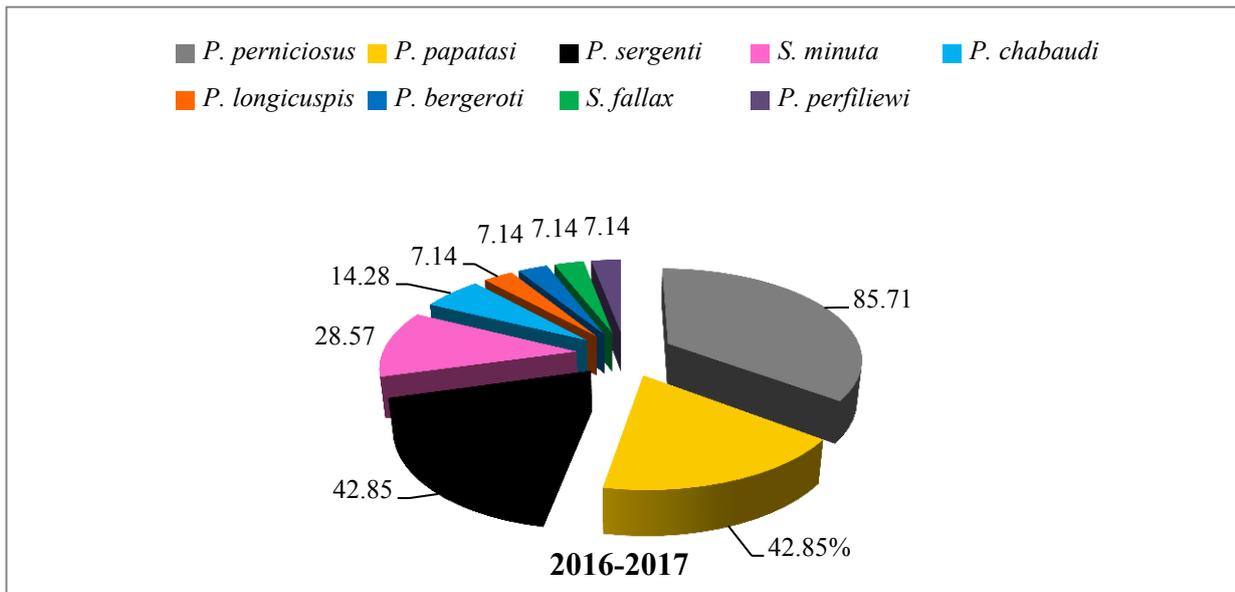
Stations	Males						Femelles					
	A		B		C		A		B		C	
Species	nbr	AR%	Nbr	AR%	nbr	AR%	nbr	AR%	nbr	AR%	nbr	AR%
<i>P. perniciosus</i>	443	60.94	147	82.12	10	100	674	88.68	50	78.12	0	-
<i>P. papatasi</i>	239	32.88	5	2.79	0	-	43	5.66	0	-	0	-
<i>P. sergenti</i>	32	4.41	27	15.09	0	-	20	2.63	8	12.5	0	-
<i>P. chabaudi</i>	0	-	0	-	0	-	3	0.39	0	-	0	-
<i>P. longicuspis</i>	1	0.13	0	-	0	-	3	0.39	0	-	0	-
<i>P. bergeroti</i>	1	0.13	0	-	0	-	1	0.14	1	1.57	0	-
<i>P.perfiliewi</i>	1	0.13	0	-	0	-	1	0.14	0	-	0	-
<i>S. minuta</i>	9	1.24	0	-	0	-	9	1.19	5	7.81	0	-
<i>S. fallax</i>	1	0.13	0	-	0	-	6	0.78	0	-	0	-
<b>Totale</b>	<b>727</b>	<b>100</b>	<b>179</b>	<b>100</b>	<b>10</b>	<b>100</b>	<b>760</b>	<b>100</b>	<b>64</b>	<b>100</b>	<b>0</b>	<b>-</b>

(nbr), nombre; (AR%), abondance relative.

#### 4.4.2.2 Indice d'occurrence

##### 4.4.2.2.1 Indice d'occurrence global

*Phlebotomus perniciosus* est présente avec une tendance constante (C = 87,51%) tout au long de la période d'étude, alors qu'une occurrence modérée est enregistrée pour *P. papatasi* et *P. sergenti* (C = 42,85%) et une occurrence peu fréquente pour *S. minuta* (C= 28,57%). *Phlebotomus chabaudi* (C = 14,28%), *P. bergeroti*, *P. longicuspis*, *P. perfiliewi* et *S. fallax* sont survenues sporadiquement (C = 7,14%) (Annexe 8) (fig.108).



**Figure 1048:** Occurrence totale des phlébotomes échantillonnés sur l'ensemble des stations au cours de la période d'étude (2016-2017).

**4.4.2.2.2 Occurrence spécifique stationnelle**

Le relevé spécifique stationnel démontre que le nombre d'espèces le plus élevé est noté dans la commune de Boutaleb (8 espèces), dans la station de Lahddada, suivi de Bni Lmai (6 espèces), puis Boutaleb Centre (5 espèces). Quatre espèces sont recensées au sommet de la commune El Hamma. La plus faible valeur est enregistrée à Lamtarih, située à la commune d'Ouled Tebbane avec une seule espèce (tab.10).

**Tableau 10:** Diversité stationnelle des espèces recensées au cours des 2 saisons d'échantillonnage (2016-2017)

Espèce / Stations	<i>P. perniciosus</i>	<i>P. papatasi</i>	<i>P. sergenti</i>	<i>P. bergeroi</i>	<i>P. chabaudi</i>	<i>P. longicuspis</i>	<i>P. perfiliawi</i>	<i>S. minuta</i>	<i>S. fallax</i>	Totale
Lahddada (A1)	+	+	+	+	+	+	-	+	+	8
Bni Lmai (A2)	+	+	+	-	+	-	+	+	-	6
Boutaleb (A3)	+	+	+	-	-	+	-	+	-	5
Lhamam (B1)	+	+	+	+	-	-	-	-	-	4
Laadaoua (B2)	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Lamtarih (C1)	+	-	-	-	-	-	-	-	-	1
Rasfa (D)	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Ouled SiAhmed (E)	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Saleh Bey (F)	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Ain Oulmen (G)	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Ksar El Abtal (H)	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Bir Haddada (I)	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Ain Azel (J)	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Ain Lahdjar (K)	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Baida Bordj (L)	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-

(+): presence, (-): absence.

#### 4.4.2.2.3 Discussion

La présence de *P. perniciosus* en tant qu'espèce la plus abondante (72,12%) pendant toute la période de l'étude peut s'expliquer en partie par la capacité de cette espèce à s'adapter à de différents environnements tels que les étables, les maisons et les fissures des murs de soutènement. De plus, la forte prévalence de *P. perniciosus* est probablement due à son comportement endo-exophilique et anthro-po-zoophilique (Zeroual *et al.*, 2016; Bennai *et al.*, 2018; Ramdane et Berchi, 2018), ainsi que sa bonne adaptation aux zones subhumides à semi-arides (Dedet *et al.*, 1984; Ramdane *et al.*, 2018). Une prévalence similaire pour cette espèce de phlébotomes (abondance atteignant 77%) est également enregistrée dans d'autres régions du Nord et

du Nord-est de l'Algérie (Berdjane-Brouk *et al.*, 2011; Bennai *et al.*, 2018; Ramdane et Berchi, 2018).

*Phlebotomus papatasi* est la deuxième espèce la plus fréquemment collectée. Cette constatation contraste avec celles obtenues dans d'autres études réalisées dans le Nord et le Nord-est de l'Algérie où une présence de *P. papatasi* de 0,18% et 0,42% était enregistrée dans les régions de Constantine et de Tipaza, respectivement (Bennai *et al.*, 2018; Ramdane et Berchi, 2018).

La forte présence de *P. papatasi* (n= 287, AR= 15.7% et C%= 42.9) dans la région de Sétif peut s'expliquer par sa capacité à s'adapter de préférence aux climats semi-arides et / ou aux nouveaux biotopes environnementaux (abris pour les moutons, les chèvres et les bovins). En effet, il est bien connu que *P. papatasi*, une espèce anthropophile et endophile, elle est typique des régions sahariennes et arides et rarement collectée dans les régions semi-arides telles que M'Sila et Costantine (Dedet *et al.*, 1984; Boudrissa *et al.*, 2012; Ramdane et Berchi, 2018).

La découverte de *P. sergenti* avec une occurrence de 42,85% est en contraste avec les données d'études antérieures menées dans le Nord et le Nord-est de l'Algérie où une fréquence relative de 4,82% avait été enregistrée (Boudrissa *et al.*, 2012; Gaouaoui *et al.*, 2017; Mouloua *et al.*, 2017; Ramdane *et al.*, 2018). Toutefois, cette différence peut être due au climat semi-aride de Sétif, *P. sergenti*, une espèce qui se rencontre généralement dans les zones sahariennes et arides et vit dans les fissures des murs, les terriers des rongeurs et les zones rocheuses (Dedet *et al.*, 1984).

La présence de *P. perfiliewi* dans la région de Sétif est due à la préférence de cette espèce pour les étages climatiques semi-arides, humides et subhumides et à la défavorisation des étages climatiques arides et sahariens (Dedet *et al.*, 1984), tels que la Région de Biska. De plus, il est rapporté par Berdjan Brouk *et al.*, (2011) et par Ramdane *et al.*, (2018) dans le Nord de l'Algérie que *P. perfiliewi* et *P. longicuspis* semblent cohabiter avec *P. perniciosus*, ceci est en accord avec nos résultats.

Il est connu que *P. chabaudi* et *P. bergeroti* se trouvent à des stades climatiques arides et sahariens, et dans des zones rocheuses rurales (Rioux *et al.*, 1967; Dedet *et al.*, 1984; Zeroual *et al.*, 2016). Au cours de notre étude, *P. chabaudi* et *P. bergeroti* sont collectées dans des abris pour animaux. Cependant *P. chabaudi* qui était restreinte au Sud Algerien, Hogar Tassili (Dedet *et al.*, 1984) et récemment découverte à Biskra (Zeroual *et al.*, 2016) et retrouvée pour la première fois au Nord de l'Algérie lors de notre échantillonnage.

Par ailleurs, la faible présence (2,5%) de *P. bergeroti*, *P. chabaudi*, *P. longicuspis* et *P. perfiliewi*, survenue pendant toute la durée de l'étude, était probablement due à des conditions environnementales inappropriées et/ou la présence de l'hôte (Dedet *et al.*, 1984; Berdjan Brouk *et al.*, 2011; Yared *et al.*, 2017; Ramdane *et al.*, 2018).

Les découvertes de *S. minuta* et *S. fallax* avec une abondance relative stationnelle allant respectivement à 62,5% et 100% confirment les données antérieures révélant que les espèces du genre *Sergentomyia* sont abondantes dans tout le territoire algérien (jusqu'à 93,3% pour *S. minuta*; 80 % pour *S. fallax*) et se sont adaptés dans toutes les zones bioclimatiques, allant du stade bioclimatique semi-aride et saharien jusqu'au subhumide et humide et au niveau des altitudes dépassant 1200m (Belazzoug *et al.*, 1982; Boussa *et al.*, 2007; Zeroual *et al.*, 2016). Cependant ces deux espèces étant connu pour être herpetophilic (Dedet *et al.*, 1984; Ramdane *et al.*, 2018). Dans cette étude, les collections de *S. minuta* et *S. fallax* sont au niveau des abris pour animaux, et les altitudes se situent entre 800 et plus de 1450 m d'altitude.

Une baisse de stations positives remarquable est observée lors de la deuxième saison de collecte. En raison des résultats non significatifs ( $P > 0.05$ ) de la comparaison des facteurs climatiques entre la première et la deuxième saison de collecte; (Test t de Student  $t = -0,62$ ,  $df = 22$ ,  $p = 0,95$  pour la température;  $t = 0,23$ ,  $df = 22$ ,  $P = 0,81$  pour l'humidité relative;  $t = 0,23$ ,  $df = 22$ ,  $P = 0,81$  pour les précipitations;  $t = -0,17$ ,  $df = 22$ ,  $p = 0,86$  pour la vitesse moyenne du vent) on peut rapporter que cette baisse est due au traitement chimique de l'environnement dans ces zones (A2, A3, B2 et C) à partir du mois de Juin jusqu'au mois de Juillet 2017 (Annexe 9).

L'indice de diversité de Shannon-Waever sur les 12 communes  $H' = 1,06$  bits. Cette valeur est inférieure à la diversité maximale  $H'_{max}$  (3.19 bits) ce qui signifie que la population des phlébotomes à Sétif composée de 9 espèces est peu diversifiée, en comparant avec la richesse spécifique composée de plus de 22 espèces en Algérie.

La valeur de l'équitabilité de 0.33 indique que la population est très peu équilibrée et qu'une seule espèce domine tout le peuplement, en effet *P. perniciosus* représente plus de 70% du total de la collecte. La diversité stationnelle des espèces recensées au cours de l'étude a démontré que *P. perniciosus* est l'espèce la plus occurrente dans l'espace au niveau de toutes les stations positives à la présence de phlébotomes, et présente ainsi le spectre de répartition le plus large.

La station de Lahddada (Boutaleb) est celle qui abrite le plus grand nombre d'espèces des phlébotomes identifiés, suivie de la station de Bni Lmai. Nous avons noté que la végétation est presque similaire dans toutes les stations positives à la collecte favorisant la présence de phlébotomes tels que les arbres fruitiers et les plantes fleuries (fournissant l'abri et la nutrition et favorisant l'accouplement) (Dolmatova et Demnia, 1971; Boussaa *et al.*, 2016); nous référons cette richesse spécifique et ainsi la haute abondance à l'altitude (792m) de la station de Lahddada idéale pour toutes les espèces de phlébotomes recensés en particulier celle qui ont une préférence à la basse altitude telle que *P. longicuspis*, *S. fallax* et *P. bergeroti* (Abonnec, 1972; Rioux *et al.*, 1975; Dedet *et al.*, 1984; Bounamous, 2010), ainsi que la présence de plus de population, d'élevages et d'habitat spontanés qui d'après Boussaa *et al.*, (2007) et Cherif, (2014); influence sur la prolifération des phlébotomes, ainsi que les constructions très anciennes avec une faible aération et une chaleur interne considérable en comparant avec le sommet de Bni Lmai qui est un village abandonné présentant moins de 25 habitants (répartis sur 3 familles) et quelques élevages très éloignés l'un de l'autre.

Toutes fois nous rapportons la présence importante des phlébotomes à Hamma qui est la troisième station positive à la collecte; à la présence de couvertures végétales denses ainsi que la présence d'étables sur place. Ceci d'après Boussaa et Boumezzough, (2014) et Chanampa *et al.*, (2018), fournis une quantité de matière organique d'origine végétale et animale importante au développement des stades préimaginaux. En effet les propriétaires de l'étable où les phlébotomes sont échantillonnés commercialisent l'humus animal à partir du sol de cette étable.

D'autre part le résultat de la corrélation Spearman-r des phlébotomes avec l'indice NDVI était hautement significatif ( $P < 0.01$ ) ( $r_s(20) = 0,65$ ,  $p = 0,002$ ). Nos résultats sont similaires à ceux trouvés en Argentine (Chanampa *et al.*, 2018).

Les plus grandes valeurs de similitude entre *P. perniciosus*, *P. papatasi* et *P. sergenti*; allant jusqu'à 0.8 (80%) sont signalées entre Lahddada, Bni Lmai et Boutaleb situé à la même commune (Boutaleb), alors que les plus petites valeurs comprises entre 0 et 0,2 sont notées entre (Lamtarih) Ouled Tebbane et Lahddada (Boutaleb). Toutefois, nous signalons que, la similitude entre les espèces aux stations de l'Hamma et Boutaleb (stations voisines) était jusqu'à 0.75; ce qui démontre une ressemblance majeure dans la composition en espèces des peuplements recensés.

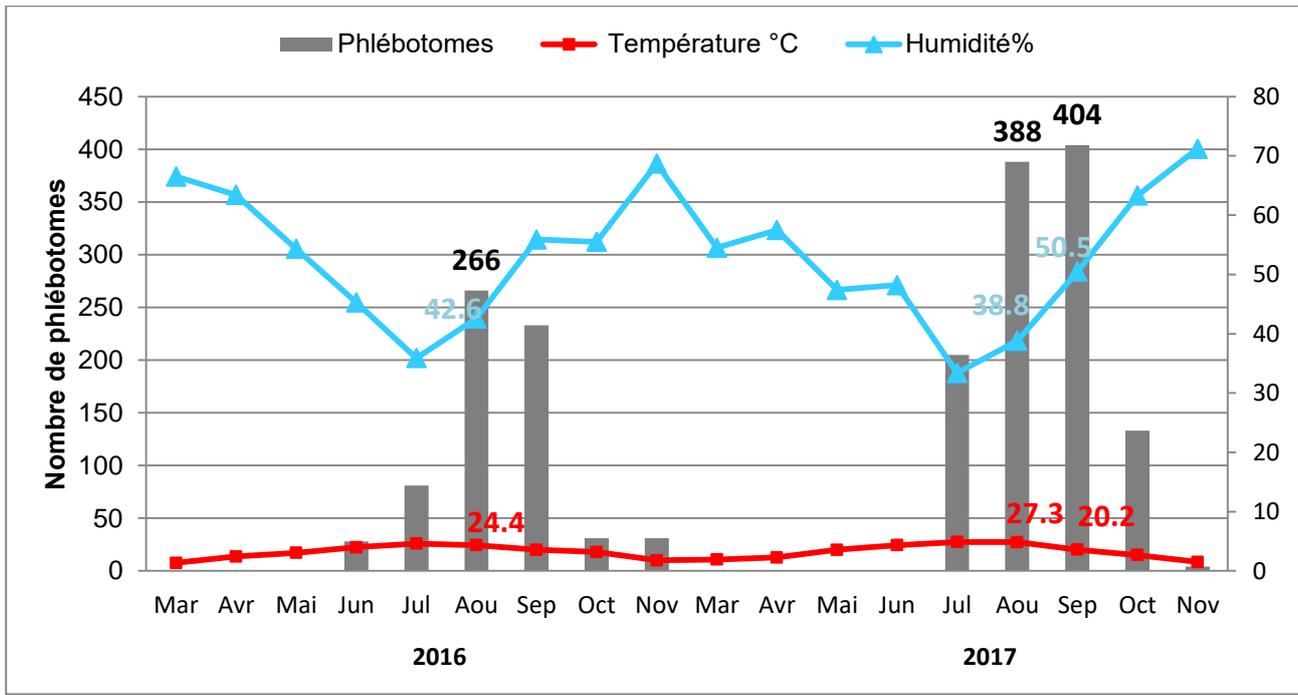
Cette ressemblance pourrait s'expliquer d'après Bencherif, (2012) que pour la plupart des stations qui se rapprochent par leur composition en espèces, ceci est en relation avec la proximité géographique de ces stations.

En plus, la similitude entre certaines stations est nulle ceci s'explique par l'absence des espèces de phlébotomes dans ces stations.

Bien que le nombre des spécimens était clairement différent en fonction des espèces et des sites de collectes; cependant aucune variation significative n'est enregistrée pour le ratio femelle: mâle en fonction de l'espèce 2016: Test U de Mann-Whitney:  $U(9) = 25,5$ ,  $Z = -1,43$ ,  $P = 0,190$ ; 2017: test U de Mann-Whitney, test U de Mann-Whitney:  $U(9) = 39$ ,  $Z = -0,13$ ,  $P = 0,931$ ; et des sites de collecte positifs (2016: test U de Mann-Whitney:  $U(8) = 23,5$ ,  $Z = -0,90$ ,  $P = 0,367$ ; 2017: test U de Mann-Whitney, test U de Mann-Whitney:  $U(3) = 2,00$ ,  $Z = -1,09$ ,  $P = 0,275$ ).

