

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

UNIVERSITE SAAD DAHLEB- BLIDA «1»

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

Département de Biologie des Populations et des Organismes

Mémoire de Fin d'études en vue de l'obtention du diplôme de

Master en biologie

Option: Entomologie Médicale

Thème

**La mise en place d'un élevage contrôlé de
Phlebotomus papatasi (Scopoli, 1786) de la région
d'El outaya (Wilaya de Biskra)**

Présenté par:

M^{elle} : Elaidi Amel

La date de soutenance : 25/10/2015

M^{elle} : Mamou Radhia

Devant le jury composé de :

Président : M^r Bendjoudi D. Maitre de Conférences A, UB «1»

Examinatrice : M^{me} Outtar F. Maitre de Conférences B, UB «1»

Promotrice : M^{me} Kara Toumi F.Z. Maitre de Conférences A, UB «1»

Co-Promoteur: M^r Harrat Z. Directeur de Recherche, IPA

Invité : M^r Benallal K. Entomologiste aux IPA

Année Universitaire : 2014/ 2015

REMERCIEMENT

Au terme du présent travail, nous tenons à exprimer particulièrement nos profonds remerciements et notre entière reconnaissance à:

D'Kara Toumi F.Z, Maître de conférences A au Département de Biologie, Université de BLIDA« 1 » ; *Qui nous a honoré en acceptant de diriger ce travail, pour ses encouragements, ses conseils, sa disponibilité et surtout pour sa patience dans la correction de ce mémoire. Merci de nous avoir guidé avec patience et d'avoir consacré autant d'heures pour les corrections ; on ne peut, Madame, que sincèrement vous exprimer notre respect et notre gratitude.*

D' Harrat Zoubir, Responsable du centre national de référence de leishmania et chef de service d'éco-épidémiologie parasitaire et génétique de population de l'institut pasteur d'Algérie, *de m'avoir conseillé et accordé la plus grande confiance dans la réalisation de cette étude qui a enrichi mes connaissances dans le domaine de l'entomologie .*

Monsieur Benallal Kamel Entomologiste au service d'éco-épidémiologie parasitaire et génétique de population de l'institut pasteur d'Alger pour tout l'intérêt qu'il a porté à ce travail. *Sa constante disponibilité tout au long de ce travail ; son dynamisme exceptionnel et sa grande rigueur ont largement contribué à l'élaboration de cette étude.*

D'Bendjoudi D, Maître de conférences A de Département de Biologie, Université de BLIDA« 1 » *d'avoir accepté la présidence du jury de notre travail, trouvez ici toutes nos expressions respectueuses.*

Madame Outtar F, Maître de conférences B de Département de Biologie, Université de BLIDA« 1 » *d'avoir accepté de juger ce modeste travail, qu'elle ici toutes nos expressions respectueuses.*

Nos sentiments de reconnaissance et nos remerciements vont également au personnel du service d'éco-épidémiologie parasitaire et génétique de population de l'institut pasteur d'Algérie et plus particulièrement : Sihem, Lazhari, Rafik et Adlen.

Nos remerciements vont également à l'ensemble des enseignants de la faculté des Sciences de la Nature et de la Vie. Université de BLIDA« 1 ».

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail à:

La première personne dans ma vie, la femme qui m'a soutenue pendant toute ma vie surtout en ce qui concerne mes études et qui est toujours à mes côtés ma chère mère.

A la personne qui m'a aidée durant toute ma vie, une personne qui m'a donnée sa patience, sa tendresse, et son amour mon père.

Mes chères sœurs: DJAMILA, RABIAA, NAÇIRA, SAIDA

Mes chers frères: ABDELKADER, MOURAD

A mon binôme RADHIA et toute sa famille

Mes chères copines: CELIA, CHERIFA, AMINA, SIHEM, AMINA, FADHILA, NIHED

Mes collègues de Master de l'option Entomologie Médicale.

Tous mes enseignants et au personnel du Département de Biologie et des populations organisme Université de BLIDA « 1 ».

AMEL

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail à:

La première personne dans ma vie, la femme qui m'a soutenue pendant toute ma vie surtout en ce qui concerne mes études et qui est toujours à mes côtés ma chère mère.

A la personne qui m'a aidée durant toute ma vie, une personne qui m'a donnée sa patience, sa tendresse, et son soutien et son amour mon chère père.

MERCİ MAMAN ET MERCİ PAPA

Mes chères et adorables sœurs: KENZA, MERIEM ANFEL

Mon unique frère: BELKACEM

*A tous ceux qui me sont chères*ma grande familles*, que Dieu les bénisse et les*

Garde pour moi.

Amon adorable binôme de vie qui m'a supporté, aidé et guidé avec ses conseils pendant mes

Études, MERCİ LAID pour tout.

Amon binôme AMEL et toute sa famille

Mes chères copines: ANFEL, GHANIA, ZOLA, SAMIRA, CHERIFA, AMINA, FADHILA

A Tout mes collègues de Master de l'option Entomologie Médicale.

Tous mes enseignants et au personnel du Département de Biologie et des populations et des organismes de l'Université de BLIDA « 1».

RADHIA

Résumé

Les phlébotomes sont les seuls vecteurs connus des leishmanioses humaines et animales en Algérie. Ces infections constituent un réel problème de santé publique. La réussite d'une mise en place d'un élevage nécessite une connaissance préalable et approfondie de ces vecteurs dans leurs milieux naturels pour préciser les biotopes ainsi que les conditions qui favorisent leur pullulation.

C'est dans cet objectif que nous avons effectué un élevage de *Phlebotomus papatasi* de la région d'El outaya (Biskra) qui constitue un foyer actif des leishmanioses du sud dans des conditions expérimentales indispensables (Température, Humidité, Obscurité) à l'insectarium. La technique de piégeage a permis de capturer 151 phlébotomes dans la région. Sur les 03 espèces identifiées, *Phlebotomus papatasi* l'espèce la plus dominante (93,4%), vecteur prouvé de la leishmaniose cutanée zoonotique, et deux espèces de genre *Sergentomyia* : *S. minuta* (5,6%) et *S. fallax* (1,4%).

La richesse totale est de 33%, enregistrée dans la station d'El outaya (Biskra) avec 3 espèces collectées.

Le suivi de développement de différents stades (œuf, larve, nymphe et adulte) de *Phlebotomus papatasi* dure environ 1 mois et plus pour chaque génération dans les conditions favorables. Sur les 38 femelles vivantes placées en élevage, 09 femelles ont pondus, et ont donné que 28 adultes viables sert pour une 2ème génération, grâce à des invasions de champignon observés à l'intérieur des pots d'élevages, ou des ectoparasites (acararien) vivant en association avec les phlébotomes, envahissant le développement des phlébotomes.

Mots clés : Phlébotomes, *Phlebotomus papatasi*, élevage, El outaya (Biskra), la leishmaniose

Cutanée zoonotique.

Abstract

The phlebotomi are the only known vectors of the human and animal leishmanioses in Algeria. These infections constitute real public health problems. The success of an installation of a breeding requires a preliminary and thorough knowledge of these vectors in their natural environments to specify the biotopes as well as the conditions which support their pullulation. It is in this objective that we carried out a breeding of *Phlebotomus papatasi* of the area of El outaya (Biskra) which constitutes an active hearth of the leishmanioses south under essential experimental conditions (Temperature, Humidité, Obscurité) with insectarium. Technique of trapping with licenses of captured 151 phlebotomi in the area. On the 03 identified species, *Phlebotomus papatasi* the species more dominating (93,4%), proven vector of the zoonotic cutaneous leishmaniose, and two species of *Sergentomyia* kind: *S. minuta* (5,6%) and *S. fallax* (1,4%).

The total richness of 33% is recorded in the station of El outaya (Biskra) with 3 collected species.

Followed development of various stages (egg, larva, nymph and adult) of *Phlebotomus papatasi* lasts approximately 1 month and more for each generation under the favorable conditions. On the 38 alive females placed in breeding, 09 females laid, and gave that 28 viable adults serves for one 2nd generation, thanks to mushroom invasions observed inside the pots of breedings, or of the ectoparasites (acarina) alive in partnership with the phlebotomi, invading the development of the phlebotomi.

Key words: Phlebotomi, *Phlebotomus papatasi*, breeding, El outaya (Biskra), the leishmaniose Cutaneous zoonotic.

المخلص

تعتبر ذبابة الرمل الناقل الوحيد لأنواع مختلفة لمرض اللشمانيا الإنسانية و الحيوانية في الجزائر. هذا المرض يشكل آفة حقيقية للصحة العمومية. وجود هذه الأنواع من الناقل في المحيط بمختلف مراحل الحياتية المشترطة بعوامل مناخية لإكمال حلقاته التطورية .

انطلاقا من هذا الهدف ،اختبرنا تربية ذبابة الرمل *Phlebotomus papatasi* لمنطقة الوطاية (بسكرة) التي تمثل النادي النشط لمرض اللشمانيا في الجنوب في شروط تجريبية ضرورية (درجة الحرارة، الرطوبة،الظلام) في محشره .

تقنية الالتقاط ساعدت على حصر 151 ذبابة رمل في المنطقة.من بين الأنواع الثلاثة *Phlebotomus papatasi* الأكثر(93.4%) الناقل الرئيسي للشمانيا الجلدية.

من جهة أخرى لاحظنا وجود تنوع طفيف للنوعين الآخرين *Sergentomyia.fallax* و *Sergentomyia.minuta*. متابعا للتطور لمختلف المراحل (بيض، كائن بدائي، جنية، بالغ) بالنسبة للناقل *Phlebotomus papatasi* استغرق حوالي شهرا إلى أكثر لكل جيل.

يمكن اجتياح الفطريات التي قد تلاحظ أثناء تربية الناقل *Phlebotomus papatasi* أو بعض الطفيليات التي تعيش على ظاهر جسم الحشرة (القراديات) و التي بدورها تؤدي إلى إتلاف التطور البيولوجي لذبابة الرمل.

كلمات المفتاح : ذبابة الرمل، تربية ، *Phlebotomus papatasi* , الوطاية (بسكرة) ، اللشمانيا الجلدية .

Glossaire

Une espèce anthropophile : Espèce animale ou végétale adaptée à vivre dans le voisinage immédiat de l'homme.

Un cycle gonotrophique : Le cycle de vie de l'insecte ou cycle de développement de l'insecte passe par plusieurs stades de transformations physiques appelés « mues ».

Ectoparasites : Parasite sous-cutané ou vivant sur la peau occasionnellement ou en permanence et se nourrissant de sang ou de suc tissulaire.

Les espèces endophiles : Se dit des insectes adultes hématophages qui vivent après leur repas sanguin essentiellement dans les habitations (par opposition à l'insecte exophile)

Des espèces hématophages : « **Hématophage** » ou « sanguinivore » se dit d'un animal qui se nourrit de sang [hémato = sang, phage = manger].

Les organismes hématophages sont souvent des ectoparasites (parasites qui n'entrent pas à l'intérieur de leur hôte, mais qui se fixent provisoirement sur sa peau).

La leishmaniose cutanée est endémique : Une maladie endémique est une maladie qui est toujours présente dans une certaine partie de la population d'une région : paludisme

Forme endémo-épidémique : en médecine, relatif à une endémie ayant parfois le caractère d'une épidémie.

Lutte anti-vectorielles : la lutte anti-vectorielle comprend la lutte et la protection contre les arthropodes hématophages (insectes et acariens), vecteurs d'agents pathogènes à l'homme et aux vertébrés, et leur surveillance. Elle inclut la lutte contre les insectes nuisibles quand ces derniers sont des vecteurs potentiels ou lorsque la nuisance devient un problème de santé publique ou vétérinaire.

Maladies parasitaires : La parasitose englobe toutes les maladies causées par un parasite (maladies parasitaires ou parasitiques). Les parasites sont des organismes dont la survie et le développement dépendent de l'hôte qui les héberge.

Métamorphose complète (holométabole) : La larve diffère radicalement de l'adulte (chenille/papillon, asticot/mouche...). * Des métamorphoses complètes, et passent par divers états : ** œuf (état immobile), ** larve (état actif), qui diffèrent beaucoup des adultes, ** stade pré-imaginal (état immobile), ** imago (état actif).

L'oviposition : La définition d'oviposition est action de déposer des œufs dans le milieu le plus adéquat pour permettre une éclosion optimale.

Protozoaire flagellé : Les protozoaires flagellés sont des êtres unicellulaires munis de flagelles, appartenant au règne animal. Le battement des flagelles permet leur déplacement. Certains parasitent le tube digestif ou l'intestin grêle, d'autres le sang ou la cavité vaginale.

Spermathèques : La spermathèque, ou réceptacle séminal, est un organe féminin de stockage des spermatozoïdes de certains insectes, mollusques et autres invertébrés, comme les araignées.

Telmophages : Un insecte telmophage est un insecte qui cisaille la peau afin de créer un micro hématome où il puisera le sang.

Les espèces zoophiles : En microbiologie, zoophile désigne l'attraction de micro-organismes (champignons, microbes, parasites) pour des espèces non-humaines, par opposition à anthropophile, qui ne concerne que l'humain.

Zoonoses : Pour l'OMS, une zoonose est une infection ou infestation naturellement transmissible de l'animal à l'homme et vice versa. Les zoonoses sont causées par divers agents biologiques vivants ou non-vivants.

Zone d'endémie : L'endémie est la persistance d'une maladie qui frappe une partie importante de la population d'une région. L'endémie peut régner de façon constante dans cette région ou bien y revenir à des époques précises.