### 4.4.3 Répartition saisonnière

L'étude de la fluctuation temporelle montre que les phlébotomes sont apparus à partir de mi-juin et sont restés actifs jusqu'aux premiers jours de novembre 2016, atteignant leur maximum en août lorsque la température et l'humidité moyennes mensuelles enregistrées sont  $24,4^{\circ}\text{C}$  et  $42,6\%$  respectivement. En 2017, des phlébotomes sont apparus du mi-Juillet jusqu'à la fin de Novembre, avec deux pics en Août (température moyenne mensuelle et humidité relative est de  $27,3^{\circ}\text{C}$  et  $38,8\%$ , respectivement) et en Septembre (température moyenne mensuelle et humidité relative sont de  $20,2^{\circ}\text{C}$  et de  $50,5\%$ , respectivement) (fig.109).



**Figure 105:** Histogramme représentant la répartition mensuelle des phlébotomes récoltés dans la région de Sétif (2016-2017).

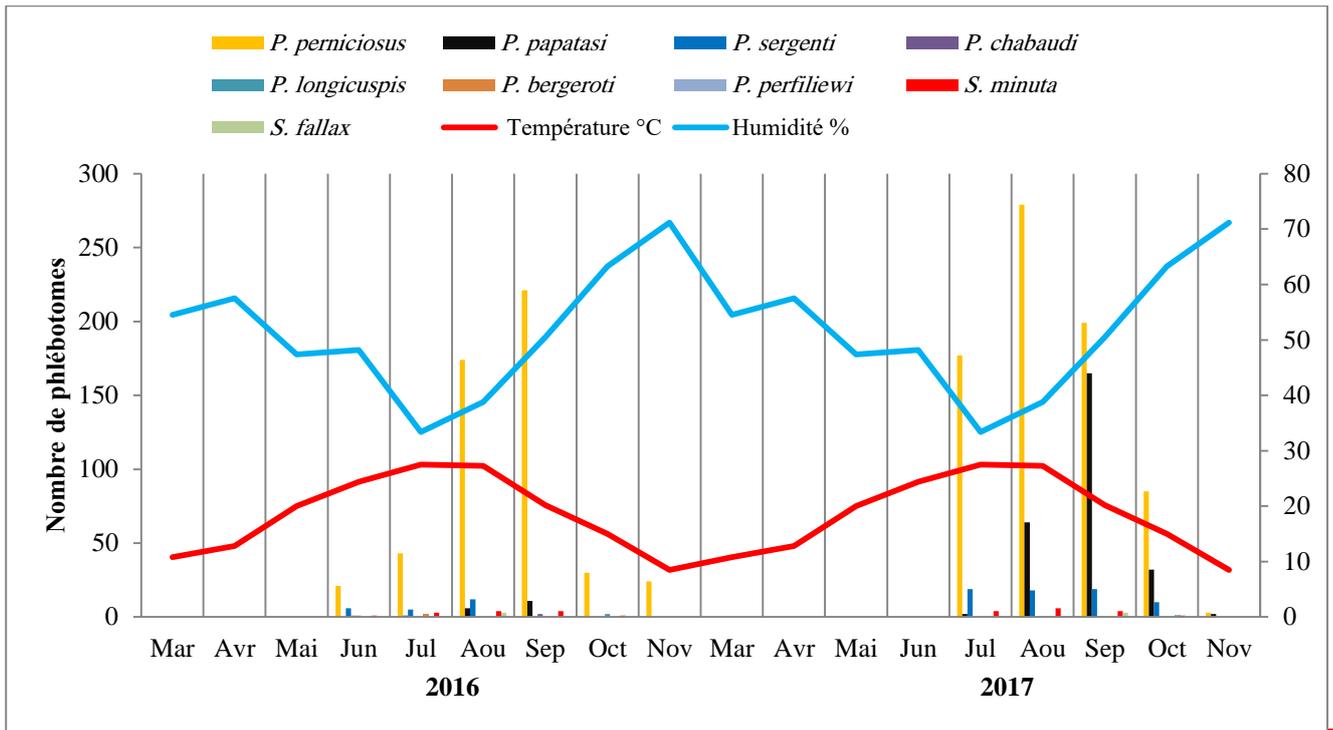
Le nombre mensuel des phlébotomes (toutes espèces combinées) est en corrélation positive avec la température ( $r_s(16) = 0,541, p = 0,02$ ). Cependant aucune corrélation significative n'est trouvée entre le nombre mensuel de phlébotomes (toutes espèces combinées) et les précipitations ( $r_s(16) = -0,286, p = 0,25$ ), l'humidité relative ( $r_s(16) = -0,376, p = 0,13$ ) et la vitesse du vent ( $r_s(16) = -0,169, P = 0,50$ ).

L'étude de la comparaison de la répartition temporelle mensuelle des espèces de phlébotomes est mentionnée dans le tableau (11).

**Tableau 11:** Diversité temporelle des espèces recensées au cours des 2 saisons d'échantillonnage (2016-2017)

Espèce / Mois	<i>P. perniciosus</i>	<i>P. papatasi</i>	<i>P. sergenti</i>	<i>P. bergeroi</i>	<i>P. chabaudi</i>	<i>P. longicauspis</i>	<i>P. perfitiewi</i>	<i>S. minuta</i>	<i>S. fallax</i>	Totale
2016										
Mars	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0
Avril	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0
Mai	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0
Juin	+	-	+	-	+	+	-	-	-	4
Juillet	+	+	+	+	-	-	-	+	+	6
Aout	+	+	+	-	-	-	-	+	+	5
Septembre	+	+	-	-	+	-	-	+	-	4
Octobre	+	-	-	-	-	+	-	+	-	3
Novembre	+	-	-	-	-	-	-	-	-	1
2017										
Mars	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0
Avril	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0
Mai	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0
Juin	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0
Juillet	+	+	+	-	-	-	-	+	-	4
Aout	+	+	+	-	-	-	-	+	-	4
Septembre	+	+	+	-	-	-	-	+	+	5
Octobre	+	+	+	-	-	-	-	+	-	4
Novembre	+	+	-	-	-	-	-	-	-	2

L'étude de la fluctuation temporelle spécifique montre que la majorité des espèces de phlébotomes sont apparues à partir de mois de Juin jusqu'au mois de Septembre atteignant le maximum au mois d'Aout 2016, lorsque les températures et l'humidité moyenne mensuelles sont 27.3 °C et 38.8% enregistrées respectivement. En 2017, la richesse spécifique est maximale en Septembre lorsque la température moyenne mensuelle et humidité relative sont de 20,2 °C et de 50,5%, respectivement (fig.110).



**Figure 106:** Répartition mensuelle spécifique des phlébotomes récoltés dans la région de Sétif (2016-2017).

Le nombre mensuel de *P. perniciosus* (l'espèce la plus abondante) est en corrélation hautement positive avec la température ( $r_s(16) = 0,006$ ,  $p = 0,008$ ) ainsi que pour l'humidité ( $r_s(16) = -0,49$ ,  $p = 0,03$ ). Cependant aucune corrélation significative n'est trouvée entre le nombre mensuel de *P. perniciosus* et les précipitations ( $r_s(16) = -0,40$ ,  $p = 0,1$ ), et la vitesse du vent ( $r_s(16) = -0,32$ ,  $P = 0,18$ ).

Cependant aucune corrélation significative n'est trouvée entre le nombre mensuel des autres espèces (*P. papatasi*, *P. sergenti*, *P. bergeroti*, *P. chabaudi*, *P. longicuspis*, *P. perfiliewi*, *S. minuta* et *S. fallax*) et les facteurs climatiques majeurs (température, humidité relative, précipitations et vitesse du vent).

La dynamique mensuelle spécifique des mâles et des femelles démontre que le sex ratio change également au cours des mois d'Aout et de Septembre 2016, où le nombre des femelles était plus que celui des mâles. En, Août et Septembre 2017, la balance évolue en faveur des mâles (tab.12 et tab. 13).

Tableau 12: Dynamique spécifique mensuelle des mâles au cours de l'étude (2016-2017).

Espèce Mois	<i>P. perniciosus</i>	<i>P. papatasi</i>	<i>P. sergenti</i>	<i>P. bergeroi</i>	<i>P. chabaudi</i>	<i>P. longicuspis</i>	<i>P. perfiliewi</i>	<i>S. minuta</i>	<i>S. fallax</i>	Totale
	<b>2016</b>									
Mars	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Avril	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Mai	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Juin	10	0	2	0	0	1	0	0	0	13
Juillet	33	1	4	1	0	0	0	1	0	40
Aout	51	3	3	0	0	0	0	2	0	59
Septembre	81	6	0	0	0	0	0	0	0	87
Octobre	10	2	0	0	0	0	0	0	0	12
Novembre	11	0	0	0	0	0	0	0	0	11
<b>2017</b>										
Mars	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Avril	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Mai	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Juin	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Juillet	93	1	15	0	0	0	0	1	0	110
Aout	128	55	11	0	0	0	0	3	0	197
Septembre	122	147	14	0	0	0	0	2	1	286
Octobre	57	29	10	0	0	0	1	0	0	97
Novembre	4	0	0	0	0	0	0	0	0	4

Tableau 13: Dynamique spécifique mensuelle des femelles au cours de l'étude (2016-2017).

Espèce \ Mois	<i>P. perniciosus</i>	<i>P. papatasi</i>	<i>P. sergenti</i>	<i>P. bergeroi</i>	<i>P. chabaudi</i>	<i>P. longicuspis</i>	<i>P. perfiliewi</i>	<i>S. minuta</i>	<i>S. fallax</i>	Totale
<b>2016</b>										
Mars	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Avril	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Mai	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Juin	10	0	0	0	1	1	0	1	0	13
Juillet	33	0	0	1	0	0	0	1	0	35
Aout	182	2	8	1	0	0	0	2	3	198
Septembre	130	5	3	0	2	0	0	3	0	143
Octobre	18	0	0	0	0	2	0	0	0	20
Novembre	20	0	0	0	0	0	0	0	0	20
<b>2017</b>										
Mars	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Avril	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Mai	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Juin	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Juillet	72	0	7	0	0	0	0	3	0	82
Aout	154	5	4	0	0	0	0	3	0	166
Septembre	78	28	6	0	0	0	0	1	2	115
Octobre	26	2	0	0	0	0	1	0	1	30
Novembre	1	1	0	0	0	0	0	0	0	2

#### 4.4.3.1 Discussion

La juxtaposition de la fluctuation temporelle des phlébotomes avec le diagramme ombrothermique a démontré que l'activité des phlébotomes dans la région de Sétif est saisonnière, et que les phlébotomes sont présents pendant la saison sèche (avril – octobre), mais pas pendant la saison humide (Novembre – Mars).

Nos résultats correspondent aux résultats de Rioux *et al.*, (1975); Alten *et al.*, (2015) et Ramdani *et al.*, (2018), qui démontrent que la période d'activité des phlébotomes adultes en Méditerranée est généralement saisonnière, et pendant la saison sèche dans les zones tempérées. Nos résultats des collectes hebdomadaires et mensuelles sont plus ou moins cohérents, cela peut indiquer que les collectes mensuelles peuvent être fiables pour déterminer les fluctuations

saisonniers des phlébotomes dans des contextes écologiques similaires. Cependant, nous avons trouvé une forte corrélation positive entre le nombre de phlébotomes et la température. Ces résultats confirment que les phlébotomes sont influencés par des facteurs abiotiques (Maroli *et al.*, 2013; Dantas-Torres *et al.*, 2014b; de Oliveria *et al.*, 2016), ce qui peut expliquer la dynamique saisonnière. Nos résultats sont aussi confirmés par les résultats du test H de Kruskal Wallis démontrant que le nombre de spécimens collectés mensuellement pour chaque espèce varie considérablement en 2016 (test H de Kruskal-Wallis,  $H = 13,78$ ,  $df = 6$ ,  $P = 0,03$ ) et en 2017 (test H de Kruskal-Wallis,  $H = 13,24$ ,  $df = 6$ ,  $P = 0,03$ ).

On ajoute que la période d'activité des phlébotomes est courte (de Juin à Novembre) et toutes les espèces ont présenté une évolution monophasique. Cela pourrait être le résultat de la différence de facteurs climatiques entre la plaine et la montagne (Boussaa *et al.*, 2005).

*Phlebotomus perniciosus* (l'espèce la plus abondante) était la première espèce à apparaître et la dernière à disparaître au cours des 2 saisons de collecte; de Juin à Novembre (2016) et de Juillet à Novembre (2017). Cette espèce a atteint son maximum en Septembre 2016 (température 20.2°C, humidité 50.5%) et en Aout 2017 (température 27.3°C, humidité 38.8%).

Il est rapporté que le pic maximum le plus important de *P. perniciosus* se situe d'Août à Septembre en Afrique et de Juin à Juillet en Algérie, ainsi qu'au Sud du Bassin Méditerranéen (Dedet *et al.*, 1984; González *et al.*, 2017; Ramdane *et al.*, 2018). Ces recherches semblent être similaires à nos résultats enregistrés en Juillet, Août et Septembre 2016 et 2017. De plus la confirmation de l'activité saisonnière estivale et automnale de *P. perniciosus* coïncide parfaitement avec les résultats trouvés à Mila par Messai, (2006); et à Batna par Bencherif, (2012) et qui expliquent cette fluctuation temporaire par l'apparition de la première et la seconde génération d'imagos issues des larves diapausantes et des œufs pondus par la première génération respectivement dans le contexte de l'étage bioclimatique similaire (semi-aride).

La courbe d'activité de *P. papatasi* dans la région de Sétif a démontré une apparition au mois de Juillet pour les 2 saisons de collecte et une disparition en Septembre 2016 et Novembre 2017. Cette espèce a atteint son maximum en Aout 2016 (température 27.3°C, humidité 38.8%) et en Septembre 2017 (température 20.2°C, humidité 50.5%). Toute fois nos résultats ne correspondent pas avec ceux retrouvés en Tunisie, à Marrakech (Maroc), à M'sila et à Biskra (Boussaa, 2008;

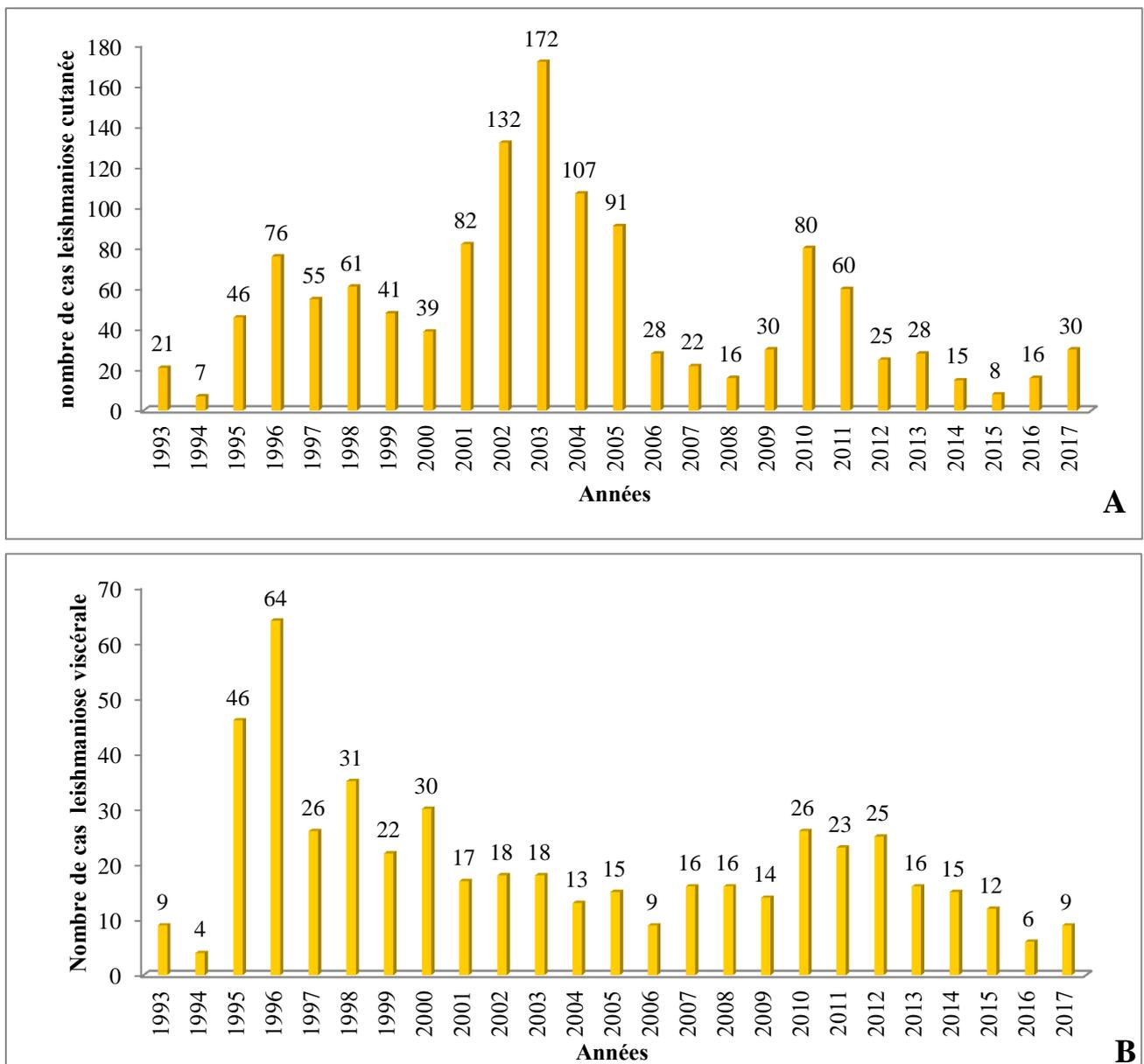
## Resultats et discussion

Cherif, 2014; Zeroual, 2017) et qui démontrent que le cycle de *P. papatasi* débute d'Avril jusqu'à Décembre. Ceci est en relation avec l'étage climatique (abondance importante aux étages arides et sahariens) et l'optimum de température qui constitue un facteur limitant très important pour cette espèce. Cependant d'après Boussaa (2008), l'activité est maximale entre 32°C et 36°C; par contre elle diminue avec la diminution de la température (de 11°C à 20°C).

Les mâles et les femelles de la population phlebotomienne au cours des mois de Juin, Juillet, Octobre et Novembre n'ont pas démontré une véritable variation; ce résultat est prouvé par les résultats du test statistique qui ont démontré qu' aucune variation significative n'est enregistrée pour le ratio femelle: mâle en fonction du mois de capture (2016: Mann- Test U de Whitney:  $U(6) = 8,5$ ,  $Z = -1,52$ ,  $P = 0,126$ ; 2017: test U de Mann-Whitney, test U de Mann-Whitney:  $U(6) = 13$ ,  $Z = -0,80$ ,  $P = 0,422$ ). Cependant la différence enregistrée au cours des mois d'Aout et Septembre 2016 et 2017 n'est pas due au facteur climatique en raison des résultats non significatifs ( $P > 0.05$ ) de la comparaison des facteurs climatiques entre la première et la deuxième saison de collecte déjà mentionnées préalablement.

### 4.5 Etude épidémiologique

Les résultats des cas de leishmaniose cutanée et viscérale sont obtenus de la Direction de la Santé et de la Population de la wilaya de Setif (Annexe 1). Cependant depuis le premier signalement (1993) jusqu'au 2017; 1288 cas de leishmaniose cutanée, et 501 cas de leishmaniose viscérale sur l'ensemble de la wilaya sont enregistrés. Les cas de leishmaniose cutanée et de leishmaniose viscérale ont connu une oscillation au cours des années, les pics maximum sont enregistrés en 2003 atteignant 172 cas de leishmaniose cutanée et 64 cas de leishmaniose viscérale en 1996 (fig.111).



**Figure 107:** Nombre de cas (A) leishmaniose cutanée (B) leishmaniose viscérale; de 1993 au 2017 dans la wilaya de Setif.