Liste des abréviations

<u>Abréviations</u>	<u>Signification</u>
LC :	Leishmaniose cutanée
LV :	Leishmaniose viscérale
LCZ :	Leishmaniose cutanée zoonotique
LCS :	Leishmaniose cutanée sporadique
KOH :	La solution de potasse
RS :	La richesse spécifique
AR% :	L'abondance relative
Tfi :	Le taux de fertilité des femelles
CDC :	Centres pour le contrôle et la prévention des maladies
OMS :	Organisation mondiale de la santé

Liste des figures

Figure 1 : Structure des Œufs de phlébotome ; A . A l'émission ; B . Au contact de l'air.....	05
Figure 2 : Larve (A) et nymphe (B) de phlébotome.....	06
Figure 3 : Morphologie du phlébotome femelle adulte (repas sanguin).....	07
Figure 4 : Tête (A : vue générale de la tête sous microscope optique, B : agrandissement du pharynx et du cibarium sous microscope optique, C : schéma générale.....	08
Figure 5 : Vue latérale du thorax sous microscope optique.....	09
Figure 6 : Abdomen (A : l'abdomen sous microscope optique; B :schématisation de l'abdomen.....	09
Figure 7 : L'extrémité postérieure de l'abdomen femelle sous microscope optique.....	10
Figure 8 : Structure de l'appareil génital mâle sous microscope optique, vue latérale.....	11
Figure 9 : Cycle biologique du phlébotome	13
Figure 10 : Répartition géographique de la leishmaniose cutanée dans le monde.....	14
Figure 11 : Répartition géographique de <i>Phlebotomus papatasi</i> en Algérie.....	17
Figure 12 : Les promastigotes des leishmanies.....	19
Figure 13 : amastigote de leishmanie.....	20
Figure 14 : Cycle de vie du parasite <i>Leishmania</i>	21
Figure 15 : Variation mensuelle du nombre de cas de leishmaniose cutanée dans la wilaya de Biskra pendant l'année 2008.....	23
Figure 16 : Situation géographique de la wilaya de Biskra.....	25
Figure 17 : Diagramme Ombrothermique de GAUSSEN de Biskra (1995-2004).....	28
Figure 18 : Localisation de la région d'El outaya, site de piégeage des phlébotomes.....	29
Figure 19 : Piège lumineux, type CDC installé dans un abri des animaux.....	32
Figure 20 : Préparation de la nourriture des larves.....	33
Figure 21 : Préparation des piluliers en verre.....	34
Figure 22 : Préparation des boites en plastique à base du plâtre.....	34
Figure 23 : Préparation des cages d'élevage.....	35
Figure 24 : La mise des phlébotomes dans des cages, menées de jus sucré.....	35
Figure 25 : La mise des femelles dans les pondoirs.....	36
Figure 26 : La mise des femelles directement dans des boites en plastiques.....	37
Figure 27 : Vérification des pondoirs sous la loupe binoculaire LEIKa MZ125.....	37
Figure 28 : Œufs de phlébotome.....	38

Figure 29 : Les larves de phlébotome.....	39
Figure 30 : Nymphe de phlébotome.....	40
Figure 31 : Adulte de phlébotome au moment de la ponte.....	40
Figure 32 : La mise des pots dans des cages pour l'émergence des adultes.....	41
Figure 33 : Anesthésie des souris pour le gorgement des femelles.....	41
Figure 34 : Gorgement des femelles par des souris anesthésié dans la cage.....	42
Figure 35 : Anesthésie du mérion pour le gorgement des femelles.....	43
Figure 36 : Femelle gorgé observé sous la loupe binoculaire.....	43
Figure 37 : Conservation des phlébotomes.....	44
Figure 38 : Eclaircissement et montage des phlébotomes capturés par pièges lumineux, type CDC.....	45
Figure 39 : Critères d'identification de <i>P. papatasi</i> mâle.....	52
Figure 40 : Critères d'identification de <i>P. papatasi</i> femelle.....	53
Figure 41 : Présentation graphique de la distribution de différentes espèces de phlébotomes collectés (morts et vivants) dans la zone d'étude.....	55
Figure 42 : Présentation graphique de sexe ratio des phlébotomes capturés (morts et vivants) dans la zone d'étude.....	56
Figure 43 : Présentation graphique de la distribution de différentes espèces de phlébotomes collectés (vivants) dans la zone d'étude.....	57
Figure 44 : Présentation graphique de la distribution de différentes espèces de phlébotomes collectés (morts) dans la zone d'étude.....	59
Figure 45 : Présentation graphique d'abondance relative des 03 espèces capturées dans la zone d'étude.....	60
Figure 46 : Présence des champignons <i>Penicillium. sp</i> sur les œufs.....	61
Figure 47 : l'acarien de l'espèce <i>Ledermuelleria dyemkoumai</i>	62
Figure 48 : Représentation graphique de la fertilité des œufs de <i>Phlebotomus papatasi</i> des pots (1, 2, 3).....	63
Figure 49 : Présentation graphique de sexe ratio des pots (1, 2, 3) pour <i>Phlebotomus papatasi</i>	64
Figure 50 : Présentation graphique de la moyenne des nombre des œufs pondus par les deux générations (F ₀ et F ₁).....	67

Liste des tableaux

Tableau I : Classification des <i>Psychodidae</i> décrits en Algérie.....	15
Tableau II : Leishmanioses, parasites, réservoirs et vecteurs en Algérie.....	16
Tableau III: Evolution mensuelle des cas de leishmaniose cutané observés dans la wilaya de Biskra 2004 à 2008.....	22
Tableau IV: Températures moyennes mensuelles en °C.....	26
Tableau V: Précipitations moyennes mensuelles en (mm) à Biskra.....	27
Tableau VI: Vitesses mensuelles moyennes des vents en (m/s).....	27
Tableau VII: Humidité relative moyenne (%).....	28
Tableau VIII: Identification et dénombrement des phlébotomes (morts et vivants) capturés dans la région d'El outaya (Biskra).....	54
Tableau IX : Evaluation du sexe ratio des espèces capturées.....	56
Tableau X: Distribution des phlébotomes vivants collectés par piège CDC dans la région d' El outaya (Biskra) durant la période de mois de juillet 2015.....	57
Tableau XI: Distribution des phlébotomes morts collectés par piège CDC dans la région d'El outaya (Biskra).....	58
Tableau XII: L'abondance relative des différentes espèces capturées dans la zone d'étude.....	60
Tableau XIII: Dénombrement des individus des pots du <i>Phlebotomus papatasi</i>	62
Tableau XIV: La fertilité des œufs pour les pots (1, 2, 3).....	63
Tableau XV: Estimation du sexe ratio des pots (1, 2, 3).....	64
Tableau XVI: Moyenne et écart type de différent stade de développement de <i>P.papatasi</i> de la 1 ^{ère} génération F₀	65
Tableau XVII: Moyenne d'œuf pondu par femelle par génération des deux générations.....	67

Sommaire

	Page
INTRODUCTION	02
CHAPITRE I. DONNEES BIBLIOGRAPHIQUES	
I. Généralités sur les phlébotomes.....	05
I.1. Position systématiques des phlébotomes.....	05
I.2. Données morphologiques.....	05
I.3. Biologie et comportements des phlébotomes.....	11
I.4. Cycle biologique des phlébotomes.....	12
I.5. Répartition géographique et écologique dans le monde.....	13
I.6. Les phlébotomes d'Algérie.....	14
I.6.1. <i>Phlebotomus papatasi (scopoli, 1786)</i>	16
II. Les phlébotomes et la transmission des leishmanioses.....	18
III. Le parasite <i>Leishmania</i>	18
III.1. Classification du parasite.....	18
III.2. Les différentes formes et leur localisation.....	19
III.3. Cycle de vie du parasite <i>Leishmania</i>	20
IV. Epidémiologie des leishmanioses.....	21
IV.1. La leishmaniose cutanée.....	21
CHAPITRE II. PRESENTATION DU MILIEU D'ETUDE	
I. Région de Biskra.....	25
I.1. Géographie et orographie.....	25
I.2. Géologie.....	25
I.3. Hydrogéologie.....	25
I.4. Climat.....	26
I.5. La station d'étude.....	29
CHAPITRE III. MATERIEL ET METHODES	
I. Matériel et Méthodes.....	31
I.1. Matériels utilisés.....	31
I.2. Méthodes utilisés.....	31
II. Traitement des échantillons et identification morphologique.....	44
II.1. Eclaircissement et montage des phlébotomes morts récoltés du terrain.....	44
II.2. Identification des spécimens.....	46

III. Evaluation et estimation des résultats par des indices écologiques et statistiques.....	50
III.1. Indices écologiques de compositions.....	50
CHAPITRE IV. RESULTATS	
✚ Résultats.....	52
I. Identifications des principales espèces de phlébotomes récoltés dans la région d’El outaya (Biskra).....	52
I.1. Résultats.....	52
II. Collecte et dénombrement des phlébotomes dans la région d’El outaya (Biskra).....	54
II.1. Evaluation des effectifs récoltés des phlébotomes morts et vivants dans la région d’El outaya (Biskra).....	54
II.2. Evaluation de quelques indices écologiques sur les espèces de phlébotomes récoltées.....	56
II.3. Dénombrement des phlébotomes vivants capturés dans la région d’El outaya (Biskra).....	57
II.4. Evaluation et estimation des indices écologiques.....	59
III. La mise en place d’un élevage de <i>Phlebotomus papatasi</i>	61
III.1. Suivi du développement de la génération parentale F_0	61
III.2. Suivie de l’émergence des adultes.....	62
III.3. Estimation du sexe ratio et la fertilité des individus émergés.....	63
III.4. Estimation de la moyenne et de l’écart type des différents stades de développement de la génération F_0	65
IV. La mise en élevage des individus de la 2 ^{ème} génération.....	66
V. Evaluation de la moyenne et de l’écart type des œufs pondus de chaque génération.....	66
CHAPITRE V. DISCUSSIONS	
✚ Discussion.....	69
CONCLUSION	75
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	78
ANNEXES	89

INTRODUCTION

Les phlébotomes, aussi appelés « mouches des sables », sont des insectes diptères nématocères de petite taille (2 à 5 mm de long) dont seule la femelle est hématophage. Ils constituent au sein de la famille des Psychodidae, la sous-famille des Phlebotominae qui compte actuellement 700 espèces de phlébotomes réparties dans presque toutes les régions biogéographiques du monde. Parmi elles, sur environ 70 suspectées vectrices, une vingtaine seulement sont des vecteurs prouvés d'espèces anthropolitropiques de *Leishmania*. Elles appartiennent aux genres *Phlebotomus* dans l'Ancien Monde et *Lutzomyia* dans le Nouveau Monde. **(Léger et Depaquit, 1999)**.

Les leishmanioses représentent un groupe de maladies parasitaires d'expression clinique variée, dues à un protozoaire flagellé du genre *Leishmania*. Ces affections sont transmises par un insecte vecteur, le phlébotome femelle. L'importance des leishmanioses dans le monde est illustrée par le nombre annuel de nouveaux cas qui se chiffre entre 1,5 à 2 millions **(Desjeux, 1996)**.

D'après **Desjeux (2004)**, La leishmaniose cutanée (LC) est endémique dans 70 pays, dont sept pays seulement enregistrent 90 % de cas de LC qui sont : Afghanistan ; Algérie ; Syrie ; Arabie Saoudite ; Brésil ; Pakistan ; et Pérou. La prévalence mondiale est estimée à 12 millions de cas, avec une incidence annuelle en augmentation estimée à 1500000 nouveaux cas par an.

L'Algérie compte parmi les pays les plus touchés dans le monde par la leishmaniose avec 54.145 cas déclarés entre 2000–2005, et apparition de nouveaux foyers **(Achour Barchiche et Madiou, 2008)**. Elle est concernée par trois formes cliniques sévissant à l'état endémique : la leishmaniose viscérale (LV), la leishmaniose cutanée zoonotique (LCZ) due à *L. major* et leishmaniose cutanée sporadique du nord (LCS) due à *L. infantum* **(Harrat et Belkaid, 2003)**. La leishmaniose cutanée occupe, en Algérie, deux zones bioclimatiques distinctes : au Sud, à l'étage aride, sévit la forme endémo-épidémique due à *Leishmania major* dont les principaux réservoirs sont *Psammomys obesus* et *Meriones shawi* et l'insecte vecteur est *Phlebotomus papatasi* **(Izri et al, 1992)**. Au Nord, à l'étage sub-humide, s'observe une forme endémique dont l'agent pathogène est un variant enzymatique de *Leishmania infantum* **(Belazzoug, 1985)** responsable de la LV et dont le réservoir est le chien.

Les mesures de prévention recommandées par l'Organisation mondiale de la santé (OMS) sont fondées sur les mesures d'hygiène du milieu et la lutte contre les vecteurs et les réservoirs **(Anonyme, 1996)**. Mais cette lutte est complexe, longue et nécessite l'intervention

de plusieurs secteurs multidisciplinaires .Les études entomologiques sont considérées comme les disciplines fondamentales indispensables dans les programmes de lutte anti-vectorielles. Cet approche permet d'une part de connaître la distribution éco-épidémiologique temporelle et spatiales des populations de phlébotomes dans leur milieu naturel et d'identifier les espèces phlébotomiennes incriminées dans la transmission des maladies.

Dans cette optique, nous avons mené des recherches écologiques sur les phlébotomes. Nous avons procédé en deux étapes :

-Etape I : concernant une collecte de *Phlebotomus papatasi* vivant dans la zone d'étude région **d'El outaya** (Biskra) ; avec description de la morphologie des différents stades de développement.

-Etape II: La mise en place d'un élevage contrôlé de *Phlebotomus papatasi*.

Notre démarche scientifique a consisté à :

- Apprendre les techniques de captures et dissection de phlébotome.
- Identifier les phlébotomes capturés dans la zone d'étude région **d'El outaya** (Biskra).
- L'élevage contrôlé de *Phlebotomus papatasi*.

- L'objectif de notre étude est d'obtenir, d'une femelle isolée, des œufs, des larves, des adultes mâles et femelles, pour étudier la morphologie de chaque stade et le cycle de développement de l'espèce considérée, dans les conditions expérimentales.

- Pour réussir l'élevage de ces insectes, trois conditions indispensables doivent être réunies : une humidité constante, une température variant de 25°C à 30°C et une obscurité presque complète.

Ce document est structuré en quatre chapitres dont le premier « Généralités » présente une synthèse bibliographique sur les phlébotomes et leur rôle vecteur dans la transmission des leishmanioses en Algérie.

Le deuxième chapitre est une présentation de la zone d'étude. Le troisième chapitre est consacré à la description du matériel et des méthodes adoptées.

Le quatrième chapitre traite les résultats de cette étude et leur discussion. Enfin, une conclusion générale constituant une synthèse de ce travail, permettant de définir les perspectives de cette étude.

CHAPITRE I
DONNEES BIBLIOGRAPHIQUES

I. Généralités sur les phlébotomes

I.1. Position systématique des phlébotomes

Les phlébotomes appartiennent à l'embranchement des Arthropodes, classe des Insectes, Ordre des Diptères, sous-ordre des Nématocères (antennes filiformes), famille des *Psychodidae* (Boussaa, 2008), cette famille est divisée en 6 genres dont trois comportent des espèces hématophages : *Phlebotomus* ; *Lutzomyia* et *Sergentomyia* (Killick-Kendrick, 1999). *Phlebotomus* et *Lutzomyia* regroupent les espèces mammophiles vectrices de leishmanies. *Sergentomyia* dont les espèces très nombreuses dans l'ancien monde se nourrissent sur les reptiles, les amphibiens et les oiseaux, piquent très rarement l'homme et ne sont jamais vecteurs (Moulinier, 2002).