Les résultats des cas de LC en fonction de la station, du mois d'occurrence, du sexe et de l'âge au cours de la période d'étude allant de 2016 au 2017 sont indiqués dans le tableau (14):

**Tableau 14:** Cas relatifs de leishmaniose cutanée humaine à Sétif, en fonction de la station, du mois de notification, du sexe et de l'âge (2016-2017).

Station	Type	2016						2017						Totale
		Cas humain		Age (année) et sexe (M, F)				Cas humain		Age (année) et sexe (M, F)				
		Mois	n	<10	10–30	30–50	50–70	Mois	n	<10	10–30	30–50	50–70	
Boutaleb	Rurale	-	-	-	-	-	-	Jan	1	-	-	-	1F	1
Hamma	Rurale	Nov	1	-	-	1M	-	Oct	2	1F	1M	-	-	3
Ouled Tebbane	Rurale	Nov	1	-	1M	-	-	Jan	3	-	1F	2F	-	4
Rasfa	Rurale	Dec	2	-	2M	-	-	Jan-Dec	3	1M	1M	-	1F	5
Ouled Sid Ahmed	Rurale	Mar	1	-	-	1M	-	-	-	-	-	-	-	1
Saleh Bey	Urbaine	Nov	1	1M	-	-	-	Nov	1	-	-	1M	-	2
Ain Oulmen	Urbaine	Dec	1	-	1M	-	-	Jan-Mar, Nov-Dec	12	1F	4M, 1F	5M, 1F	-	13
Kser El Abtal	Periurbaine	-	-	-	-	-	-	Oct-Dec	4	2M	1M	1M	-	4
Bir Haddada	Periurbaine	-	-	-	-	-	-	Jan	1	-	1M	-	-	1
<b>Total</b>			7	1	4	2	-		27	5	10	10	2	34

-, indisponible; M, hommes; F, femmes.

Au cours de la période d'étude, 34 cas humains de leishmaniose cutanée sont notifiés dans 9 des 12 municipalités étudiées en 2016 et 11 des 12 municipalités étudiées en 2017 dans cette région (tableau 4). Parmi ceux-ci, 14 (41,2%), 15 (44,1%) et 5 (14,7%) cas de leishmaniose cutanée sont

enregistrés dans 5 zones rurales (Boutaleb, Hamma, Ouled Tebbane, Rasfa et Ouled Sid Ahmed) et dans 2 zones urbaines (Ain Oulmen et Saleh Bey) et les municipalités péri-urbaines (Ksar El Abtal et Bir Haddada), respectivement. En 2016, sept cas de leishmaniose cutanée (20,6%) sont survenus en Mars (n = 1), en Novembre (n = 3) et en Décembre (n = 3). Ces cas sont signalés pour les hommes de 10 à 50 ans vivant dans des zones rurales (71,4%, n = 5) et urbaines (28,6%, n = 2) (tableau). En 2017, 27 cas de leishmaniose cutanée (79,4%) sont survenus d'Octobre à Décembre (n = 13) et de Janvier à Mars (n = 14).

Des cas de leishmaniose cutanée sont notifiés à la fois pour les hommes (66,7%, n = 18) et pour les femmes (33,7%, n = 9). Ces cas humains sont répartis dans tous les groupes d'âge de patients examinés, vivants dans des zones rurales (33,3%, n = 9), urbaines (48,1%, n = 13) et périurbaines (18,5%, n = 5).

De 1993 à 2017, les corrélations entre les cas annuels de leishmaniose cutanée et les températures moyennes annuelles ont montré une association négative modérée ( $r_s = -0,54$ ,  $P < 0,05$ ). Au contraire, il y avait une corrélation positive ( $r_s = 0,45$ ,  $P < 0,05$ ) entre les précipitations moyennes annuelles et les cas annuels de leishmaniose cutanée et une forte corrélation positive ( $r_s = 0,57$ ,  $P < 0,01$ ) entre la vitesse moyenne du vent annuelle et les cas annuels de leishmaniose cutanée, cependant, aucune corrélation entre les cas annuels de leishmaniose cutanée et l'humidité n'est trouvée.

Au cours de la période d'étude (2016-2017), les corrélations entre les cas mensuels de leishmaniose cutanée et les températures moyennes mensuelles ont montré une forte association négative ( $r_s = -0,64$ ,  $P < 0,01$ ). Au contraire, il y avait une forte corrélation positive ( $r_s = 0,69$ ,  $P < 0,01$ ) entre l'humidité moyenne mensuelle, cependant aucune corrélation entre les cas mensuels de leishmaniose cutanée et les précipitations n'est trouvée ainsi que la vitesse du vent.

Les résultats du test de Pearson Chi-deux (considérant  $P < 0,005$ ) pour évaluer la relation entre la présence de cas de leishmaniose cutanée et la présence de phlébotomes dans chaque station d'étude et pour chaque année démontrent que statiquement, aucune relation n'existe entre la présence de phlébotomes et les cas de leishmaniose cutanée (2016: Pearson Chi-deux,  $P = 0,13$ ; 2017: Pearson Chi-deux,  $P = 0,08$ ).

### 4.5.1 Discussion

Le niveau de transmission enzootique est généralement directement prédictif du risque pour l'homme ou les animaux domestiques. L'activité de transmission enzootique peut être surveillée en mesurant les taux d'infection des vecteurs, les taux d'infection des vertébrés hôtes, les taux de séroconversion sentinelle et le nombre de cas cliniques (Marcondes, 2017).

Même si aucun phlébotome n'est collecté dans les zones urbaines et périurbaines de la région Sud de Sétif, des cas de leishmaniose cutanée sont enregistrés dans ces zones. Cependant, la possibilité que ces patients atteints de leishmaniose cutanée aient contracté l'infection en milieu rural ne peut être exclue. En effet, la plupart des 34 cas de leishmaniose cutanée analysés ici sont des sujets de sexe masculin âgés de 10 à 30 ans, employés dans des activités agricoles, en particulier pendant l'été, pratiquant des activités nocturnes et des échanges commerciaux vers le Sud du pays; et par conséquent exposés à un risque élevé de piqûres de phlébotomes.

On ajoute qu'il serait important de faire plus d'efforts sur terrain en ce qui concerne l'échantillonnage des phlébotomes dans les stations où on a enregistré des cas de leishmaniose, afin de résoudre le conflit de l'absence de phlébotomes dans les communes où on a signalé des cas humains de leishmaniose (Rasfa, Ouled Sid Ahmed, Saleh Bey, Ain Oulmen, Kser El Abtal et Bir Haddada).

Enfin il serait nécessaire d'étudier les possibilités de transmissions non vectorielles de la maladie telle que la transmission verticale par morsure des réservoirs porteurs du parasite, ainsi la transfusion sanguine entraînant un risque non négligeable de transmission du parasite (Frahtia-Benotmane, 2015).

Le nombre élevé de cas de leishmaniose cutanée enregistré particulièrement à Sétif et généralement en Algérie peut s'expliquer par l'extension des foyers classiques et par l'émergence de nouveaux foyers à travers le pays (INSP, 2011; Kabbout *et al.*, 2016; Benelmouffok *et al.*, 2017).

Concernant la région de Sétif, bien qu'elle soit un foyer de leishmaniose cutanée où on a enregistré jusqu'à plus de 170 cas par an, on note l'absence de toute étude prospective concernant l'incidence de la leishmaniose. Cependant, jusque-là aucune souche parasitaire n'est identifiée au sein de ce foyer, de plus les rapports du relevé épidémiologique mensuel établi par le ministère de la santé publique de 2004 au 2017 mentionnent très rarement des données de leishmaniose viscérale dans cette région.

Bien que cette région n'a pas été préalablement le centre d'intérêt d'études éco-épidémiologique, nous notons aussi que les programmes de lutte chimique par le Deltamethrine, imposé par

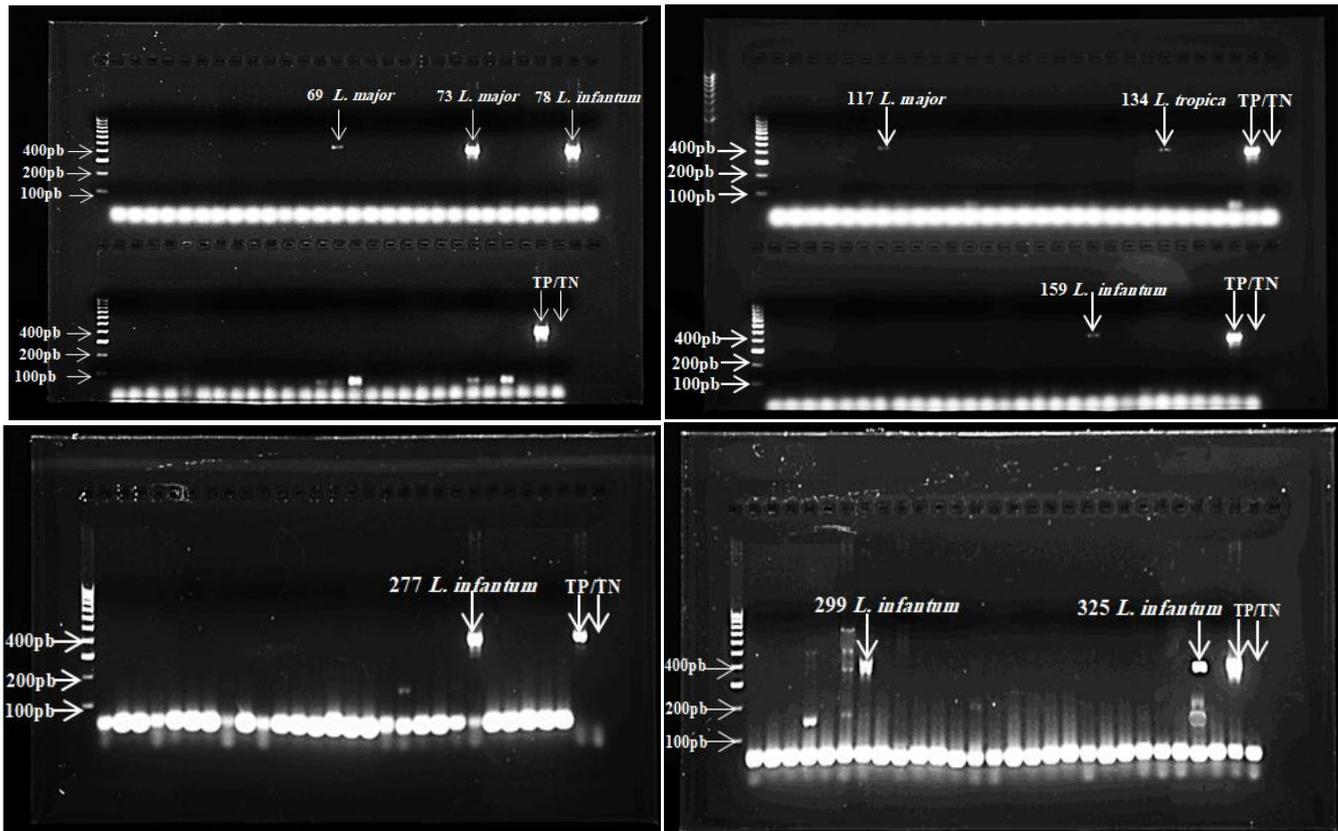
I.N.S.P, ne sont pas appliqués régulièrement dans cette région en particulier dans les zones rurales. Ceci peut entraîner l'augmentation du pouvoir de résistance des phlébotomes vis-à-vis de ce pesticide.

Les facteurs météorologiques jouent un rôle important dans l'incidence de la leishmaniose. Quelle que soit leur influence indirecte sur l'infection à leishmaniose, ils peuvent accélérer le développement du parasite ou les changements synergiques des populations des réservoirs et des parasites qui provoquent une explosion de la population de phlébotomes (Boudrissa *et al.*, 2012; Gaouaoui *et al.*, 2017). Contrairement à d'autres études (Boudrissa *et al.*, 2012; Bounoua *et al.*, 2013; Boussaa *et al.*, 2016; Gaouaoui *et al.*, 2017); la corrélation négative entre les températures annuelles et le nombre annuel de cas de leishmaniose cutanée, a montré que la température n'a aucun effet sur les cas de leishmaniose par an, mais dans notre cas, elle peut être rapportée à la classe de température optimale d'activité pour le phlébotome pour chaque année, comme indiqué par Bounoua *et al.*, (2013) et à la température optimale des foyers de leishmaniose méditerranéenne telle que rapportée par Prudhomme *et al.*, (2015) et Boussaa *et al.*, (2016).

La corrélation positive entre les précipitations annuelles et les cas de leishmaniose cutanée peut être due à celle rapportée par Bounoua *et al.*, (2013); Boussaa *et al.*, (2016) et Gaouaoui *et al.*, (2017) indiquant que l'augmentation des précipitations peut augmenter la densité de la végétation et donc le nombre et la qualité des sites de reproduction pour les rongeurs et les phlébotomes. La corrélation négative entre la température mensuelle et le nombre mensuel de cas de leishmaniose cutanée peut être due à la période d'incubation de la maladie puisque les symptômes commencent à apparaître entre 2 et 6 mois après le contact entre le phlébotome et le patient (Bachi 2006; Zait et Hamrioui., 2009; Azimi *et al.*, 2017).

#### 4.6 Détection et identification des leishmanies

Le résultat du test de 804 femelles, sur l'ensemble de la période d'étude (2016-2017), a abouti à la détection de 9 *P. perniciosus* (1.1%) collectées des communes de Lahddada et Bni Lmai qui sont positives à la présence de l'ADN de *Leishmania* spp. en particulier 5 spécimens étaient positifs à *L. infantum*, 3 pour *L. major* et 1 pour *L. tropica* (fig.112) (tab.15).



TP; test positif, TN; test négatif.

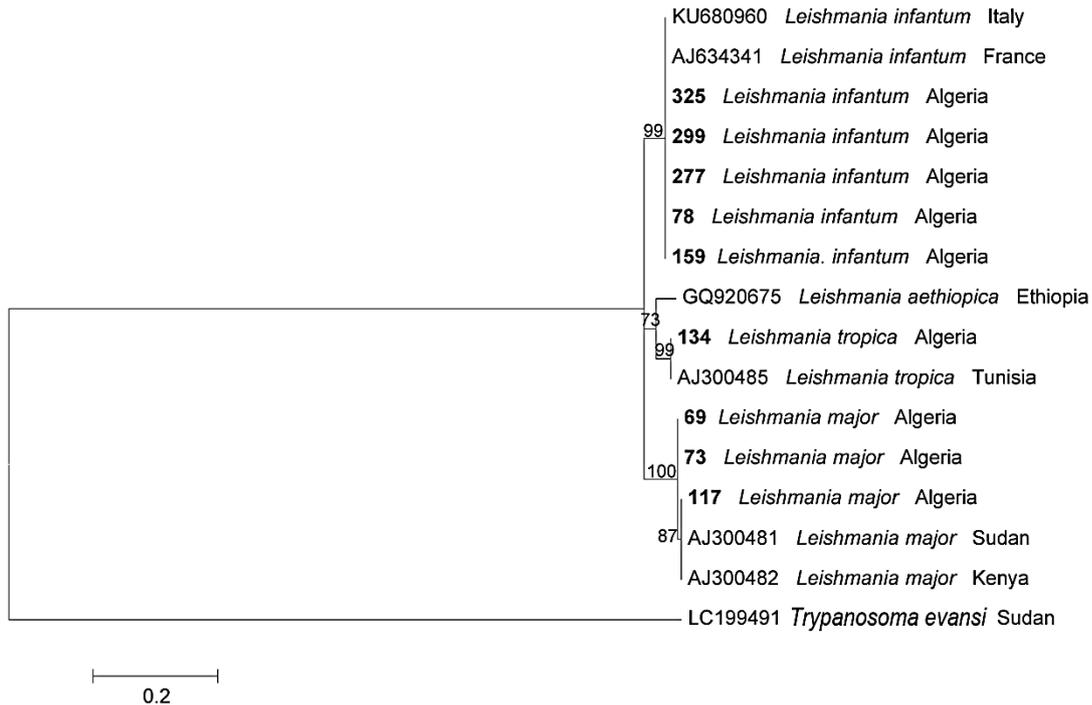
**Figure 108:** Photos représentant les résultats des tests de présence de *Leishmania*. spp à partir de la région ITS2.

**Tableau 15:** Spécimens de phlébotomes positifs pour *Leishmania* spp. en fonction de l'année, du site de collecte l'engorgement ou non engorgement des femelles. Les numéros d'accès des séquences de référence ITS2 et le pourcentage d'identité sont indiqués.

Nombre du specimen ID	Espèce de phlébotome	E/NE	Espèce de Leishmanie	Numéro d'accès / identité (%)	site de Collection
<b>2016</b>					
<b>69</b>	<i>P. perniciosus</i>	NE	<i>L. major</i>	FR796423.1 (99.1)	Lahddada, Boutaleb
<b>73</b>	<i>P. perniciosus</i>	NE	<i>L. major</i>	FR796423.1 (98.4)	Lahddada, Boutaleb
<b>78</b>	<i>P. perniciosus</i>	E	<i>L. infantum</i>	MK645051.1 (99.7)	Lahddada, Boutaleb
<b>117</b>	<i>P. perniciosus</i>	NE	<i>L. major</i>	FR796423.1 (100)	Lahddada, Boutaleb
<b>134</b>	<i>P. perniciosus</i>	NE	<i>L. tropica</i>	FJ948452.1 (99.4)	Lahddada, Boutaleb
<b>159</b>	<i>P. perniciosus</i>	NE	<i>L. infantum</i>	MH605316.1 (99.7)	Lahddada, Boutaleb
<b>2017</b>					
<b>277</b>	<i>P. perniciosus</i>	NE	<i>L. infantum</i>	MK481044.1 (100)	Bni Lmai, Boutaleb
<b>299</b>	<i>P. perniciosus</i>	E	<i>L. infantum</i>	MK481044.1 (100)	Lahddada, Boutaleb
<b>325</b>	<i>P. perniciosus</i>	E	<i>L. infantum</i>	MK481044.1 (100)	Lahddada, Boutaleb

ID: identifié, E/NE: engorgé/non engorgé.

Reflétant l'identification génétique, le phylogramme des séquences ITS2 a regroupé chaque espèce de *Leishmania* spp., examinée en 3 clades paraphylétiques comprenant ceux de chaque référence correspondante de *Leishmania* spp. L'arbre généré ici et les séquences de GenBank (numéros d'accès fournis) ainsi que les valeurs d'amorçage; sont basées sur 8 000 répliques et seules les valeur des amorces sont >50% sont indiquées. Les numéros d'identification des phlébotomes positifs pour *Leishmania* spp. sont également signalés en gras (fig.113).



**Figure 1093:** Arbre de vraisemblance maximale (Maximum likelihood) basé sur les séquences ITS2 de *Leishmania*. spp des spécimens positifs dans la région de Setif 2016-2017.

#### 4.6.1 Discussion

La présence d'un vecteur compétent est un facteur déterminant pour la circulation locale d'un pathogène à transmission vectorielle donnée.

Dans notre étude, l'identification moléculaire des espèces leishmaniennes à partir du vecteur, est similaire aux travaux de Berdjane-Brouk, (2011) qui ont permis l'identification, par PCR-RFLP (coventionelle), des leishmanies à partir du phlébotome disséqué. Cette méthode nécessite des entomologistes expérimentés, un grand temps consacré pour les manipulations, et elle est moins sensible que la PCR real time (Frahtia-Benothmane, 2015). En revanche, cette technique nous permet d'identifier les espèces leishmaniennes pour chaque spécimen à part, ainsi permettre d'identifier les espèces de leishmanie même en cas de présence de faibles quantités d'ADN.

En effet, la recherche de vecteurs prouvés dans les différentes régions de Sétif peut expliquer la circulation locale dans cette région de différentes *Leishmania* spp., dont l'identification génétique est confirmée par l'analyse phylogénétique. De plus, la présence de *P. sergenti* et *P. papatasi*, vecteurs avérés de *Leishmania tropica* et *Leishmania major* (Lane 1993; Es-Sette *et al.*, 2014) suggèrent la circulation de ces parasites dans cette région. Ceci est renforcé par la détection de l'ADN de *Leishmania tropica* et *Leishmania major* chez *P. perniciosus*.