I.2. Données morphologiques

Le développement des phlébotomes comporte une métamorphose complète (holométabole) comprenant les stades : œuf, larve, nymphe et imago (Ba, 1999).

a) Œuf

La femelle pond de 50 à 200 œufs, Ces œufs de forme ellipsoïde, mesurant 0,3 mm à 0,4 mm de long et 0,09 à 0,15 mm de large, de couleur blanc-jaunâtre au moment de leur émission (Fig.1A), pigmentent rapidement en brun au contact de l'air (Fig.1B), (Ba, 1999).

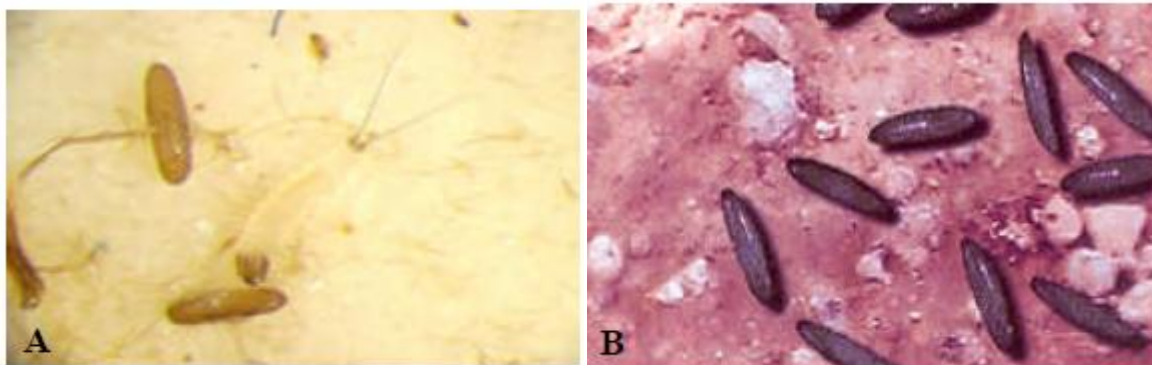


Figure 1: Structure des Œufs de phlébotome (Ba, 1999).

A. A l'émission (Boussaa, 2008) ; **B.** Au contact de l'air (Harrat *et al*, 2006).

Ils sont pondus isolement sur le sol (**Brumpt, 1949**) dans un endroit calme, abrité du vent, humide et sombre. Ils éclosent au bout de 4 à 15 jours après la ponte. Libérant ainsi une larve de premier stade (**Baldet, 2004**).

b) Larves

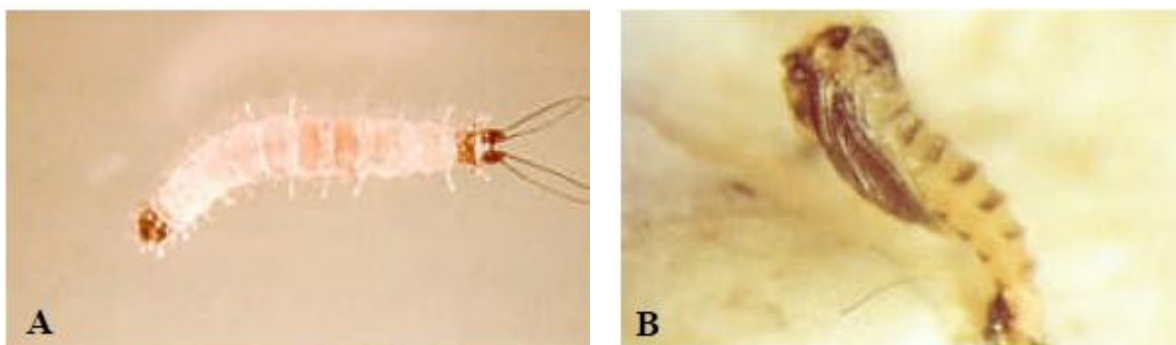
Les stades larvaires sont au nombre de quatre. La larve est de type éruciforme (**Ba, 1999**). Les larves de phlébotome de 2 à 8 mm de longueur sont vermiformes, eucéphales. Elles sont dotées de pièces buccales broyeuses sur la capsule céphalique et d'un tégument orné de petits tubercules portant chacun une soie épineuse. Les segments abdominaux (de 1 à 7) sont munis de fausses pattes locomotrices et le segment abdominal 9 est doté de deux paires de soies fortes, très longues et foncées (**Baldet, 2004**) (Fig. 2A).

Les larves sont terricoles, sédentaires, saprophages et phytophages (**Moulinier, 2002**) ; présentent 4 stades qui durent de 14 à 60 jours ; certaines espèces hivernent à l'état larvaire le plus souvent au quatrième stade (**Killick-Kendrick, 1999**). Lorsque la température est suffisamment basse pour faire cesser tout développement, la larve hivernante devient peu mobile, le métabolisme baisse et la digestion ralentit (**Dolmatova et Demina, 1971 ; Djazor, 1975**). La dernière mue transforme la larve du quatrième stade en nymphe (**Baldet, 2004**).

c) Nymphe

La nymphe se caractérise par un céphalothorax distinct de l'abdomen ; elle mesure 3 mm de longueur. Les deux derniers segments abdominaux dans la dépouille du stade 4 servent de support à la nymphe fixée ainsi au substrat qui peut alors se dresser verticalement (**Baldet, 2004**) (Fig. 2B).

La nymphe est inerte ou peu mobile, fixée par son extrémité postérieure au sol (**Segyu 1951**). Elle ne s'alimente pas durant toute la durée de ce stade qui est de 6 à 15 jours (**Baldet, 2004**).



**Figure 2 : Larve (A) et nymphe (B) de phlébotome
(Harrat et al, 2006).**

d) l'imago

Les phlébotomes possèdent un corps grêle et allongé, recouvert, ainsi que les ailes, d'une fine pilosité (Fig.3).



Figure 3 : Morphologie du phlébotome femelle adulte (repas sanguin) (IRD, 2000).

- Tête

Au moment de piquer, le phlébotome repère à l'aide de ses labelles l'endroit le plus favorable. Les maxilles s'ancrent dans la peau à l'aide de leurs denticules. Les mandibules sectionnent la peau et les capillaires pour former une petite mare de sang dans laquelle l'hypopharynx envoie une salive anticoagulante. Le sang est aspiré dans le canal formé par l'union de l'extrémité proximale de l'épipharynx de l'hypopharynx. Le cibarium est traversé par un épaissement chitineux en forme d'arc sur lequel viennent s'insérer les muscles de la pompe salivaire. Parfois, on note en outre un deuxième épaissement un peu plus postérieur : la plage pigmentée au niveau duquel existent en position ventrale des dents plus ou moins développées (dents cibariales). Ces structures cibariales, sont souvent utilisées pour la diagnose des espèces et des genres. En arrière du cibarium se trouve le pharynx (parfois appelé pompe oesophagienne) formé de trois plaques soudées une dorsale et deux dorsoventrales (Fig. 4).