## **Resultats et discussion**

Il convient de noter que la simple détection de l'ADN de *L. tropica* et *L. major* n'implique pas que *P. perniciosus* soit un vecteur. Cependant la détection de différentes *Leishmania* spp. dans des vecteurs non compétents a déjà été rapportée par Maia *et al.*, (2015), Latrofa *et al.*, (2017) et Vaselek *et al.*, (2017).

Cependant une identification moléculaire des leishmanies à partir des cas humains et des réservoirs tels que les chiens et les gerbilles reste nécessaire afin de donner un constat plus approfondi de la compétence vectorielle de la population phlebotomienne dans la région de Sétif, d'évaluer plus précisément le risque de propagation de la maladie. Ainsi que de confirmer s'il existe une émergence des cas isolés ou en collectivités de leishmaniose; en l'absence de toute transmission vectorielle (Frahtia-Benothmane, 2015).

#### 4.7 Résultat d'étude du substrat des gites de reproduction

Concernant la recherche des stades préimaginaux, aucun résultat positif n'est enregistré.

La caractérisation des sites de reproduction des phlébotomes choisis dans la région de Sétif est soulignée par les résultats des analyses physico-chimique du sol (Tableaux 16-21).

Cependant nous avons noté que les sols des 2 étables à l'Hamma et Boutaleb sont plus ou moins alcalins, avec une humidité relative pondérale ne dépassant pas les 2%. Le taux de calcaire est de valeur nul à la station de l'Hamma quant à Boutaleb était de 8 à 9%. Les sols des étables des 2 stations sont riches en matière organique. Quant aux résultats des analyses de la granulométrie ils indiquent que les sols des 2 étables sont limono-sableux, et limono-argilo-sableux pour les stations de Boutaleb et Hamma respectivement; où le taux de particules de sable est maximale pour les 2 types (tab. 16) (fig. 114).

**Tableau 16:** Résultats du  $pH_{H_2O}$  des sols selon la station, le mois et l'année de collecte.

	2016		2017	
	Juin	Septembre	Juin	Septembre
<b>Lahddada (Boutaleb)</b>	7.45	7.56	7.36	7.69
	7.44	7.59	7.38	7.72
	7.48	7.55	7.42	7.75
<b>Moyenne</b>	7.46	7.57	7.39	7.72
<b>Hamma</b>	7.60	7.68	6.60	6.75
	7.62	7.69	6.60	6.76
	7.65	7.70	6.61	6.76
<b>Moyenne</b>	7.62	7.69	6.60	6.76

**Tableau 17:** Résultats du  $pH_{KCl}$  des sols selon la station, le mois et l'année de collecte.

	2016		2017	
	Juin	Septembre	Juin	Septembre
<b>Lahddada (Boutaleb)</b>	7.77	7.92	7.67	7.78
	7.79	7.96	7.69	7.78
	7.75	7.95	7.69	7.78
<b>Moyenne</b>	7.77	7.94	7.68	7.78
<b>Hamma</b>	7.72	7.96	6.65	6.98
	7.75	7.95	6.67	6.97
	7.76	7.94	6.68	6.96
<b>Moyenne</b>	7.74	7.95	6.66	6.97

**Tableau 18:** Résultats de l'humidité pondérale dans les sols selon la station, le mois et l'année de collecte.

		2016				2017			
		M 1	M 2	M1-M2	H%	M 1	M 2	M1-M2	H%
Lahddada (Boutaleb)	Juin	87.80	86.26	1.54	1.79	89.08	87.36	1.72	1.96
		87.60	86.30	1.3	1.51	88.60	86.39	2.21	2.56
		87.76	86.63	1.13	1.30	88.76	87.68	1.08	1.23
		moyenne			1.10	moyenne			1.92
	Septembre	89.80	87.25	2.55	2.92	90.80	89.52	1.28	1.42
		88.05	87.03	1.02	1.17	89.05	87.0	2.05	2.35
		88.67	87.36	1.31	1.50	91.67	90.06	1.61	1.79
moyenne			1.86	moyenne			1.87		
Hamma	Juin	93.98	92.64	1.34	1.44	96.69	95.26	1.43	1.50
		95.77	94.41	1.36	1.44	96.89	93.90	2.99	3.19
		93.97	92.62	1.40	1.51	96.36	95.24	1.12	1.18
		moyenne			1.46	moyenne			1.95
	Septembre	95.67	94.27	1.40	1.48	94.69	92.69	2	2.15
		95.89	93.70	2.19	2.33	93.25	91.36	1.89	2.07
		96.68	95.42	1.26	1.32	94.36	92.69	1.67	1.80
		moyenne			1.71	moyenne			2

**Tableau 19:** Résultats du taux de calcaire des sols selon la station, le mois et l'année de collecte.

		2016				2017				
		Vt (ml)	Mt (g)	Ve (ml)	%CaCO3	Vt (ml)	Mt (g)	Ve (ml)	%CaCO3	
Lahddada (Boutaleb)	Juin	69	0.3	20	8.7	69	0.3	22	9.56	
		69	0.3	19.9	8.7	69	0.3	22.5	9.78	
		69	0.3	19.9	8.7	69	0.3	23.1	10.04	
		moyenne			8.7	moyenne			9.79	
	Septembre	69	0.3	20	8.7	69	0.3	22.5	9.78	
		69	0.3	20	8.7	69	0.3	22.5	9.78	
		69	0.3	21	9.13	69	0.3	22.4	9.73	
		moyenne			8.84	moyenne			9.76	
	Hamma	Juin	69	0.3	0	0	69	0.3	0.50	0.21
			69	0.3	0	0	69	0.3	0.51	0.22
69			0.3	0	0	69	0.3	0.48	0.20	
moyenne			0	moyenne			0.21			
Septembre		69	0.3	0	0	69	0.3	0.50	0.21	
		69	0.3	0	0	69	0.3	0.52	0.23	
		69	0.3	0	0	69	0.3	0.51	0.22	
		moyenne			0	moyenne			0.22	

Vt, volume témoin; Mt, masse témoin; Ve, volume échantillon.

**Tableau 20:** Résultats du taux de matière organique des sols selon la station, le mois et l'année de collecte.

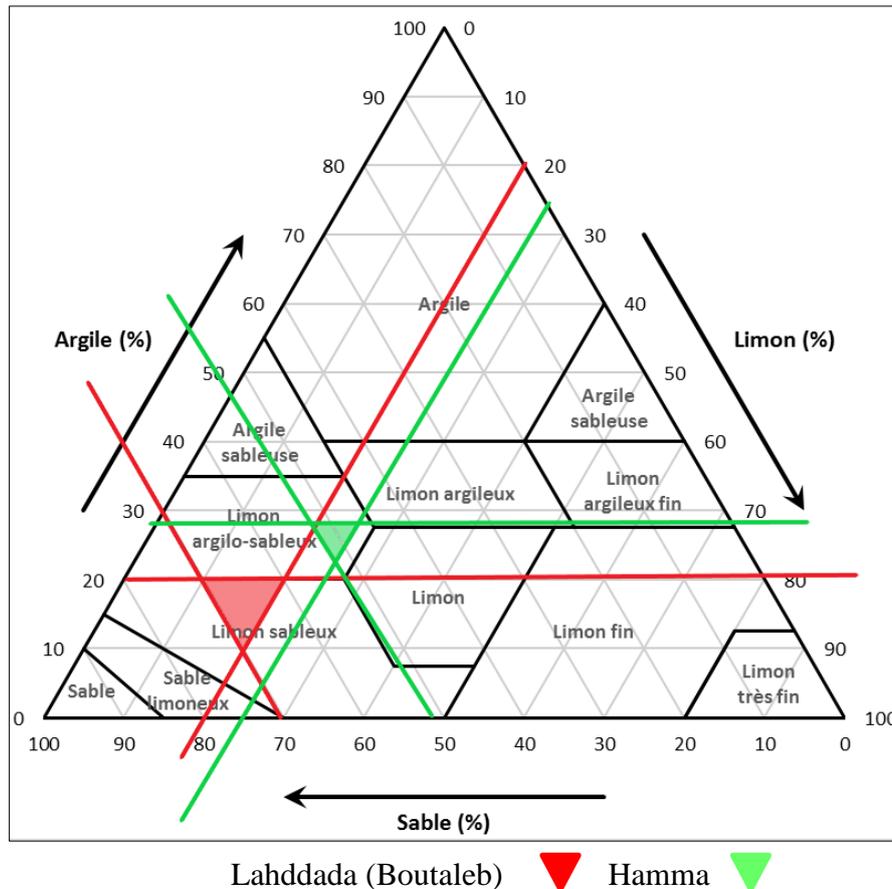
		2016			2017		
		V <sub>T</sub>	V <sub>E</sub>	%MO	V <sub>T</sub>	V <sub>E</sub>	%MO
<b>Lahdadda (Boutaleb)</b>	<b>Juin</b>	7	0.5	4.49	7.5	0.9	4.55
	<b>Septembre</b>	6.9	0.4	4.48	7.5	1	4.49
<b>Hamma</b>	<b>Juin</b>	7	2.9	2.82	7.6	2.8	3.13
	<b>Septembre</b>	6.9	2.9	2.76	7.5	2.9	3.17

V<sub>T</sub>: volume témoin, V<sub>E</sub>: volume échantillon, MO: matière organique.

**Tableau 21:** Résultats d'analyses granulométriques des sols des stations Boutaleb et Hamma

<b>Lahddada (Boutaleb)</b>					<b>Hamma</b>				
<b>Sg%</b>	<b>Sf%</b>	<b>Lg%</b>	<b>Lf%</b>	<b>A%</b>	<b>Sg%</b>	<b>Sf%</b>	<b>Lg%</b>	<b>Lf%</b>	<b>A%</b>
32.39	19.29	8.60	17.30	28.26	52.28	10.70	2.17	17.39	21.73

Sg, sable grossier; Sf, sable fin; Lg, limon grossier; Lf, Limon fin; A argile.



**Figure 1104:** Schéma représentant la nature du sol des étales de Hamma et Boutaleb selon le triangle de granulométrie.

#### 4.7.1 Discussion

Les difficultés à trouver les stades préimaginaux dans la nature, sont confirmées par d'autres travaux (Feliciangeli, 2004; Walburg et Faiman, 2011; Moncaz *et al.*, 2012; Boussaa et Boumezzough, 2014; AFPMB, 2015; Vivero *et al.*, 2015).

La composition physico-chimique du sol a un effet important sur la distribution des espèces de phlébotomes (Boussaa et Boumezzough 2014). En effet des études antérieures ont révélé qu'une combinaison des conditions du sol, de la végétation et de la topographie crée des microclimats et des niches écologiques favorables (Boussaa *et al.*, 2016). De plus l'accumulation de matière organique et la protection contre les inondations, les chutes de pluie, la lumière directe et le vent

sont parmi les facteurs qui permettent la survie et / ou le développement de phlébotomes immatures en particulier dans les étables d'animaux (Alencar *et al.*, 2011).

Les sols des étables de Lahddada et Hamma sont alcalins avec de faibles teneurs en calcaire; nos résultats correspondent aux travaux de (Bettini et Melis 1988; El-Sawaf *et al.*, 1991; Boussaa et Boumezzough, 2014) démontrant que ce type de sol est favorable au développement de plusieurs espèces de phlébotomes en particulier *P. papatasi* et *P. perniciosus*. En effet ces 2 espèces sont les plus collectées dans ces 2 étables et dans la région de Sétif. De plus le pH alcalin des sols est caractéristique d'une niche stable qui favorise l'homéostasie, la digestion des nutriments et les échanges ioniques par les larves de phlébotomes. De plus, le pH peut influencer le développement larvaire en conditionnant la croissance des micro-organismes du sol comme nourriture larvaire possible (Vivero *et al.*, 2015).

L'humidité est un facteur limitant dans le sol; favorisant la présence des larves de phlébotomes (El Sawaf *et al.*, 1991; Halimi *et al.*, 2016; Boussaa *et al.*, 2016). Bien que dans notre étude on ait pu mesurer seulement l'humidité pondérale; on confirme la présence d'une humidité relative plus ou moins modérée en raison de l'arrosage quotidien allant de 2 à 3 fois par jour des sols des étables, afin de diminuer la montée de la poussière. Cette humidité apportée, reste en faveur des stades préimaginaux comme rapportés par (Bettini and Melis 1988; El Sawaf *et al.*, 1991; Feliciangeli, 2004; Boussaa et Boumezzough, 2014; Boussaa *et al.*, 2016; Halimi *et al.*, 2016) démontrant que les larves et les nymphes ont une préférence pour les sols caractérisés par une haute humidité relative.

La richesse en matière organique des sols des étables de Lahddada (Boutaleb) et Hamma est due aux fèces et aux urines des animaux (Bettini et Melis, 1988); en effet ces étables contiennent une centaine de caprins, et des dizaines de bovins et d'ovins. La matière organique en particulier dérivée de la matière fécales des animaux est un facteur favorisant la présence des larves; qui sont des détritivores (Bettini et Melis, 1988; El Sawaf *et al.*, 1991; Boussaa et Boumezzough, 2014; Vivero *et al.*, 2015; Boussaa *et al.*, 2016). De plus les sols riches en matière organique ont la capacité de rétention d'eau du sol. Ils contribuent également à la couleur foncée du sol. Ces deux propriétés du sol augmentent son absorption de chaleur, augmentant ainsi la température du sol (Akter *et al.*, 2015; Anwuka et Mang, 2018).

Les sols des étables étaient de nature limono-sableux et limono-argileux sableux. En effet, les sols sableux dont les classes texturales comprennent les sables, les sables limoneux, les limono-sableux et leurs subdivisions fractionnaires respectives; sont très répandus dans les zones climatiques continentales subtropicales à prédominance aride et semi-aride (FAO, 1973).

Des études ultérieures ont démontré que les phlébotomes ont une préférence pour les sols riches en sables et en argiles (Bettini et Melis, 1988; El Sawaf *et al.*, 1991; Boussaa et Boumezzough, 2014). Ceci correspond avec nos résultats démontrant un pourcentage de plus de 50% de la totalité des particules qui composent le sol de ces étables. En effet, ces types de sols se réchauffent rapidement au printemps, permettent de garder une chaleur ambiante au niveau des sols même durant la nuit (Akter *et al.*, 2015).

Cette contribution à la caractérisation des gîtes larvaires naturels de phlébotome reste à approfondir par des suivis des variations annuelles de chaque élément afin d'en exclure les exigences bioécologiques pour le développement larvaire de chaque espèce de phlébotome recensées. Ceci sera d'une grande importance pour mettre une base pour des études ultérieures afin de rompre le cycle biologique des phlébotomes.

En effet, beaucoup d'études ont essayé de mettre en évidence une méthode de lutte contre les stades immatures; on cite l'utilisation du nérocène avec un mélange de pétrole brut et de kérosène en Inde, la destruction des terriers de la grande gerbille (*Psammomys sp*) en Asie centrale, la lutte chimique aux insecticides organochlorés. Aussi la modification de l'habitat en enduisant les murs des habitations humaines et des étables, l'application sélective du biopesticide *Bacillus sphaericus* dans les terriers des rongeurs et sur les plantes (Felicangeli, 2004). Cependant ces méthodes soient elles n'ont pas abouti à des résultats positifs, soit elles ont visé juste une seule espèce de phlébotomes, soit les moyens sont très coûteux et ne peuvent pas d'être appliqués de partout.

### Conclusion générale

La clé de la réussite de la lutte anti-vectorielle nécessite une connaissance approfondie des vecteurs dans leur milieu naturel pour préciser les biotopes, les périodes d'interventions ainsi que les conditions qui favorisent leur pullulation. En effet les enquêtes entomologiques accompagnées des données épidémiologiques fournissent des informations essentielles pour la conception, la gestion et la planification des programmes de contrôle de la maladie.

Dans cette optique, nous avons mené de pair des recherches bioécologiques et des études moléculaires sur les phlébotomes de la région de Sétif; qui est un carrefour entre les foyers de leishmaniose cutanée zoonotique du Sud algérien et les foyers de leishmaniose cutanée anthroponotique et de leishmaniose viscérale au Nord de l'Algérie.

Les résultats approuvés au cours de cette étude nous ont fourni une connaissance, considérable et approfondi des éléments essentiels du cycle des leishmanioses: une identification précise des vecteurs confirmés et suspectés préalablement, l'identification et l'enregistrement des cas humains; l'étude profonde de la distribution spatio-temporelle de la faune phlébotomienne, sa capacité vectorielle, ainsi que la caractérisation des gîtes de reproduction.

En premier lieu, nous avons mené une enquête entomologique qui a démontré la présence de différents vecteurs éprouvés de *Leishmania* spp. (*P. perniciosus*, *P. papatasi* et *P. sergenti*) dans plusieurs municipalités de Sétif, l'identification de vecteurs susceptibles (*P. longicuspis*, *S. minuta*) et qui est aussi un signe de situation inquiétante tandis que Sétif est une région entourée des foyers leishmaniens.

Cette étude a démontré pour la première fois dans l'Est algérien, l'identification moléculaire jusqu'à l'espèce de *Leishmania* spp. au sein du vecteur et non de l'hôte; mettant en évidence le risque d'infection chez l'homme et l'animal par trois espèces différentes de *Leishmania* (*L. infantum*, *L. major* et *L. tropica*). Nos données suggèrent une image épidémiologique complexe de la leishmaniose cutanée et viscérale à Sétif, avec l'implication de différents agents étiologiques et éventuellement avec différents hôtes réservoirs et vecteurs.

En outre l'introduction, l'application et la standardisation des techniques moléculaires, dans les zones endémiques ou hypoendémiques, au niveau des secteurs sanitaires des laboratoires de recherche universitaires et des centres de recherches sur le territoire national, ainsi que

## Conclusion générale

l'établissement que des collaborations avec les laboratoires étrangers performants qui possèdent ces technologies sont fortement recommandée afin d'estimer l'incidence réelle des leishmanioses en Algérie, et d'évaluer la potentialité du risque de cette maladie tandis que l'Algérie représente le deuxième foyer de leishmaniose cutanée dans le monde.

L'étude de la distribution spatio-temporelle a révélé une activité saisonnière (Juin- Novembre), et montagnarde centrée dans les zones rurales. Ces résultats permettent de cerner précisément les périodes et les zones à risques augmentés de transmission de leishmanioses. Toutes fois, nous suggérons vivement une contribution entre ces travaux de recherche et le service de la prévention de la Direction de la Santé Publique, en prenant en compte les informations de cette étude afin d'établir des stratégies optimisées de lutte chimique anti-vectorielle spatio-temporelle bien précise dans les zones à risques.

Pour la première fois en Algérie une contribution à la caractérisation des gîtes larvaires naturels des phlébotomes est établie, les résultats ont permis de décrire des pistes de recherche qui sont prometteuses pour améliorer les munitions dans la lutte contre ces vecteurs. Les approches restent à approfondir par des suivis des variations annuelles de chaque élément afin d'en exclure les exigences bioécologiques pour le développement larvaire de chaque espèce de phlébotome recensée, et par la suite appliquer des méthodes de lutte, ciblant la défavorisation des sols à la présence des larves; par la modification des paramètres physico-chimiques essentielles de ces sols.

Comme la collectes des stades larvaire est difficile sur terrain, nous recommandons fortement, à la fin de cette étude, une contribution à la réussite d'élevages in-vitro des espèces dominantes et plus susceptibles à la capacité de transmission de *Leishmania* spp., afin de pouvoir appliquer une lutte biologique anti-imagos; à base des huiles essentielles des plantes endémiques de la région.