L'ensemble a une forme de bouteille allongée, à section triangulaire. La partie postérieure renflée port intérieurement des ornements en relief plus ou moins marqués qui sont eux aussi utilisés par les systématiciens.

Outre les pièces buccales, la tête porte deux gros yeux latéraux à facette et deux antennes formées de 16 articles (Dedet, 1999).

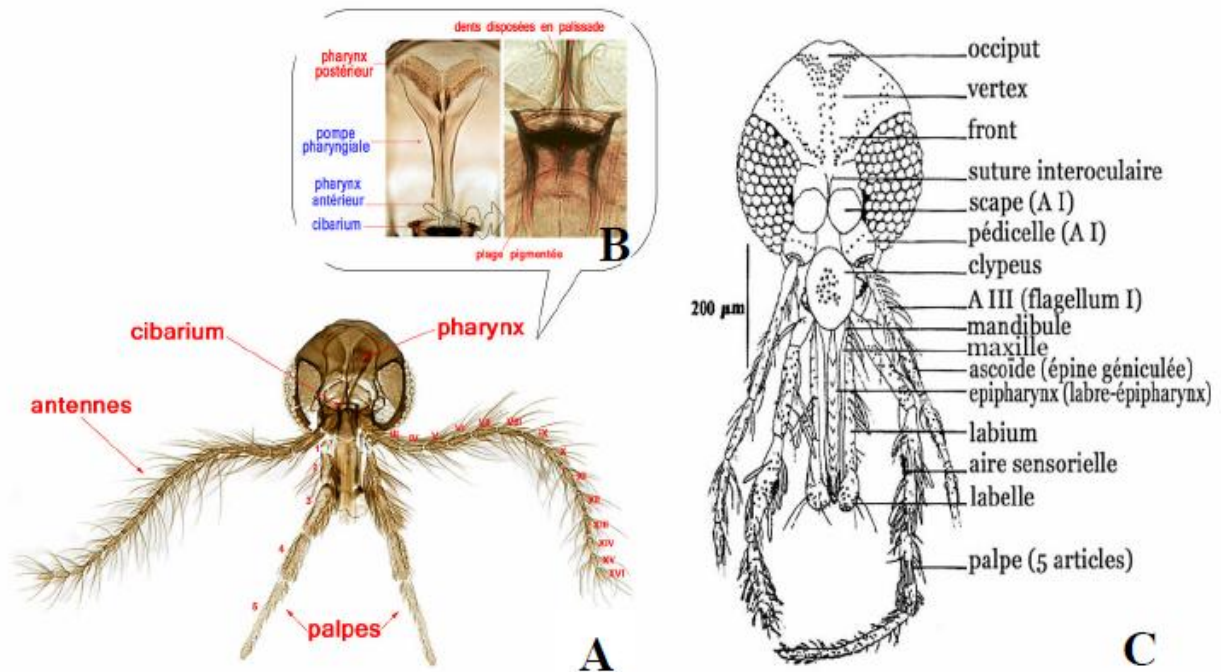


Figure 4: Tête (A : vue générale de la tête sous microscope optique (IRD, 2000),
 B : agrandissement du pharynx et du cibarium sous microscope optique (IRD, 2000),
 C : schéma générale (Dedet, 1999).

- Le thorax

- Le prothorax est réduit et partiellement recouvert par le segment suivant,
- Le mésothorax est très développé. La répartition des soies à leur surface est d'un grand intérêt pour la taxinomie générique. Le sclérite mésanépisternal, qui porte un stigmate bien développé et l'insertion des ailes, est à cet égard particulièrement intéressant.
- Le métathorax est plus réduit. Il porte de petits stigmates et la seconde paire d'ailes transformées en haltères. Les ailes sont lancéolées et soutenues par sept nervures longitudinales et des nervures transverses, au repos les ailes sont dressées, formant entre elles un angle de 45°. Les pattes, qui possèdent un tarse à cinq articles, sont longues et grêles. Elles sont garnies de soies et d'écailles (Dedet, 1999) (Fig. 5).

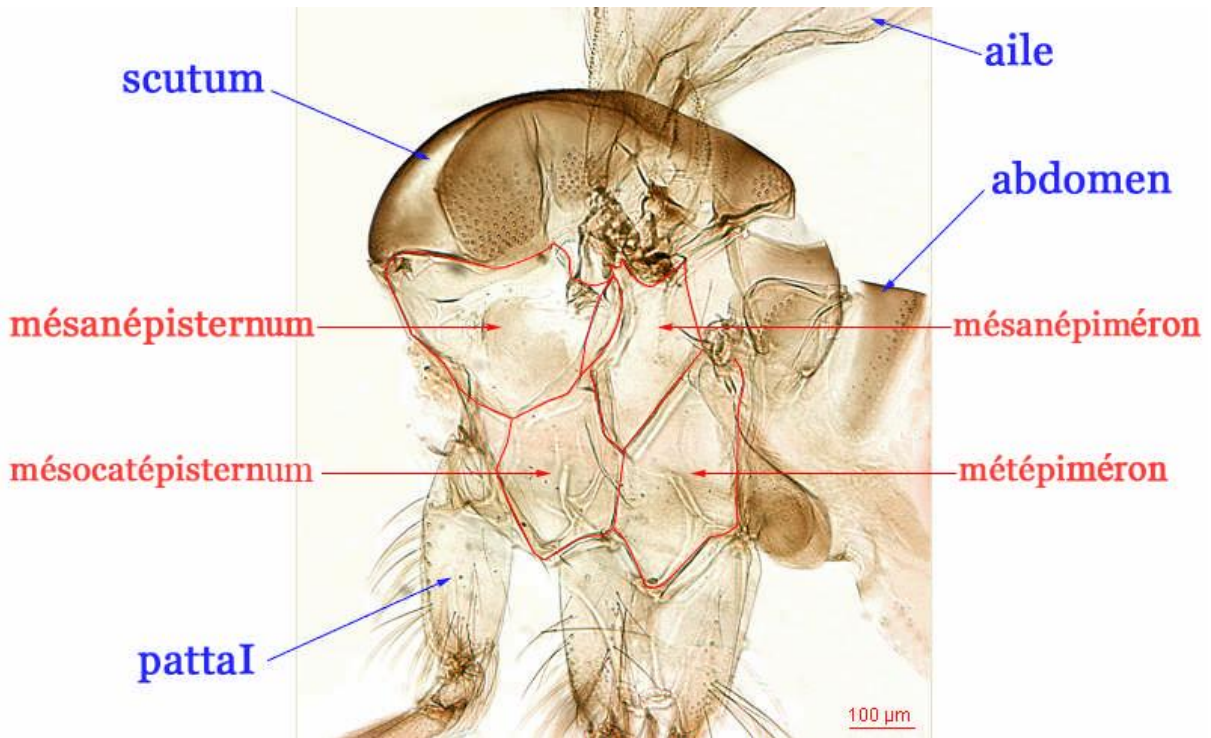


Figure 5: vue latérale du thorax sous microscope optique (IRD, 2000).

- Abdomen

Il comporte dix segments dont sept non modifiés (portant chacun une paire de stigmates) et trois transformés en segments génitaux.

Sternites et tergites sont séparés par des pleures membraneuses susceptibles de se dilater au moment des repas (Dedet, 1999) (Fig. 6).