La lutte anti-vectorielle s'est avérée très efficace, historiquement et actuellement. Le manque de ressources et la faible capacité programmatique des programmes miniers signifient que nous ne sommes pas bien équipés pour faire face aux nouveaux défis pressants du contrôle des maladies à transmission vectorielle, tels que le changement environnemental, la résistance aux insecticides et la croissance démographique. Il est urgent d'augmenter les investissements en renforçant les capacités programmatiques de surveillance et de contrôle, ainsi que de développer de nouveaux outils de contrôle des vecteurs. Nous ne pouvons pas nous permettre d'attendre que de nouveaux outils et stratégies, tels que les moustiques génétiquement modifiés, soient disponibles. Au lieu de cela, nous

## **Conclusion générale**

devons réexaminer les programmes réussis du passé et adopter une approche de résolution de problèmes qui met en œuvre des solutions de lutte anti-vectorielle sur mesure s'appuyant sur l'ensemble de notre boîte à outils des interventions disponibles, y compris les méthodes de lutte insecticides et non basées sur les insecticides. Ainsi la recherche continue est le seul moyen pour agir en harmonie avec les anciennes et les nouvelles méthodes.

## References bibliographiques

## References bibliographiques

- Abonnec E & Minter D.M. (1965). Bilingual keys for the identification of the sandflies of the Ethiopian region. *Cahier ROSTOM. Entomologie medicale*. 5:1–63.
- Abonnec E. (1972). Les phlébotomes de la région éthiopienne (Diptera, Psychodidae). *Memoire ROSTOM*, N°55, pp 1–290.
- Addad D., Kribaa M., Ababsa N., Tamrabet L., Hafidi L., El Fels L & Benmahammed A. (2017). Impact of earthworm activity on the chemical fertility of irrigated soil with urban effluents. *J. Fundam. Appl. Sci*, 9(3):1320–1341.
- Adel A., Boughoufalah A., Saegerman C., De Deken R., Bouchene Z., Soukehal A., Bekervens D & Boelaert M. (2014). Epidemiology of visceral leishmaniasis in Algeria: an update. *PLOS ONE*, 9(6):1–10.
- Agence Nationale de Développement de l'Investissement (ANDI). (2013). Investigation Algeria. Wilaya de Sétif. 1P.
- Akhoundi M., Kuhls K., Cannet A., Votýpka J., Marty P & Delaunay P. (2016). A historical overview of the classification, evolution, and dispersion of *Leishmania* parasites and sandflies. *PLoS. Negl. Trop. Dis*, 10(3):e0004349.
- Akter M., Miah M.A., Hassan M.M., Mobin M.N & Baten M.A. (2015). Textural Influence on Surface and Subsurface Soil Temperatures under Various Conditions. *J. Environ. Sci. & Natural Resources*, 8(2):147–151.
- Al-Ajmi R.A., Ayaad T.H., Al-Enazi M & Al-Qahtani A.A. (2015). Molecular and Morphological Identification of Local Sand Fly Species (Diptera: Psychodidae) in Saudi Arabia. *Pakistan J. Zool*, 47(6):1625–1630.
- Alencar R.B., Guerra de Queiroz R & Barrett T.V. Breeding sites of phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) and efficiency of extraction techniques for immature stages in terra-firme forest in Amazonas State, Brazil. *Acta Tropica*, 118:204–208. doi:10.1016/j.actatropica.2010.10.012.
- Alexander B & Maroli M. (2003). Control of phlebotomine sandflies (Review Article). *Medical and veterinary entomology*, (17):1–18.
- Alkan C., Bichaud L., Lamballerie X., Alten B., Ernest A.G & Rémi N.C. (2013). Sandfly-borne phleboviruses of Eurasia and Africa: Epidemiology, genetic diversity, geographic range, control measures. *Antiviral Research*, (100):4–74.

## References bibliographiques

- Alten B., Ozbel Y., Ergunay K., Kasap O.E., Cull B., Antoniou M., Velo E., Prudhomme J., Molina R., Bañuls A.L., Schaffner F., Hendrickx G., Van Bortel W & Medlock J.M. (2015). Sampling strategies for phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) in Europe. *Bulletin of Entomological Research*. (105):664–678.
- Altschul S.F., Madden T.L., Schäffer A.A., Zhang J., Zhang Z., Miller W & Lipman D.J. (1997). Gapped BLAST and PSI-BLAST: a new generation of protein database search programs. *Nucleic Acids Res*, 17(25):3389–3402.
- Alvar J., Vélez I.D., Bern C., Herrero M., Desjeux P., Cano J., Jannin J & den Boer M. (2012). Leishmaniasis worldwide and global estimates of its incidence. *PLoS One*, 7(5):e35671.
- Aoun K & Bourabrine A. (2014). Cutaneous Leishmaniasis in North Africa: a review. *Parasite*, 21(14):1–2.
- Araki A.S., Brazil R.B., Hamilton J.G.C & Vigoder F.M. (2020) Characterization of copulatory courtship song in the Old World sandfly Species *Phlebotonus argentipes*. *Scientific Reports* 10:5116/ <http://doi.org/10.1083/s41598-020-61867-6>
- ArcGIS. (2017). Version 10.6. Redlands, CA: Environmental Systems Research Institute, Inc.
- Armed Forces Pest Management Board (AFPMB). (2015). Sand flies (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae): significance, surveillance, and control in contingency operations. Technical Guide No. 49, pp 1–72.
- Aronson N., Herwaldt B.L., Libman M., Pearson R., Lopez-Velez R., Weina P., Carvalho E.M., Ephros M., Jeronimo S & Magill A. (2016). Diagnosis and Treatment of Leishmaniasis: Clinical Practice Guidelines by the Infectious Diseases Society of America (IDSA) and the American Society of Tropical Medicine and Hygiene (ASTMH). *Clinical Infectious Diseases*, IDSA GUIDELINE:63 e204.
- Aymerich M & Tarrier M. (2008). Un désert plein de vie: carnets de voyages naturalistes au Maroc saharien. Editions La Croisée des Chemins. Casablanca Maroc. p 126.
- Azimi F., Shirian S., Jangjoo S., Ai A & Abbasi T. (2017) Impact of climate variability on the occurrence of cutaneous leishmaniasis in Khuzestan Province, southwestern Iran. *Geospatial Health*, 12(478):15–22.
- Bachi F. (2006). Aspects épidémiologiques et cliniques des leishmanioses en Algérie. La lettre de l'infectiologie. Institut Pasteur d'Algérie, Algérie; 21(1):1–13.
- Bagnouls F et Gaussen H. (1957). Les climats biologiques et leur classification. *Annales de Géographie*. t66, n°355, 193–220.

## References bibliographiques

- Barkat H. (2014). Analyse des groupements Herpétologiques dans les Hautes Plaines Sétifiennes (cas de la région de Beni Aziz). Mémoire de magister en biologie animale. Option: Conservation de la biodiversité faunistique. Université Ferhat Abbas Sétif, 1–63.
- Belal A.A.A., Hassan M.M., Abdelnour O.M, & Awadallah A.H. (2017). Identification and Classification of Sand flies Species and It's Habitats in El-Kadaba Village, White Nile State, Sudan. *International Journal of Infectious Diseases and Therapy*, 2(1):15–21 <http://www.sciencepublishinggroup.com/j/ijidt> doi: 10.11648/j.ijidt.20170201.14.
- Belazzoug S., Mahzoul D., Addadi K & Dedet J.P. (1982). *Sergentomyia minuta* parroti (Adler et Theodor, 1927) en Algérie (Diptera: Psychodidae). *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée*, 57:621–630.
- Bencherif F. (2012). Contribution à l'étude des insectes d'intérêt médical dans les régions de Batna et de Biskra: Cas particulier des phlébotomes (Diptera: Psychodidae). Memoir Magister en Sciences Biologiques. Option: Biologie Cellulaire et Physiologie Animale. Université Lhadj Lakhdar Batna, 1–110.
- Benelmouffok A.B, Sellami M & Boughoufalah A. (2017). Cutaneous leishmaniasis in Algeria: quadrennial assessment. *Med. Sante. Trop*, 27(3):310–314.
- Bennai K. (2018). Surveillance et contrôle des leishmanioses dans le nord de l'Algérie.. Thèse Doctorat 3<sup>ème</sup> cycle en Biologie. Option: Ecologie des Systèmes Vectoriels. Université M'hamed Bougara-Boumerdes, 1–108.
- Bennai K., Tahir Dj., Lafri I., Bendjaballah-Laliam A., Bitam I & Parola Ph. (2018).\_ Molecular detection of *Leishmania infantum* DNA and host blood meal identification in Phlebotomus in a hypoendemic focus of human leishmaniasis in northern Algeria. *PLOS Neglected Tropical Diseases*, 12(6):1–13.
- Benzerroug E.H., Benhabyles N., Izri M.A & Belahcene E.K. (1992). Indoor and outdoor nebulization of DDT in the campaign against cutaneous zoonotic leishmaniasis in Algeria. *Ann. Soc. Belg. Med. Trop*, 72(1):5–12.
- Berdjane-Brouk Z., Charrel R.N., Hamrioui B & Izri A. (2011). First detection of *Leishmania infantum* DNA in *Phlebotomus longicuspis* Nitzulescu, 1930 from visceral leishmaniasis endemic focus in Algeria. *Parasitol. ReS*, 111: 419–422.
- Bettini S. & Melis P. (1988). Soil analysis of a breeding site of three species of sandflies Leishmaniasis in SardiniaIII. *Medical and Veterinary Entomology*, 2:67–71
- Boudrissa A., Cherif K., Kherrachi I., Benbetka S., Boulba L., Boubidi S.C., Benikhlef R., Arrar L., Hamrioui B & Harrat Z. (2012). Extension de *Leishmania* au Nord de l'Algérie. *Bulletin de Société Pathologie Exotique*, 105: 30–35.

## References bibliographiques

- Boukraa S., Boubidi S.C., Zimmer J.Y., Francis F., Haubruge E., Alibenali Louanci Z & Doumandji S. (2011). Surveillance des populations de phlébotomes (Diptera: Psychodidae), vecteurs des agents responsables des leishmanioses dans la région du M'Zab-Ghardaïa (Algérie). *Faunistic Entomology*, 63(3): 97–101.
- Boulkenafet F. (2006) Contribution à l'étude de la biodiversité des Phlébotomes (Diptera: Psychodidae) et appréciation de la faune Culicidienne (Diptera: Culicidae) dans la région de Skikda. Mémoire de Magister en entomologie. Option: Application Agronomique et Médicale. Université des frères Mentouri Constantine, 1–161.
- Bounamous A, (2008). Caractérisation moléculaire et morphologique de deux espèces affines de *Paraphlebotomus*: *Phlebotomus chabaudi* Croset, Abonnenc & Rioux, 1970 et *P. riouxi* Depaquit, Killick-Kendrick & Léger, 1998 (Diptera: Psychodidae). *Parasite*, 15(4):565–571.
- Bounamous A. (2010). Biosystematique et caractérisation par la biologie moléculaire des phlébotomes de l'est algérien. Thèse Doctorat des sciences en Biologie Animale. Option: Entomologie. Université Bousof Abdelhafid Mila, 1–264.
- Bounamous A., Lehrter V., Hadj-Henni L., Delecolle J.C & Depaquit J. (2014). Limits of a rapid identification of common Mediterranean sandflies using polymerase chain reaction-restriction fragment length polymorphism. *Mem. Inst. Oswaldo. Cruz, Rio de Janeiro*, 109(4): 466–472.
- Bounoua L., Kahime Kh., Houti L., Blakey T., Ebi K.L., Zhang P., Imhoff M.L., Thome K.J., Dudek C., Sahabi S.A., Messouli M., Makhlouf B., El. Laamrani A & Boumezzough A. (2013). Linking Climate to Incidence of Zoonotic Cutaneous Leishmaniasis (*L. major*) in Pre-Saharan North Africa. *Int. J. Environ. Res. Public Health*, 10: 3172–3191.
- Boussaa S., Guernaoui S., Pesson B & Boumezzough A. (2005) Seasonal fluctuations of phlebotomine sand fly populations (Diptera: Psychodidae) in the urban area of Marrakech, Morocco. *Acta Tropica* (95): 86–91.
- Boussaa S., Pesson B & Boumezzough A. (2007). Phlebotomine sandflies (Diptera: Psychodidae) of Marrakech city, Morocco. *Annals of Tropical Medicine & Parasitology*, 101(8):715–724.
- Boussaa S. (2008). Epidémiologie des leishmanioses dans la région de Marrakech Maroc: effet de l'urbanisation sur la répartition spatio-temporelle des Phlébotomes et caractérisation moléculaire de leurs populations. Thèse Doctorat des sciences, Option: Ecologie-Epidémiologie. Université Louis Pasteur. Strasbourg (France), 1-199.

## References bibliographiques

- Boussaa S & Boumezzough A. (2014). Identification et caractérisation des gîtes larvaires de phlébotomes (Diptera: Psychodidae) à Marrakech (Maroc). *Entomologie Faunistique – Faunistic Entomology*, 67:193–201.
- Boussaa S., Kahime A.M., Samy A., Ben Salem A & Boumezzough A. (2016). Species composition of sand flies and bionomics of *Phlebotomus papatasi* and *P. sergenti* (Diptera: Psychodidae) in cutaneous leishmaniasis endemic foci, Morocco. *Parasites & Vectors*. 9:60 DOI 10.1186/s13071-016-1343-6.
- Bouzzeroug A.H., Benhabylles N., Izri M.A & Belahcen E.K. (1992). La pulvérisation intra et peridomeculaire de DDT dans la lutte contre la leishmaniose cutanée en Algérie. *Annales De La Societe Belge De Medecine Tropicale*, (72):5–12.
- Bray D.P., Alves G.B., Dorval M.E., Brazil R.P & Hamilton J.G.C. (2016). Research Synthetic sex pheromone attracts the leishmaniasis vector *Lutzomyia longipalpis* to experimental chicken sheds treated with insecticide. *Parasites & Vectors*, 3(16):2–11.
- Cabanillas B.J. (2011). Caractérisation de principes actifs anti leishmaniens isolés de Piperaceae et Zingiberaceae médicinales péruviennes. Thèse Doctorat. Option: Chimie-Biologie-Santé. Université Paul SABATIER. Toulouse III (France),1–145.
- Calborn M.D. (2010).The Biology and Control of Leishmaniasis Vectors. *Global Journal of infectious diseases*, 2(2):127–134.
- Çetin H & Özbel Y. (2017).Sand flies and their control methods. *Turkiye Parazitol Derg.* 41:102–113.
- Chanampa M del M., Gleiser R.M., Hoyos C.L., Copa G.N., Mangudo C., Nasser J.R & Gil J.F. (2018). Vegetation Cover and Microspatial Distribution of SandFlies (Diptera: Psychodidae) in an Endemic Locality for Cutaneous Leishmaniasis in Northern Argentina. *Journal of Medical Entomology*, XX(X), 1–9 doi: 10.1093/jme/tjy129.
- Charrel R.N., Izri M.A., Temmam S., Lamballerie X & Parola P. (2006).Toscana Virus RNA in *Sergentomyia minuta* Flies. *Emerging Infectious Diseases*. www.cdc.gov/eid. 12:8.
- Cherif K., Boudrissa A., Hamdi Cherif M & Harrat Z. (2012). Un programme social pour la lutte physique contre la leishmaniose cutanée zoonotique dans la wilaya de M’Sila en Algérie. *Santé Publique*, 24(6):511–522.
- Cherif K. (2014). Etude éco-épidémiologique de la leishmaniose cutanée dans le bassin du Hodna (M’sila). Thèse de Doctorat en Sciences. Option: Biochimie. Université Ferhat Abbas Setif, 1-179.
- Chowdhury R., Kumar V., Mondal D., Lal Das M., Das P., Dash A.P & Kroeger A. (2016). Implication of vector characteristics of *Phlebotomus argentipes* in the kala-azar elimination

## References bibliographiques

- programme in the Indian subcontinent. *Pathogens and Global Health*, 10(3):87–96. doi: 10.1080/20477724.2016.1180775.
- Coz J., Hamon J., Vervent G & Sales S. (1971). Contribution à l'étude du piège lumineux " C.D.C. miniature light trap " comme moyen d'échantillonnage des populations anophéliennes dans le Sud-ouest de la Haute-Volta. Cah. ORSTOY, sér. *Entomologie. Medecale et Parasitologie*, 9(4):417–430.
  - Croset H., Rioux J.A., M Maistre & N. Bayar. (1978). Les Phlebotomes de Tunisie (Diptera, Phlebotomidae). Mise au point systématique, chronologique et éthologique. *Ann. Parasitol. (Paris)* 53: 711–749.
  - Dabin B. (1970). Analyse des matières organiques dans les sols. Laboratoire de chimie des sols et de pédologie appliquée. ORSTOM, multigraphié, 17 p.
  - Dantas-Torres F., Tarallo V.D., Latrofa M.S., Falchi A., Lia R.P & Otranto D. (2014b). Ecology of phlebotomine sand flies and *Leishmania infantum* infection in a rural area of southern Italy. *Acta Tropica*, (137):67–73.
  - Dantas-Torres P., Tarallo D.V & Otranto D. (2014a). Morphological keys for the identification of Italian phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae). *Parasites & Vectors*, 7(479):1–6.
  - de Almeida M.E., Steurer F.J., Koru O., Herwaldt B.L., Pieniazek N.J & da Silva A.J. (2011). Identification of *Leishmania* spp. by molecular amplification and DNA sequencing analysis of a fragment of rRNA internal transcribed spacer 2. *J. Clin. Microbiol*, 49(9): 3143–3149.
  - de Oliveria E., Casaril A.E., Fernandes W.S., de Saboya Ravanelli M., de Medeiros M.J., Gammara R.M., Conceição Paranhos Filho A., Teruya Oshiro E., Gutierrez de Oliveira A & Aparecida Bianchi Galati. E. (2016). Monthly distribution of Phlebotomine sandflies, and biotic and abiotic factors related to their abundance, in an urban area to which visceral leishmaniasis is endemic in Carumbà in Brazil. *PLOS ONE*, DOI:10.1371.
  - Dedet J.P., Addadi K et Belazzoug S. (1984). Les Phlébotomes (Diptera: Psychodidae) d'Algérie. *Caieer*. Office de la recherche scientifique et technique outre-mer. *Parasitologia*, 22(22):99–127.
  - Dedet J.P. (2005). Stages in the identification of phlebotomine sandflies as vectors of leishmaniasis and other tropical diseases. *Parasitologia*, 47(3):291–295.
  - Depaquit J., Muller F., Gantier J.C., Léger N., Ferté H., Ready P. (2005). Phlebotomine sandflies (Diptera: Psychodidae) from Ouagadougou, Burkina Faso: first record of *Phlebotomus (Larrousius) longicuspis* Nitzulescu south of the Sahara. *Med. Vet. Entomol*, 19:322–325.