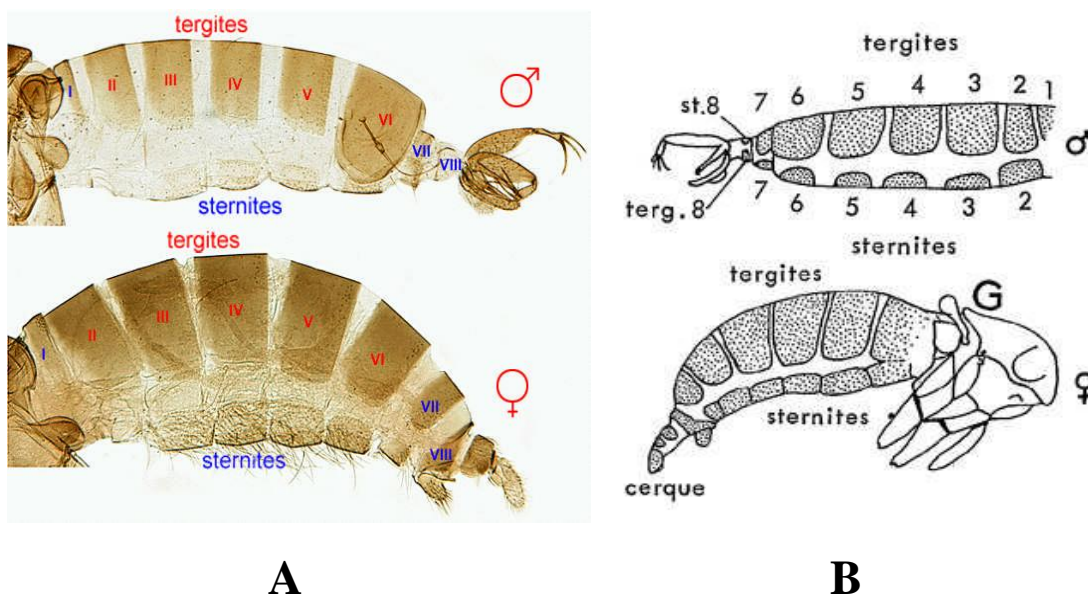


Figure 6 : Abdomen (A : l'abdomen sous microscope optique (IRD, 2000); B : schématisation de l'abdomen (Dedet, 1999).

a) Femelle

Le huitième segment est rétracté sous le septième, lui-même plus petit que les précédents, ne laissant dépasser sur la face ventrale que le sternite bilobé : valves hypogyniales ou gonapophyses ventrales (Fig.7).

Le dixième segment porte l'anus et de part et d'autre les cerques, ou gonapophyses dorsales, bien développés.

L'appareil génital interne comporte:

- Deux ovaires constitués d'ovarioles, chaque ovaire se termine par un court oviducte, les deux oviductes se réunissant pour former un oviducte commun qui se jette dans le vagin.
- Deux spermathèques, formant une capsule chitineuse de morphologie variable prolongées par des conduits individuels plus ou moins longs, et parfois d'un conduit commun, qui eux aussi s'ouvrent sur le vagin (Dedet, 1999).

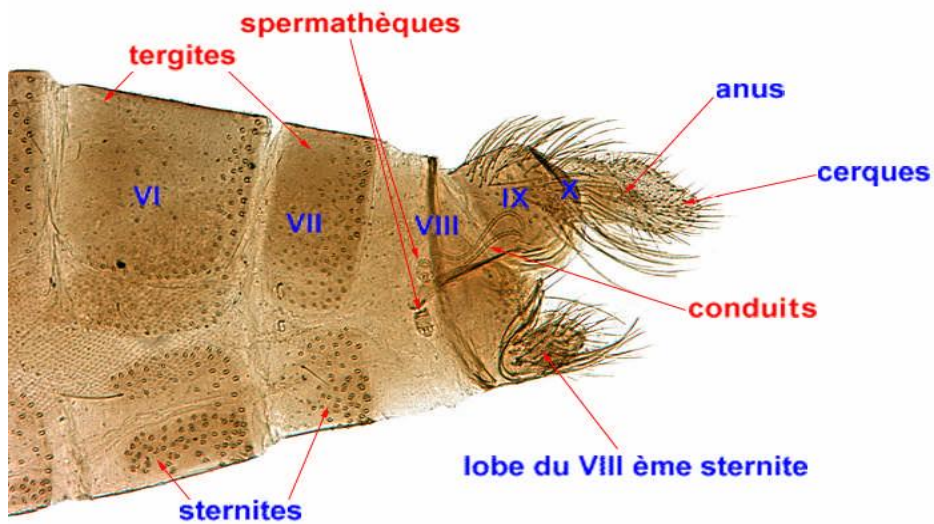


Figure 7 : L'extrémité postérieure de l'abdomen femelle sous microscope optique (IRD, 2000).

b) Mâle

Chez le mâle, les septième et huitième segments sont réduits et les neuvième et dixième sont totalement modifiés pour former l'appareil copulateur ou génitalia (**Dedet, 1999**).

La morphologie et l'ornementation de l'armature génitale externe du mâle sont très utilisées par les systématiciens.

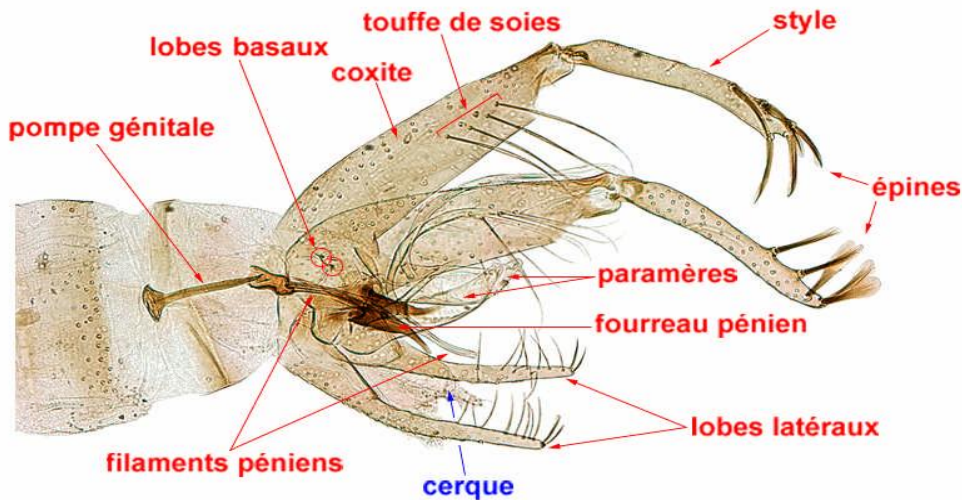


Figure 8 : Structure de l'appareil génital mâle sous microscope optique, vue latérale (**IRD, 2000**).

I.3. Biologie et comportements des phlébotomes

La durée de vie adulte est fonction de la température et de l'humidité. En effet plus les températures sont basses, plus la durée de vie est élevée. De même pour l'hygrométrie, plus celle-ci est élevée, plus la durée de vie est élevée. En moyenne les femelles vivent de deux semaines à deux mois. Les mâles ont une durée de vie plus brève. Le nombre annuel de générations dépend de la durée de la saison chaude : plus celle-ci est longue, plus le cycle de développement est court plus le nombre de génération est important.