## References bibliographiques

- Depaquit J., Lienard E., Verzeaux-Griffon A., Ferté H., Bounamous A., Gantier J.C., Hanafi H.A., Jacobson R.L., Maroli M., Moin-Vaziri V., Müller F., Ozbel Y., Svobodova M., Volf P & Léger N. (2008). Molecular homogeneity in diverse geographical populations of *Phlebotomus papatasi* (Diptera, Psychodidae) inferred from ND4 mtDNA and ITS2 rDNA Epidemiological consequences. *Infect. Genet. Evol.*, 8:159–170.
- Di Muccio T., Marinucci M., Frusteri L., Maroli M., Pesson B & Gramiccia M. (2000). Phylogenetic analysis of *Phlebotomus* species belonging to the subgenus *Larrousius* (Diptera, psychodidae) by ITS2 rDNA sequences. *Insect Biochem. Mol. Biol.* 30: 387–393.
- Djenba S. (2006). Influence des paramètres géologique, géomorphologique et hydrogéologique sur le comportement mécanique des sols de la wilaya de Sétif (Algérie). Thèse Doctorat des Sciences. Option: Sciences hydrauliques. Université Mohamed Kheider Biskra, 1–194.
- Dolmatova A.V & Demina N.A. (1971). Les phlébotomes et les maladies qu'ils transmettent. Documentation technique. *OROSTOM*, N° 18, 8–15.
- El Sawaf B.M., Helmy N., Kamal H.A., Osman A & Shehata M. (1991). Soil analysis of breeding sites of *Phlebotomus langeroni* Nitzulescu and *Phlebotomus papatasi* (Scopoli) in El Agamy, Egypt. *Ann. Parasitol. Hum. Comp.*, 66(3):134–136.
- Elredge B.F & Edman J.D. (2004). Medical entomology. Edition springer and Business Media. California, USA. Deuxième édition. pp 244–248.
- Ernest C.M., Laboda S & Buddle C.M. (2015). Capturing northern biodiversity: diversity of arctic, subarctic and north boreal beetles and spiders are affected by trap type and habitat. *Insect Conservation and Diversity*.doi: 10.1111/icad.12143.
- Es-Sette N., Ajaoud M., Bichaud L., Hamdi S., Mellouki F & Charrel R.N. (2014). *Phlebotomus sergentia* common vector of *Leishmania tropica* and Toscana virus in Morocco. *J. Vector. Borne. Dis.*, 51:86–90.
- Food and Agriculture Organisation (FAO). (1973). Seminar on Reclamation and Management of Sandy Soils in the Near East and North Africa. Nicosia, Cyprus from 3 to 8 December.
- Feliciangeli M.D. (2004). Natural breeding places of phlebotomine sandflies. *Medical and Veterinary Entomology*, 18:71–80.
- Flanley C.M., Ramalho-Ortigao M., Coutinho-Abreu I.V., Mukbel R., Hanafi H.A., El-Hossary S.S., Fawaz E.Y., Hoel D.F., Bray A.W., Stayback G., Shouel D.A., Kamhawi S, Karakuş M., Jaouadi K., Yaghoobie-Ershadi M.R., Krüger A., Amro A., Kenawy1 M.A., Dokhan1 M. R., Warburg1 A., Hamarsheh1 O. & McDowell M.A. (2018). Population genetics analysis of *Phlebotomus papatasi* sand flies from Egypt and Jordan based on mitochondrial cytochrome b haplotypes. *Parasites & Vectors*, 11:214. <https://doi.org/10.1186/s13071-018-2785-9>.

## References bibliographiques

- Frahtia-Benothman K. (2015). Detection moléculaire des leishmanies à partir du genre *Phlebotomus* (Diptera: Psychodidae): tendance vers la régression de la leishmaniose à Constantine. Thèse Doctorat en Biologie animale. Option: Entomologie. Université des frères Mentouri. Constantine 1–96.
- Gaglio G., Brianti E., Napoli E., Falsone L., Dantas-Torres F., Tarallo V.D., Otranto D & Giannetto S. (2014). Effect of night time-intervals, height of traps and lunar phases on sand fly collection in a highly endemic area for canine leishmaniasis. *Acta. Trop.*, 133:73–77.
- Ghoch.K.N & Mukhopadhyay J. (1996). A comparaison of chorionic sculpturing of for Indian phlebotomine sandflies (Diptera: Psychodidae) by scanning electron microscopy. *Parasite*, 3:61–67
- González E., Jiménez M., Hernández S., I Martín-Martín I, & Molina R. (2017). Phlebotomine sand fly survey in the focus of leishmaniasis in Madrid, Spain (2012–2014): seasonal dynamics, *Leishmania infantum* infection rates and blood meal preferences. *Parasites & Vectors*, 10:368 DOI 10.1186/s13071-017-2309-z.
- Guaouaoui R, Zeroual S, Boudjelida H. (2017). Association between climatic changes and leishmaniasis incidence in Biskra district, Algeria. *J. Entomol. Zool. Stud*, 5(6):43–49.
- Guernaoui S., Boumezzough A., Pesson B & Pichon G. (2005). Entomological Investigations in Chichaoua: An Emerging Epidemic Focus of Cutaneous Leishmaniasis in Morocco. *J. Med. Entomol.* 42(4):697–701.
- Guevara P., Pinto-Santini D., Rojas A., Crisante G., Anez N & Ramirez J.L. (2001). Green Fluorescent Protein-Tagged Leishmania in Phlebotomine Sand Flies. *Journal of Medical Entomology*, 38(1):39–43.
- Halada P., Hlavackova K., Dvorak V & Volf P. (2018). Identification of immature stages of phlebotomine sand flies using MALDI-TOF MS and mapping of mass spectra during sand fly life cycle. *Insect. Biochem. Mol. Biol.*, 93:47–56.
- Halimi M., Cheghabaleki Z.Z., Jafari M.M & Delavari M. (2016). Temporal dynamics of phlebotomine sand flies population in response to ambient temperature variation, Bam, Kerman Province of Iran. *Annals Of Global Health*, 82(5) <http://dx.doi.org/10.1016/j.aogh.2016.07.009>
- Hamilton J.G. (2008). Sandfly pheromones. Their biology and potential for use in control programs. *Parasite*, 15(3): 252–256.
- Harrat Z., Hamraoui B., Belkaid M & Tabet-Derraz O. (1995). Point actuel sur l'épidémiologie des leishmanioses en Algérie. *Bulletin de Société Pathologie Exotique*. 85:180–184.

## References bibliographiques

- Harrat Z., Boubidi S.C., Pratlong F., Benikhlef R., Selt B., Dedet J.P., Ravel C & Belkaid M. (2009). Description of a dermatropic *Leishmania* close to *L. killicki* (Rioux, Lanotte & Pratlong 1986) in Algeria. *Trans R Soc Trop. Med. Hyg*, 103(7):716–20.
- Hermineaud B. (2011). Développement d'une PCR conventionnelle pour le géotypage de *Blastocystis* spp. dans les selles: approche épidémiologique et clinico-biologique par une étude prospective au CHU de Bordeaux. Thèse Doctorat en Pharmacie. Université Limoge (France).
- Hide M., Bucheton B., Kamhawi S., Bras-Gonça R., Sundar S., Lemesre J.L & Banuls A.L. (2007). Understanding Human Leishmaniasis: The Need for an Integrated Approach. *Encyclopedia of Infectious Diseases: Modern Methodologies*. Chapter 6. pp 94–95.
- Hoel D.F., Butler J.F., Fawaz E.Y., Watany N., El-Hossary S.S., & Villinski J. (2007). Response of phlebotomine sand flies to light-emitting diode-modified light traps in southern Egypt. *Journal of Vector Ecology*, 32(2): 303–308.
- Houra S. (2018). Agriculture, l'indéniable atout de prospérité commune de Saleh-Bey. El Djazair Le Magazine promotionnel en Algérie. N° 112.
- INCT. (2018). Institut National de la Cartographie et de la Télédétection. Carte géographique cynégétique.
- INSP. (2011). Relevés Epidémiologiques Mensuels. Vol XXII, N° 5.
- INSP. (2017). Relevés Epidémiologiques Mensuels. Vol. XXVIII.
- Izri M.A., Marty P., Fauran P., Le Fichoux Y & Rousset J.J. (1994). *Phlebotomus perfiliewi* Parrot, 1930 (Diptera, Psychodidae) dans le Sud-est de la France. *Parasite*, 1(286). <http://dx.doi.org/10.1051/parasite/1994013286>
- Izri A., Bendjaballah A., Andriantsoanirina V & Durand R. (2014a). Cutaneous leishmaniasis caused by *Leishmania Killicki*, Algeria. Letters to the editor. *Emerging Infectious Disease*; 20(3).
- Izri A, Bendjaballah A, Andriantsoanirina V. (2014b). Cutaneous leishmaniasis caused by *Leishmania killicki*, Algeria. *Emerg. Infect*, 20:502–504.
- Izri A., Temmam S., Moureau G., Hamrioui B., Lamballerie X & Charrel R.N. (2008). Sandfly Fever Sicilian Virus, Algeria. *Emerging Infectious Diseases*, 14(5):795–797.
- Izri A., Depaquit J & Parola P. (2006). Phlebotomes et transmission d'agents pathogènes dans la bassin méditerranéen. *Medecine Tropicale*, 66(5):429–435.
- Jaouadi K., Ghawar Z., Salem S., Gharbi M., Bettaieb J., Yazidi R., Harrabi M., Hamarsheh O & Ben Salah A. (2015). First report of naturally infected *Sergentomyia minuta* with *Leishmania major* in Tunisia *Parasites & Vectors* 8:649 DOI 10.1186/s13071-015-1269-4.

## References bibliographiques

- Jaturas N., Vitta A., Samung Y., Apiwathnasorn C & Polseela R. (2018). Species composition and nocturnal activity of phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) inhabiting a limestone cave in Thailand. *Journal of Vector Ecology*, 43(1):52–58.
- Kabbout N., Merzoug Dj & Chenchouni H. (2016). Ecological Status of Phlebotomine Sandflies (Diptera: Psychodidae) in Rural Communities of Northeastern (Algeria). *Journal of Arthropod-Borne Diseases*, 10(1):24–38.
- Karkour L. (2012). La dynamique des mauvaises herbes sous l'effet des pratiques culturales dans la zone des plaines intérieures. Mémoire de magister. Option: Production Végétale et Agriculture de Conservation. Université Ferhat Abbas Setif 1, 1–104.
- Killick-Kendrick R., Tang Y., Killick-Kendrick M., Sang D.K., Sirdar M.K., Ashford R.W., Schorscher J & Johnson R.H. (1991). The identification of female sandflies of the subgenus *Larrousius* by the morphology of the spermathecal ducts. *Parasitologia*, 33:335–347.
- Lachaud L., Fernández-Arévalo A., Normand A.C., Lami P., Nabet C., Donnadiou J.L., Piarroux M., Djenad F., Cassagne C., Ravel C., Tebar S., Llovet T., Blanchet D., Demar M., Harrat Z., Aoun K., Bastien P., Muñoz C., Gállego M & Piarroux R. (2017). Identification of *Leishmaniaby* MatrixAssisted Laser Desorption Ionization–Time of Flight (MALDI-TOF) Mass Spectrometry Using a Free Web-Based Application and a Dedicated MassSpectral Library. *J. Clin. Microbiol*, 55:2924–2933. <https://doi.org/10.1128/JCM.00845-17>.
- Lane K.P & Wosskey R.W. (1993). *Medical insects and arachnids*, edition Springer et Business Media Dordrecht, Première édition, pp 78–109.
- Larkin M.A., Blackshields G., Brown N.P., Chenna R., McGettigan P.A., McWilliam H., Valentin F., Wallace I.M., Wilm A., Lopez R., Thompson J.D., Gibson T.J & Higgins D.G. (2007). Clustal W and Clustal X version 2.0. *Bioinformatics*, 23(21):2947–8.
- Latrofa M.S., Iatta R., Dantas-Torres F., Annoscia G., Gabrielli S., Pombi M & Otranto D. (2018). Detection of *Leishmania infantum* DNA in phlebotomine sand flies from an area where canine leishmaniosis is endemic in southern Italy. *Vet. Parasitol*, 15(253):39–42.
- Latrofa M.S., Dantas-Torres F., Weigla S., Tarallo V.D., Parisi A., Traversa D & Otranto D. (2011). Multilocus molecular and phylogenetic analysis of phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) from southern Italy. *Acta Tropica*, 119:91–98
- Latrofa M.S., Angelou A., Giannelli A., Annoscia G., Ravagnan S., Dantas-Torres F., Capelli G., Halos L., Beugnet F., Papadopoulos E & Otranto D. (2017). Ticks and associated pathogens in dogs from Greece. *Parasit & Vectors*, 10(103):2–7.

## References bibliographiques

- Lehrter V., Bañuls A.L., Léger N., Rioux J.A & Depaquit J. (2017). *Phlebotomus* (*Paraphlebotomus*) *chabaudi* et *Phlebotomus riouxi*: espèces proches ou synonymes? *Parasite*, 24(24):1–15. <https://doi.org/10.1051/parasite/2017050>
- Lewis D.J. (1971). Phlebotomid Sandflies Bulletin, Organisation Mondiale de la Santé. 44:535–551.
- Maia C., Parreira R., Cristóvão J.M., Freitas F.B., Afonso M.O & Campino L. (2015). Molecular detection of *Leishmania* DNA and identification of blood meals in wild caught phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) from southern Portugal. *Parasites & Vectors*, 8 (173): 1–10.
- Mann R.S, Kaufman P.E & Butler J.F. (2009). A Sand Fly, *Lutzomyia shannoni* Dyar (Insecta: Diptera: Psychodidae: Phlebotomine). UF IFAS Extension. Université de Floride, EENY 421. pp1–4.
- Mansouri K., Pralong F., Bachi F., Hamrioui B & Dedet J.P. (2012). The First Isoenzymatic Characterizations of the *Leishmania* Strains Responsible for Cutaneous Leishmaniasis in the Area of Annaba (Eastern Algeria). *The Open Conference Proceedings Journal*, 3(Suppl 2-M2):1–7.
- Marcondes C.B. (2017). *Arthropod Borne Diseases*. Edition Springer. Brazil. p 31.
- Maroli M., Feliciangelli M.D., Bichaud L., Charrel R.N & Gradoni L. (2013). Phlebotomine sand flies and the spreading of leishmaniasis and other diseases of public health concern. *Med. Vet. Entomol*, 27(2):123–147.
- Marquardt W.C., Black W.C., Freier J.E., Hagedorn H., Moore C., Hemingway J., Higgs S., James A & Kondratieff B. (2004). *Biology of disease Vector*. Edition Elsevier. California, USA. Deuxième édition. pp 141–150.
- Marres P. (1972). Louis Emberger, 1897-1969. In: *Annales de Géographie*. t 81, n°448, pp748–751.
- Messai N. (2006). Contribution à l'étude de la biodiversité des espèces Culicidienne (Diptera; Culicidae) et inventaire des Phlébotomes (Diptera-Psychodidae) dans la région de Mila. Mémoire de Magister en Entomologie, Université de Constantine, 1–94.
- Mliki F. (2015). Epidémiologie, évolution et impact des changements climatiques sur une maladie zoonotique vectorielle: la leishmaniose en Algérie. These Doctorat en Science en Biologie Animale. Université Badji Mokhtar-Annaba, 1–120.
- Moncaz A., Faiman R., Kirstein O & Warburg A. (2012). Breeding Sites of *Phlebotomus sergenti*, the Sand Fly Vector of Cutaneous Leishmaniasis in the Judean Desert. *PLoS. Negl. Trop. Dis*, 6(7): e1725. doi:10.1371/journal.pntd.0001725.

## References bibliographiques

- Morillas-Márquez F., Díaz-Sáeza V., Morillas-Mancillaa M.J., Corpas-López V., Merino-Espinosaa G., Gijón-Roblesa P & Martín-Sáncheza J. (2017). Phlebotomine sandflies (Diptera, Phlebotomidae) of Lanzarote Island (Canary Islands, Spain): Ecological survey and evaluation of the risk of Leishmania transmission. *Acta Tropica*. 168:16–20.
- Morillas-Márquez F., Díaz-Sáeza V., Morillas-Mancillaa M.J., Corpas-López V., Merino-Espinosaa G., Gijón-Roblesa P & Martín-Sáncheza J. (2017). Phlebotomine sandflies (Diptera, Phlebotomidae) of Lanzarote Island (Canary Islands, Spain): Ecological survey and evaluation of the risk of Leishmania transmission. *Acta Tropica*, 168:16–20.
- Mouloua A., Boubidi S.C., Bouiba L., Mezai G., Madiou M & Harrat Z. (2017). Impact environnemental sur la répartition des leishmanioses dans le foyer de Tizi-Ouzou (Algérie). *Rev. Med. Vet.*, 168(10-12):252–261.
- Mouloua A. (2014). Etude eco-epidemiologique de la leishmaniose en Kabylie. Thèse Doctorat en sciences. Université Mouloud Mammeri. Tizi Ouzou, 1-182.
- Moureau G., Bichaud L., Salez N., Ninove L., Hamrioui B., Belazzoug S., Lamballerie X., Izri A & Charrel R.N. (2010). Presence of Novel Phleboviruses in Sandflies from Northern Algeria. *The Open Virology Journal*, 4:15–21.
- Naheed A., Khurshaid K., Sobia W., Nazma H.K & Safeer U.S. (2016). Species composition and activity patterns of sand flies (Psycodidae: Phlebotomine) in four tehsils of Dir Districts, Khyber Pakhtunkhwa, Pakistan. *Acta Tropica*, 156:144–151.
- Niang A., Hervy J.P., Depaquit J.P., Boussès P., Davidson I., Geoffroy B., Léger N., Trouillet J., Killick-Kendrick R., Killick-Kendrick M., Rioux JA & Brunhes J. (2004). Clés afro tropicales d'identification des phlébotomes. Réalisés en collaboration avec l'IFAN. IRD-Edition. Première version.
- Onwuka B & Mang B. (2018). Effects of Soil Temperature on Some Soil Properties and Plant Growth. *Advances in Plants & Agriculture Research*, 8(1): 00288. DOI: 10.15406/apar.2018.08.00288
- Organisation Mondiale de la Santé. (2010). Lutte contre les Leishmanioses. Rapport de la réunion du comité OMS d'experts de la lutte contre les leishmanioses. N° 949. Genève, 22 –26 Mars.
- Parrot L & P Doury. (1956). Notes sur les Phlébotomes, LXVIII. Nouveau Phlébotomes du hoggar. *Arch. Inst. Pasteur Algér.* 33:315–321.
- Perfil'ev P.P. (1968). Fauna of U.R.S.S Diptera. Phlebotominae (Sandflies). Academy of Sciences of the URSS. Zoological Institute. 2(3):1–195.

## References bibliographiques

- Prudhomme J., Rahola N., Toty C., Cassan C., Roiz D & Vergnes B. (2015). Phlebotomine *sandflies* are hematophagous insects widely present in Western. *Parasites & Vectors*, 8(642):2–14.
- Ramade F. (2008). Dictionnaire Encyclopedique des sciences de la nature et de la biodiversité. Edition DUNOD. Paris, France 1–726.
- Ramaoui K., Guernaoui S & Boumezzough A. (2008). Entomological and epidemiological study of a new focus of cutaneous leishmaniasis in Morocco. *Parasitol. Res*, 103:859–863. DOI 10.007/s00436-008-10683
- Ramdane E., Berchi S & Louad K. (2018). Les phlébotomes (Diptera, Psychodidae), vecteurs d'agents pathogènes responsables de la leishmaniose humaine dans la région de Constantine (Algérie). *Entomofauna*, 39(4):537–555.
- Ramdane E & Berchi S. (2018). Study on the distribution of phlebotomine (Diptera, Psychodidae) responsible for human leishmaniasis based on biotopein type from the region of Constantine, Algeria. *J. Entomol. Zoo.l Stud*, 6(2):2820–6.
- Reithinger R & Dujardin J.C. (2007). Molecular Diagnosis of Leishmaniasis: Current Status and Future Applications MINIREVIEWS. *Journal of Clinical Microbiology*, 45(1): 21–25. doi:10.1128/JCM.02029-06.
- Rezvan H., Nourian A.R & Navard S.H. (2017). An Overview on Leishmania Diagnosis Review Article. *J. Med. Microbiol. Infec. Dis*, 5(1-2):1–11.
- Rioux J.A., Croset H., Leger N., Benmansour N & Cadi Soussi M. (1975). Présence au Maroc de *Phlebotomus bergeroti*, *Phlebotomus chabaudi*, *Phlebotomus chadlii* et *Sergentomyia christophersi*. *Annales de Parasitologie*, 50(4): 493–506.
- Rioux J.A., Golvan Y.J., Croset H., Houin R., Juminer B., Bain O & Tour S. (1967). Ecologie des leishmanioses dans le Sud de France. Echantillonnage. Ethologie. – *Ann. Parasitol. Humm. Comp*, 42:561–603.
- Rodriguez-Rojas J.J., Arque-Chunga W., Ndez-Salas I.F & Rebollar-Tellez E.A. (2016). Comparative field evaluation of different traps for collecting adult phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) in an endemic area of cutaneous Leishmaniasis in Quintana Roo, Mexico. *Journal of the American Mosquito Control Association*, 32(2):103–116.
- Romi R., Khoury C., Bigliocchi F & Maroli M. (1994). Schede guida su acari e insetti di interesse sanitario. Rapporti Istituzionali, Roma, vol 94, n°8.
- Russel R. (2013). The encyclopedia of medical and veterinary entomology. Edition CAB International. London, United Kingdom. Deuxième édition. pp 293–294.

## References bibliographiques

- Santos D.O., Coutinho C.E.R., Madeira M.F., Bottino C.G., Vieira R.T., Nascimento S.B., Bernardino A., Bourguignon S.C., Corte-Real S., Pinho T., Rodrigues C.R & Castro H.C. (2008). Leishmaniasis treatment—a challenge that remains: a review. *Parasitology Research*, 103(1):1–10.
- Sedjar A. (2012). Biodiversité et dynamique de la végétation dans un écosystème forestier - Cas de djebel Boutaleb. Mémoire Magister. Option: Biodiversité et gestion des écosystèmes. Université Ferhat Abbas Setif 1, 1–84.
- Spiegel C.N., Bretas J.A.C., Peixoto A.A., Vigoder F.M., Bruno R.V & Soares M. J. (2013). Fine Structure of the Male Reproductive System and Reproductive Behavior of *Lutzomyia longipalpis* Sandflies (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae). *PLoS One*, 8(9):1–12.
- Tamura K. (1992). Estimation of the number of nucleotide substitutions when there are strong transition-transversion and G + C-content biases. *Mol. Biol. Evol*, 9:678–687.
- Tamura K., Stecher G., Peterson D., Filipiński A & Kumar S. (2013). MEGA6: Molecular Evolutionary Genetics Analysis version 6.0. *Mol. Biol. Evol*, 30:2725–2729.
- Tarallo V.D., Dantas-Torres F., Lia R.P & Otranto D. (2010). Phlebotomine sand fly population dynamics in a leishmaniasis endemic peri-urban area in southern Italy. *Acta Tropica*, 116: 227–234.
- Tsirigotakis N., Pavlou C., Christodoulou V., Dokianakis E., Kourouniotis C., Alten B & Antoniou M. (2018). Phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) in the Greek Aegean Islands: ecological approaches. *Parasites & Vectors*, 11:97.
- Vaselek S., Ayhan N., Oguz G., Kasap O.E., Savić S & Di Muccio T. (2017). Sand fly and *Leishmania* spp. survey in Vojvodina (Serbia): first detection of *Leishmania infantum* DNA in sand flies and the first record of *Phlebotomus (Transphlebotomus) mascittii* Grassi, 1908. *Parasit Vectors*, 10(444):2–8.
- Vivero R.J., Torres-Gutierrez C., Bejarano E.E., Cadena Peña H., Estrada L.G., Florez F., Ortega E., Aparicio Y & Muskus C.E. (2015). Study on natural breeding sites of sand flies (Diptera: Phlebotominae) in areas of Leishmania transmission in Colombia. *Parasites & Vectors*, 8:116 DOI 10.1186/s13071-015-0711-y
- Walburg A. (2008). The structure of the female sand fly (*Phlebotomus papatasi*) alimentary canal. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*, 102:161–166.
- Walburg A & Faiman R. (2011). Research priorities for the control of phlebotomine sand flies. *Journal of Vector Ecology*, 36(Supplement-1): S10–S16.
- Yared S., Gebreselassie A., Akililu E., Deribe K., Balkew M., Warburg A., Hailu A. & Gebre-Michael T. (2017). Diversity and altitudinal distribution of phlebotomine sand flies

## References bibliographiques

- (Diptera: Psychodidae) in visceral leishmaniasis endemic areas of northwest Ethiopia. *Acta Tropica*, 176:1–10. doi:10.1016/j.actatropica.2017.07.008.
- Zait H & Hamrioui B. (2009). Leishmanioses cutanées en Algérie Bilan de 386 cas diagnostiqués au CHU Mustapha d'Alger de 1998 à 2007. *R.F.L*, 412:33–39.
  - Zeroual S. (2017). Les phlébotomes vecteurs de leishmaniose dans la région de Biskra: Inventaire et écologie des phlébotomes et étude épidémiologique. Thèse Doctorat en sciences. Option: Biologie Animale. Université Badji Mokhtar Annaba, 1–67.
  - Zeroual S., Gaouaoui R & Boudjlida H. (2016). Diversity and occurrence of phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) in the area of Biskra (Middle Eastern of Algeria). *Journal of Entomology and Zoology Studies*, 4(5):890–895.
  - Zerroug K. (2012). Elaboration d'un système d'information géographique (flore) dans la Wilaya de Sétif. Mémoire Magister. Option: Biodiversité et gestion des écosystèmes. Université Ferhat Abbas Sétif, 1–114.
  - Zhioua E., Kaabi B & Chelbi I. (2007). Entomological investigations following the spread of visceral leishmaniasis in Tunisia. *Journal of Vector Ecology*, 32(2):371–373.

## Webographie:

- GADM (Global Administrative Areas) <https://gadm.org/>
- Google Earth (2019). <http://www.google.com/intl/fr/earth/>
- Kanouni.A (2018). [http://dz.geoview.info/ain\\_oulmene\\_kanounia,25472486p](http://dz.geoview.info/ain_oulmene_kanounia,25472486p)

## Annexe 1

**REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE**  
**WILAYA DE SETIF**  
**DIRECTION DE LA SANTE**  
**ET DE LA POPULATION**

No 1173/DSP/SP/2019

SETIF LE.....

2019 Jan 28

### **ATTESTATION ADMINISTRATIVE**

Je soussigné **Dr. Koussa** Médecin épidémiologue chef service de la prévention à la Direction de la santé de la population de la wilaya de sétif, atteste que Melle **Gherbi Roumaïssa** Doctorate en Ecologie Animale à l'Université Farhat Abbes Sétif -1- a recueilli des données sur les cas de leishmaniose cutanée et viscérale depuis l'année 1993 jusqu'à l'année 2017.

**CHEF DU SERVICE**



The image shows a red circular official stamp on the left, featuring the Algerian national emblem (a crescent moon and a star) and Arabic text. To its right is a rectangular red stamp with the name 'Dr. S. Koussa' and 'Spécialiste en Médecine Préventive - Epidémiologie'. A black ink signature is written over the rectangular stamp.

REPUBLIQUE ALGERIENE DEMOCRATE ET POPULAIRE

WILAYA DE SETIF  
DIRECTION DE LA SANTE  
ET DE LA POPULATION

Année	Nmbr de cas de Leishmaniose cutanée	Nmbr de cas de Leishmaniose viscérale
1993	21	9
1994	7	4
1995	46	46
1996	76	64
1997	55	26
1998	61	35
1999	48	22
2000	39	30
2001	82	17
2002	132	18
2003	172	18
2004	107	13
2005	91	15
2006	28	9
2007	22	16
2008	16	16
2009	30	14
2010	80	26
2011	60	23
2012	25	25
2013	28	16
2014	15	15
2015	8	12
2016	16	6
2017	30	9

## Annexe 2

### RECOMMANDATIONS D'UTILISATION DES INSECTICIDES DANS LA LUTTE CONTRE LES LEISHMANIOSES

#### Les produits

Les deux produits insecticides à effet rémanent ( delta methrine et permethrine) sont recommandés dans la lutte anti vectotielle. Un des deux produits suivants peut être utilisé dans la lutte contre les leishmanioses. Le mode d'utilisation et la formulation figurent dans le tableau suivant :

INSECTICIDE	Dose d'emploi ( g / m <sup>2</sup> )	Remanence ( en mois )	Nombre d'applications	Formulation	Avantages	Inconvénients	Coût moyen du Kg de produit en D.A
DELTAMETHRINE	0,025	6	Une application tous les six mois	En poudre mouillable 2,5% (25 grammes pour 1 litre d'eau)	Très actif sur les phlébotomes Longue rémanence 30 fois plus actif que la permethrine	Irritant Toxicité modérée	1500
PERMETHRINE	0,125	3	Une application tous les trois mois	En poudre mouillable 25% (250 grammes pour 1 litre d'eau)	Actif Action rapide Peu toxique	Rémanence limitée	1500

#### Méthode d'application :

le produit reconstitué à la concentration indiquée doit être utilisé en PULVERISATION ( spray ) sur les parois des murs des habitations et des chambres

#### Lieux d'application:

- Intradomiciliaire ( intérieur des maisons )
- Péridomiciliaire ( alentours de maisons, cours, murs des clôtures, étables , caves , bergeries. latrines...)
- Ne pas faire les aspersions dans les cours d'eau ( oueds, barrages, ...)
- Les régions concernées par les campagnes d'aspersion sont :  
toutes les habitations et dépendances des communes affectées par les leishmanioses  
les villages situés aux frontières des communes limitrophes.

#### Matériel

Pulvérisateurs individuels portables à compression manuelle ( modèle utilisé en agriculture ) . En moyenne, vingt pulvérisateurs par commune sont nécessaires .

#### Périodes des opérations de pulvérisation

Produit	1ère application	2ème application
Deltamethrine	entre le 15 Avril et le 15 Mai	1er Septembre
Permethrine	entre le 15 Avril et le 15 Mai	entre le 15 et le 30 Juillet

#### Précautions :

Les agents devant exécuter les opérations de pulvérisation doivent porter obligatoirement une tenue de protection ( port d'un chapeau, de combinaison de gants et d'un masque )

Mesures à prendre pendant l'aspersion : ne pas manger, ni boire, ni fumer...

Couvrir les ustensiles de cuisine ou les aliments avec du plastique pour éviter tout contact avec le produit insecticide.

Mesures à prendre après l'opération : lavage soigneux des mains et des parties du corps exposées

#### Autres mesures :

Il est recommandé pour la protection individuelle des citoyens de promouvoir l'utilisation large des moustiquaires.

Pour que la lutte chimique anti vectorielle soit efficace et réussie, il est impératif qu'elle soit accompagnée de mesures d'hygiène et d'assainissement du milieu :

- ramassage et incinération des ordures,
- drainage des eaux usées,
- restauration des maisons vétustes ( boucher les fissures des maisons, enlever les amas de pierres etc....) Toutes ces actions nécessitent la participation active des citoyens qui doivent être impérativement informés sur les objectifs des programmes de lutte et les actions à mener .

La participation de la population et un préalable à la réussite du programme de lutte contre les leishmanioses.

Source : I.P.A / I . N . S . P

## Annexe 3

**Station : SETIF-AERO ( 2016 / 2017 )**

**Température Moyenne Mensuelle sous Abri (en °C)**

Année	Janvier	Fevrier	Mars	Avril	Mai	Juin	Juile	Aout	Sept	Octob	Nove	Décem	Total	Moy
2016	6,7	6,9	7,6	13,6	17,1	22,4	25,9	24,4	20,1	17,9	10,1	7,2	179,9	15
2017	3,1	7,8	10,8	12,8	20	24,4	27,5	27,3	20,2	15	8,5	4,9	182,3	15,2
Moy	4,9	7,3	9,2	13,2	18,5	23,4	26,7	25,8	20,1	16,4	9,3	6,1	180,9	15,1

**Station : SETIF-AERO ( 2016 / 2017 )**

**Humidité Moyenne Mensuelle (en %)**

Année	Janvier	Fevrier	Mars	Avril	Mai	Juin	Juile	Aout	Sept	Octob	Nove	Décem	Total	Moy
2016	70,8	70,2	66,5	63,4	54,3	45,3	35,9	42,6	55,9	55,5	68,7	78,1	707,2	58,9
2017	78,4	68,6	54,5	57,5	47,4	48,2	33,4	38,8	50,5	63,3	71,2	79,2	691	57,6
Moy	74,6	69,4	60,5	60,4	50,8	46,7	34,6	40,7	53,2	59,4	69,9	78,7	698,9	58,2

**Station : SETIF-AERO ( 2016 / 2017 )**

**Pluviométrie (Cumul Mensuel en mm)**

Année	Janvier	Fevrier	Mars	Avril	Mai	Juin	Juile	Aout	Sept	Octob	Nove	Décem	Total	Moy
2016	16,9	36,8	66,3	42,1	57,8	7,6	5,5	0,6	12	14,9	29,7	7,1	297,3	24,8
2017	46,9	20,3	0	5,9	9,2	55,7	0,3	8,2	32,2	8,3	55,7	33,5	276,2	23
Moy	31,9	28,5	33,1	24	33,5	31,7	2,9	4,4	22,1	11,6	42,7	20,3	286,7	23,9

**Station : SETIF-AERO ( 2016 / 2017 )**

**Vent Moyen Mensuel (en m/s)**

Année	Janvier	Fevrier	Mars	Avril	Mai	Juin	Juile	Aout	Sept	Octob	Nove	Décem	Total	Moy
2016	3,1	3,9	3,9	3,6	3,6	3,5	3,4	3,2	3,1	3,1	3,1	2,9	40,4	3,4
2017	3,7	3,5	3,7	3,8	3,3	3,7	3,6	3,4	3,1	2,5	3,1	3,2	40,6	3,4
Moy	3,4	3,7	3,8	3,7	3,4	3,6	3,5	3,3	3,1	2,8	3,1	3	40,4	3,4

## Annexe 4

Station : **SETIF-SFIHA** ( 2005 / 2015 )

**Température Moyenne Mensuelle sous Abri (en °C)**

Année	Janvier	Fevrier	Mars	Avril	Mai	Juin	Juille	Aout	Sept	Octob	Nov	Décem	Total	Moy
2005	3,5	2,8	9,8	12,2	19,7	23,2	27,6	24,5	19,9	16,4	9,5	4,7	173,8	14,5
2006	3,6	4,8	9,9	14,8	19,4	23,9	26,3	24,7	19,7	18,4	11,2	6,6	183,3	15,3
2007	7,7	7,6	7,6	11,9	16,5	23,6	26,4	26,2	20,4	15,4	8,6	5,3	177,2	14,8
2008	6,8	7,5	8,6	12,9	17,3	21,5	27,3	26,3	20,8	14,9	14,9	8,1	186,9	15,6
2009	5,1	4,6	8,6	9,2	18	23,6	28,7	26,2	19,4	15,1	11,2	7,9	177,6	14,8
2010	6,1	7,3	9,9	12,9	14,2	21,4	26,8	25,8	20,4	15,2	9,4	6,4	175,8	14,6
2011	6,2	5,1	8,5	13,9	16,2	21,1	26,2	26,6	22,1	14,8	10,6	6,4	177,7	14,8
2012	5,2	2,2	9,6	11,5	18,2	26,1	27,9	28,9	21,4	17,1	11,4	6,6	186,1	15,5
2013	5,5	4	9,5	13,2	15,1	20,3	25,8	24,7	21,3	20,1	9,2	6,4	175,1	14,6
2014	7	7,9	7,8	14,3	17,4	22,1	26,2	27,1	23,9	18,4	12,7	5,7	190,5	15,9
2015	5	4,3	9,1	15	19,3	21,8	27,6	26,2	21,2	16,1	10,7	8,6	184,9	15,4
<b>Moy</b>	5,6	5,3	9	12,9	17,4	22,6	27	26,1	21	16,5	10,9	6,6	180,9	15,1

Station : **SETIF-SFIHA** ( 2005 / 2015 )

**Pluviométrie (Cumul Mensuel en mm)**

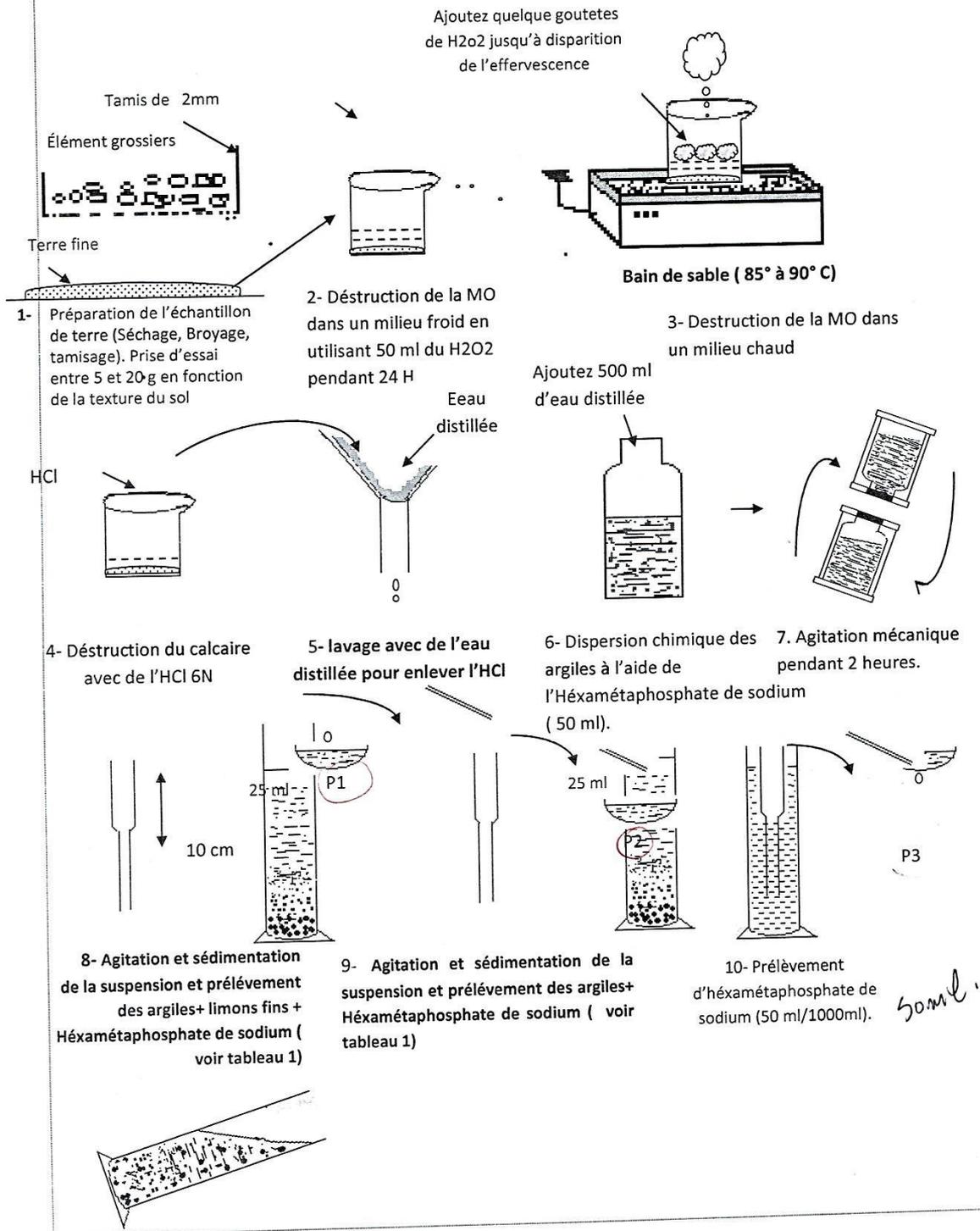
Année	Janvier	Fevrier	Mars	Avril	Mai	Juin	Juille	Aout	Sept	Octob	Nov	Décem	Total	Moy
2005	28	39,8	18	50,6	2,2	35,9	20	8,7	26,9	22,7	68,7	52,3	373,8	31,2
2006	61,8	37	9,8	42,4	88	7,4	37,8	3,2	52	1	9,1	45	394,5	32,9
2007	10,2	25	101,8	88,6	28,2	30	7,6	1	79,5	25,3	16,5	6	419,7	35
2008	10	19,3	48,9	21,3	75,8	15,2	54,5	19,8	44,6	42,4	42,4	27	421,2	35,1
2009	69,3	41,3	27,5	77,5	3,4	6,8	4,7	18,4	78,6	13,1	28,8	33,6	403	33,6
2010	36,2	46,5	44,7	52,1	67,4	17,8	3	23,2	3,4	45,2	47,8	20	407,3	33,9
2011	13,3	121	33	73,8	33,8	17,4	6	10,4	15,2	39,8	32,6	19,4	415,7	34,6
2012	44,8	53,8	14,2	86,2	6,6	16,4	1,6	14,8	16,4	26,8	76,4	9,6	367,6	30,6
2013	83	72,2	43	38,2	57,8	4	13,4	21,6	34,2	67,8	17	40,4	492,6	41
2014	37,2	19,2	89	2,8	60,8	60,2	0	1,6	8,2	7	12	71,2	369,2	30,8
2015	68,5	63,2	57,3	6,8	30,2	19,2	1	25,5	31,8	55	26,2	0,6	385,3	32,1
<b>Moy</b>	42	48,9	44,3	49,1	41,3	20,9	13,6	13,5	35,5	31,5	34,3	29,6	404,5	33,7

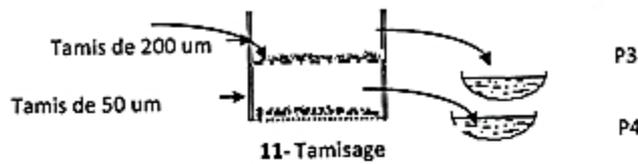
# Annexe 5

FSNV UFA Sétif-1 Laboratoire de pédologie - Analyses physico-chimiques du sol

## Mode opératoire :

Description détaillée des étapes de l'analyse (figure 2).





T (°C)	ϕ ≤ 0,002 mm			Temps de chute ( Minutes, Secondes ) à 10 cm de profondeur	
	Temps de chute ( Heure, Minutes ) à 10 cm de profondeur.	Profondeur de prélèvement en cm après :			
		6 H	7 H	8 H	
10	10,23	5,8	6,7	7,7	6,14
11	10,06	5,9	6,9	8,1	6,03
12	9,49	6,1	7,1	8,1	5,54
13	9,34	6,3	7,3	8,4	5,44
14	9,19	6,4	7,5	8,6	5,35
15	9,05	6,6	7,7	8,8	5,27
16	8,51	6,8	7,9	9,0	5,19
17	8,37	7,0	8,1	9,3	5,10
18	8,24	7,2	8,3	9,5	5,03
19	8,12	7,3	8,6	9,8	4,55
20	8,00	7,5	8,8	10,0	4,48
21	7,48	7,7	9,0	10,3	4,41
22	7,37	7,9	9,2	10,5	4,34
23	7,26	8,1	9,4	10,8	4,28
24	7,10	8,3	9,7	11,0	4,22
25	7,06	8,5	9,9	11,3	4,15
26	6,56	8,7	10,0	11,5	4,10
27	6,47	8,9	10,3	11,8	4,04
28	6,38	9,1	10,6	12,1	3,59
29	6,29	9,3	10,8	12,3	3,54
30	6,21	9,5	11,0	12,6	3,48

Figure 2. Mode opératoire de l'analyse granulométrique ( Méthode internationale à la pipette de Robinson)

Tableau 1 . Temps de prélevement des particules ( Argiles et limons fins ) en fonction de la température de la suspension.

Calcul des pourcentages en particules élémentaires ( Argiles, Limons, Sables)

$$\text{Argiles (\%)} = ( P2 - P0 ) \cdot V1 / V2 \cdot 100 / ( P - P(MO + CaCO3 + H) / 100 )$$

$$\text{Limons fins (\%)} = ( P1 - P1 ) \cdot V1 / V2 \cdot 100 / ( P - P(MO + CaCO3 + H) / 100 )$$

$$\text{Sables fins (\%)} = P4 \cdot 100 / ( P - P(MO + CaCO3 + H) / 100 )$$

$$\text{Sables Grossiers (\%)} = P3 \cdot 100 / ( P - P(MO + CaCO3 + H) / 100 )$$

$$\text{Limons grossiers (\%)} = 100 - ( A\% + LF\% + SF\% + SG\% )$$

Où : V1 : 1000 ml, V2 : 25 ml, MO % : taux de Matière organique ; CaCO3% : pourcentage en calcaire total ; H% : l'humidité résiduelle et (P) prise d'essai. log.

**Annexe 6/ Tableau 1:** Abondance relative générale de l'ensemble des stations (2016-2017)

Espèce	<i>P. perniciosus</i>	<i>P. papatasi</i>	<i>P. sergenti</i>	<i>P. bergeroti</i>	<i>P. chabaudi</i>	<i>P. longicuspis</i>	<i>P. perfiliewi</i>	<i>S. minuta</i>	<i>S. fallax</i>	<i>Phlebotomus. spp</i>	<i>Sergentomyia. spp</i>
<b>Nombre totale</b>	1324	287	87	4	3	3	2	23	7	59	5
<b>Abondance relative %</b>	72.1	15.7	4.7	0.2	0.2	0.2	0.1	1.3	0.4	5.0	0.3

**Annexe 6/ Tableau 2:** Abondance relative des espèces selon l'année et le site de collecte.

Espèces	Nombre totale	AR 2016 (%)				AR 2017 (%)	
		A	B	C	E	A	B
<i>P. perniciosus</i>	1324	95.02	4.08	0.18	-	71.72	28.28
<i>P. papatasi</i>	287	95.65	4.35	-	-	98.88	1.12
<i>P. sergenti</i>	87	80	20	-	-	52.23	47.77
<i>P. bergeroti</i>	3	66.66	33.33	-	-	-	-
<i>P. chabaudi</i>	3	100	-	-	-	-	-
<i>P. longicuspis</i>	4	66.66	33.33	-	-	-	-
<i>P. perfiliewi</i>	2	-	-	-	-	100	-
<i>S. minuta</i>	23	62.5	37.5	-	-	40	60
<i>S. fallax</i>	7	100	-	-	-	100	-
<i>Phlebotomus spp.</i>	59	90	10	-	-	63.26	36.74
<i>Sergentomyia spp.</i>	5	33.33	33.33	-	33.33	-	-

(AR), abondance relative; (-), valeur non calculée.

**Annexe 7 /Tableau:** Abondance relative selon le sexe-ratio.

<b>Espèces</b>	<b>mâle</b>	<b>AR%</b>	<b>femelle</b>	<b>AR%</b>	<b>Sexe ratio</b>
<i>P. perniciosus</i>	600	65.28	724	87.87	0.83
<i>P. papatasi</i>	244	26.54	43	5.22	5.67
<i>P. sergenti</i>	59	6.41	28	3.39	2.11
<i>P. chabaudi</i>	0	-	3	0.37	-
<i>P. longicuspis</i>	1	0.11	3	0.37	0.33
<i>P. bergeroti</i>	1	0.11	2	0.24	0.5
<i>P.perfiliewi</i>	1	0.11	1	0.13	1
<i>S. minuta</i>	9	0.97	14	1.69	0.64
<i>S. fallax</i>	1	0.11	6	0.72	0.17
<b>Total</b>	919	100	824	100	11.25

(-), valeur non calculée en raison d'absence.

**Annexe 8/Tableau:** Occurrence des phlébotomes échantillonnés au cours de la période d'étude (2016-2017).

<b>Espèce</b>	<b>presence/ 8 (stations positives)</b>	<b>C%</b>	
<i>P. perniciosus</i>	7	85.71	<b>Constante</b>
<i>P. papatasi</i>	3	42.85	<b>Modérée</b>
<i>P. sergenti</i>	3	42.85	<b>Modérée</b>
<i>S. minuta</i>	3	28.57	<b>Rare</b>
<i>P. chabaudi</i>	2	14.28	<b>Accidentelle</b>
<i>P. longicuspis</i>	1	7.14	<b>Accidentelle</b>
<i>P. bergeroti</i>	1	7.14	<b>Accidentelle</b>
<i>S. fallax</i>	1	7.14	<b>Accidentelle</b>
<i>P. perfiliewi</i>	1	7.14	<b>Accidentelle</b>

(C%), indice d'occurrence.

## Annexe 9

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

ولاية: سطيف  
دائرة: صالح باي  
بلدية: بو طالب

### حملة مكافحة داء اللشمانا الجلدية لعام 2017 : المرحلة الأولى حصيلة إجمالية: من 2017/07/02 إلى 2017/08/02.

ملاحظة	المساحة الكلية للعامة (م <sup>2</sup> )	كمية اللميد المستعملة (كغ)	عدد آلات الرش المستخدمة	عدد أنواع المسخرين	عدد المباني والأماكن العامة	الناطق التي مستها العملية	تاريخ التدخل	البلدية
/	/	12 كغ	01	04 أنواع	262 مسكنا	قرية الرمال، قرية الدار البيضاء، قرية بوجليخ، قرية أم عمرو، قرية قمر دوح، قرية قفينة، قرية بنجي الماي، بو طالب مركز.	من 2017/07/02 إلى غاية 2017/08/02.	بو طالب

بو طالب: 2017/10/11

رئيس المجلس الشعبي البلدي  
ولاية سطيف - دائرة صالح باي - بلدية بو طالب

# Production scientifique



February 18, 2020

## Phlebotomine sand flies and *Leishmania* species in a focus of cutaneous leishmaniasis in Algeria

Roumaissa Gherbi and colleagues present findings that suggest a complex epidemiological picture of cutaneous leishmaniasis in Setif, with the involvement of different etiological agents and possibly with different reservoir hosts and vectors.

Image credit: Gherbi R, Bounechada M, Latrofa MS, Annoscia G, Tarallo VD, Dantas-Torres F, et al. (2020)

### NTD and Gender Equity Research

Gender and sex remain prominent factors affecting access to health care, despite much progress in gender equality recent decades. Explore our collection that addresses the importance of gender and sex as considerations in the context of NTDs.

[CLICK HERE](#)

**Citation:** Gherbi R, Bounechada M, Latrofa MS, Annoscia G, Tarallo VD, Dantas-Torres F, et al. (2020) Phlebotomine sand flies and *Leishmania* species in a focus of cutaneous leishmaniasis in Algeria. PLoS Negl Trop Dis 14(2): e0008024.  
<https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0008024>

## جرد، بيولوجيا و إيكولوجيا ذباب الرمل (Phlebotominae, Diptera, Psychodidae) في المنطقة الشبه قاحلة (حالة منطقة سطيف) مع الكشف عن أنواع الليشمانيا وتحديداتها.

### ملخص

داء الليشمانيا هو مجموعة من الأمراض المهملة، تعرض أكثر من 350 مليون شخص للخطر وتسبب حوالي مليوني حالة جديدة كل عام. تنتقل الطفيليات المسببة لليشمانيا عن طريق ذبابة الرمل (الفليبوبوم). تعتبر الجزائر من أكثر البلدان تضرراً، حيث يتم تسجيل الآلاف من حالات داء الليشمانيا الجلدي كل عام. خلال العقد الماضي، زادت نسبة الإصابة بداء الليشمانيا الجلدي بشكل كبير مع التوسع الجغرافي للمرض في المناطق الخالية سابقاً وظهور بؤر جديدة لداء الليشمانيا الجلدي والتي تتداخل مع داء الليشمانيا الحشوي في العديد من الولايات الجزائرية. من مارس إلى نوفمبر لسنة 2016 و 2017، تم جمع الذباب الرمل في 12 بلدية في ولاية سطيف، في شمال شرق الجزائر. تم التعرف على مختلف الفصائل الموجودة واختبار الإناث بواسطة تقنية PCR للكشف عن الحمض النووي لوحدات الإسواط المسببة للمرض والتي تتواجد داخل الحشرة. كذلك تم إجراء تحقيق حول العوامل البيولوجية والبيئية، بما في ذلك العوامل المناخية والغذاء النباتي والارتفاع التي تتحكم في النجاسة. بالإضافة إلى ذلك، تم تسليط الضوء على الحالة الوبائية بدراسة حالات داء الليشمانيا الجلدي المبلغ عنها خلال فترة الدراسة، وأخيراً، استند وصف مواقع التكاثر المشتبه بها على التحليلات الفيزيائية والكيميائية للتربة. من بين 1804 ذبابة رملية تم جمعها، تم تصنيف 1740 منها على أنها تنتمي إلى 9 أنواع، *Phlebotomus perniciosus* بنسبة (76.2%)، *P. papatasi* بنسبة (16.7%) و *P. sergenti* بنسبة (5.0%) هي الأنواع الأكثر شيوعاً، معاً تمثل 97.9% من العينات التي تم جمعها. تم تحديد العينات المتبقية على أنها *P. perfliewi*، *P. chabaudi*، *P. bergeroti*، *P. longicuspis*، *S. minuta* و *S. fallax*. تبين أن الحرارة والغذاء النباتي تأثير إيجابي على عدد ذباب الرمل التي يتم جمعها كل شهر. من بين 804 إناث التي تم اختبارها، كانت 9 من نوع *P. perniciosus* التي تمثل (1.1%) من مجموع الحصى، إيجابية لوجود أولى الوطيات من نوع *L. infantum* (6 عينات) و *L. major* (2 عينة) و *L. tropica* (1 عينة)، على التوالي. خلال فترة الدراسة، تم تسجيل 34 حالة من داء الليشمانيا الجلدي في سطيف، منها 58.8% من المرضى المقيمين في اثنين من المناطق الحضرية وشبه الحضرية و 41.2% في المناطق الريفية. إن اكتشاف *P. perniciosus* كأكثر الأنواع وفرة في سطيف يشير إلى أن ذبابة الرمل هذه يمكن تكييفها مع أوساط حيوية مختلفة في المنطقة الشمالية الشرقية من الجزائر. الكشف عن مختلف أنواع الليشمانيا في *P. perniciosus* يقترح صورة وبائية معقدة لداء الليشمانيا الجلدي في سطيف، مع تدخل العوامل المسببة المختلفة وربما بالإضافة إلى وجود مضيفات و نواقل مختلفة أظهرت نتائج تركيب نسج تربة أماكن تكاثر ذبابة الرمل في ولاية سطيف أن التربة ذات حموضة قاعدية رطبة غنية بحبيبات الرمل والطين والمواد العضوية والتي تساعد على وجود يرقات ذبابة الرمل.

**الكلمات المفتاحية:** داء الليشمانيا، ذباب الرمل، التشخيص الجزيئي، PCR، مواقع التكاثر، سطيف.

## Inventaire, Biologie et Ecologie des Phlebotominae (Diptera, Psychodidae) dans la région semi-aride (cas de la région de Sétif) avec detection et identification des espèces de Leishmanies.

### Résumé

La leishmaniose est un groupe de maladies négligées, avec plus de 350 millions de personnes à risque et 2 millions de nouveaux cas chaque année. Les parasites de *Leishmania* spp sont transmis par les phlébotomes. L'Algérie est l'un des pays les plus touchés, avec des milliers de cas de leishmaniose cutanée enregistrés chaque année. Au cours de la dernière décennie, l'incidence de la leishmaniose cutanée a considérablement augmenté avec une expansion géographique dans des zones précédemment indemnes et l'émergence de nouveaux foyers de leishmaniose cutanée et qui se chevauchent avec la leishmaniose viscérale dans plusieurs provinces d'Algérie. De Mars à Novembre 2016 et 2017, des phlébotomes ont été collectés dans 12 communes de la province de Sétif, dans le Nord-est de l'Algérie. Les phlébotomes ont été identifiés et les femelles ont été testées par PCR pour détecter l'ADN de *Leishmania* spp. Une enquête sur les facteurs bioécologiques a été effectuée, y compris les facteurs climatiques, la végétation et l'altitude. De plus, le statut épidémiologique a été mis en évidence par des cas de leishmaniose cutanée notifiés au cours de la période d'étude et enfin, une caractérisation des sites de reproduction suspectés a été basée sur les analyses physico-chimiques des sols. Sur 1804 phlébotomes collectés, 1740 ont été identifiés comme appartenant à 9 espèces, *Phlebotomus perniciosus* (76,2%), *P. papatasi* (16,7%) et *P. sergenti* (5,0%) étant les espèces les plus communes, représentant ensemble 97,9% des les spécimens collectés. Les spécimens restants ont été identifiés comme *P. perfliewi*, *P. chabaudi*, *P. bergeroti*, *P. longicuspis*, *S. minuta* et *S. fallax*. Le nombre de phlébotomes collectés chaque mois était positivement corrélé à la température et au couvert végétal. Sur 804 femelles testées, 9 *P. perniciosus* (1,1%) étaient positifs pour *Leishmania infantum* (n = 6), *L. major* (n = 2) et *L. tropica* (n = 1), respectivement. Au cours de la période d'étude, 34 cas de leishmaniose cutanée ont été notifiés à Sétif, dont 58,8% étaient des patients résidant dans deux communes urbaines et périurbaines et 41,2% dans le milieu rural. La découverte de *P. perniciosus* comme espèce la plus abondante à Sétif suggère que cette mouche des sables pourrait être adaptée à de différents biotopes dans la région Nord-est de l'Algérie. La détection de différentes *Leishmania* spp. chez *P. perniciosus* suggère un tableau épidémiologique complexe de la leishmaniose cutanée à Sétif, avec l'intervention de différents agents étiologiques et éventuellement avec de différents hôtes réservoirs et vecteurs. La caractérisation de la texture des sols des gîtes de reproduction montre que les sols sont alcalins, humides et riches en sable, limons et matières organiques et qui favorisent la présence des larves de phlébotomes.

**Mots-clés:** leishmaniose, phlébotomes, diagnostic moléculaire, PCR, gîtes de reproduction, Sétif.

## Inventory, Biology and Ecology of Phlebotominae (Diptera, Psychodidae) in the semi-arid in the semi-arid region (case of the Setif region) with detection and identification of Leishmania species.

### Abstract

Leishmaniasis is a group of neglected diseases, with more than 350 million people at risk and 2 million new cases every year. *Leishmania* parasites are transmitted by phlebotomine sand flies. Algeria is one of most affected countries, with thousands of cutaneous leishmaniasis cases registered every year however over the past decade, the epidemiological situation of cutaneous leishmaniasis has significantly increased with its geographic expansion to previously free areas and the emergence of overlapping foci of cutaneous leishmaniasis and visceral leishmaniasis in several provinces of Algeria. From March to November of 2016 and 2017, sand flies were collected in 12 municipalities in Setif province, North-eastern Algeria. Sand flies were identified and females were tested by PCR for detecting *Leishmania* DNA. An investigation on bioecological factors has been made including climate factors, vegetation, and altitude. Additionally, the epidemiological status was highlighted by cutaneous leishmaniasis cases notified during the study period were analysed and finally, a characterization of the suspected breeding sites was based on the physico-chemical analyzes of the soils. Out of 1804 sand flies collected, 1740 were identified as belonging to 9 species, with *Phlebotomus perniciosus* (76.2%), *P. papatasi* (16.7%) and *P. sergenti* (5.0%) being the most common species, representing together 97.9% of the collected specimens. The remaining specimens were identified as *P. perfliewi*, *P. chabaudi*, *P. bergeroti*, *P. longicuspis*, *S. minuta* and *S. fallax*. The number of sand flies collected monthly was positively correlated with temperature and vegetation cover. Out of 804 females tested, nine *P. perniciosus* (1.1%) scored positive for *Leishmania infantum* (n = 6), *L. major* (n = 2) and *L. tropica* (n = 1), respectively. During the study period, 34 cutaneous leishmaniasis cases were notified in Setif, of which 58.8% were patients residing in two urban and peri-urban municipalities and 41.2% in rural areas. The finding of *P. perniciosus* as the most abundant species in Setif suggests that this sand fly may be adapted to different biotopes in the north-east region of Algeria. The detection of different *Leishmania* spp. in *P. perniciosus* suggests a complex epidemiological picture of cutaneous leishmaniasis in Setif, with the involvement of different etiological agents and possibly with different reservoir hosts and vectors. The characterization of breeding sites texture soil shows that are alkaline, humid and rich of sand, silts and organic matters and which favor the presence of sandflies larvae.

**Key words:** Leishmaniasis, sandflies, molecular diagnostic, PCR, breeding sites, Setif.