De moeurs nocturnes, les phlébotomes commencent à s'agiter à la tombée du jour, si la température est suffisamment élevée (19-20°C) et s'il n'y a pas de vent (limite : 1m/sec).

Certaines espèces sont attirées par la lumière, le plus souvent de faible intensité. D'autres ne manifestent que peu ou pas de phototropisme: c'est le cas notamment des *Sergentomyia*.

Certaines espèces sont nettement endophiles. D'autres préfèrent l'extérieur. Durant la journée les phlébotomes se cachent dans des endroits retirés, sombres et relativement humides.

De nombreuses espèces affectionnent les terriers. Les horaires de sortie et de rentrée varient avec les espèces (**Theodorides, 1997**).

Les phlébotomes présentent des vols saccadés. Ils se déplacent en vols courts, avec des arrêts fréquents.

Les femelles se nourrissent sur les mammifères, oiseaux, reptiles ou batraciens. Certaines espèces sont très éclectiques, d'autres plus ou moins spécialisées dans l'exploitation d'un ou de quelques hôtes. Les espèces qui piquent l'homme sont généralement également zoophiles, ce qui explique le rôle des phlébotomes dans la transmission de ces zoonoses que sont les Leishmanioses (**Dedet, 1999**). Il faut 30 secondes à 5 minutes pour que l'estomac d'un phlébotome soit rempli, ce qui l'expose à de fréquents déplacements (**Mazelet, 2004**). Chez l'homme, ce sont les parties découvertes du corps qui sont exposées aux piqûres (visage, cou, main, pied), chez les animaux, les zones les moins velues (museau, oreilles).

Les mâles et les femelles entre les repas sanguins se nourrissent de jus sucrés (**Dedet, 1999**).

I.4. Cycle biologique des phlébotomes

Dans les zones modérément chaudes, il existe chez le phlébotome, comme chez d'autres insectes, une phase de repos appelé diapause, lorsque les conditions climatiques et écologiques deviennent défavorable et qui coïncide à la période hivernale (Fig. 9).

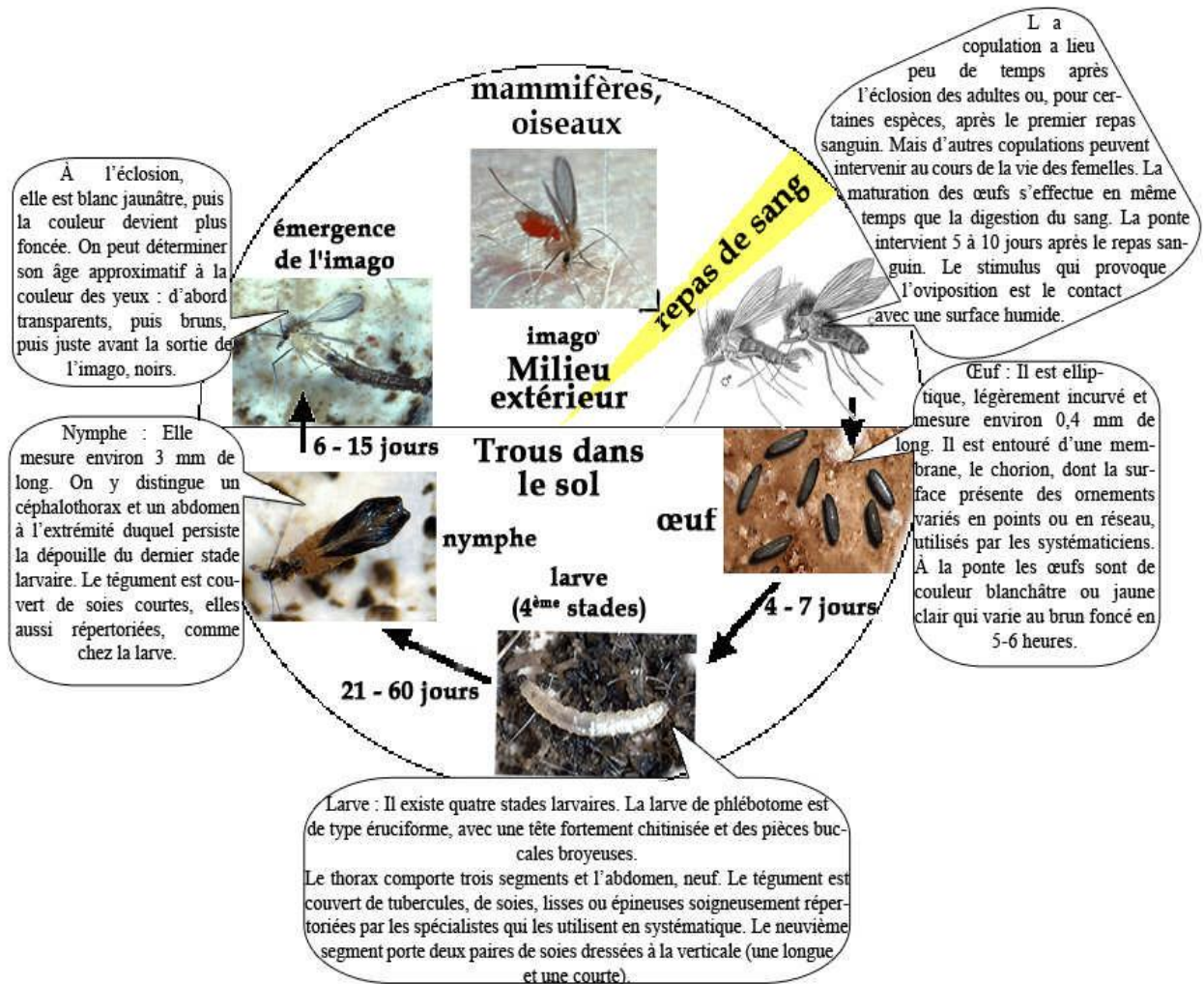


Figure 9 : Cycle biologique du phlébotome (Niang et al, 2000).

I.5. Répartition géographique et écologique dans le monde

Les phlébotomes sont largement répandus dans le monde partout où règne une température assez élevée pour leur permettre d'entrer en activité, au moins pendant une partie de l'année.

Dans l'ancien monde (Asie Centrale, Afrique du Nord, de l'Ouest et de l'Est, Proche et Moyen Orient), on les trouve entre le 45° degré de latitude nord et le 40° degré de latitude sud. A l'intérieur de ces limites, l'abondance des espèces et des populations varie avec l'altitude. Leurs terres d'élection sont les zones tropicales et subtropicales (Dedet, 1999).

Les diverses espèces ont des aires de répartition plus ou moins étendues et chaque région a sa faune constituée d'un nombre plus ou moins grand d'espèces (Dedet et al, 1984).

A la répartition géographique des espèces vient se superposer une répartition écologique, chaque type de paysage ayant ses phlébotomes. C'est ainsi qu'il y a des phlébotomes du désert (souvent inféodés aux terriers des rongeurs), des phlébotomes de savane, des phlébotomes de forêt.

Et à l'intérieur de cette stratification écologique, il existe souvent une stratification micro écologique.

Dans la forêt amazonienne, les espèces de la canopée ne sont pas les même que celles que l'on trouve près du sol; certains phlébotomes sont purement cavernicoles, etc. (Dedet, 1999).

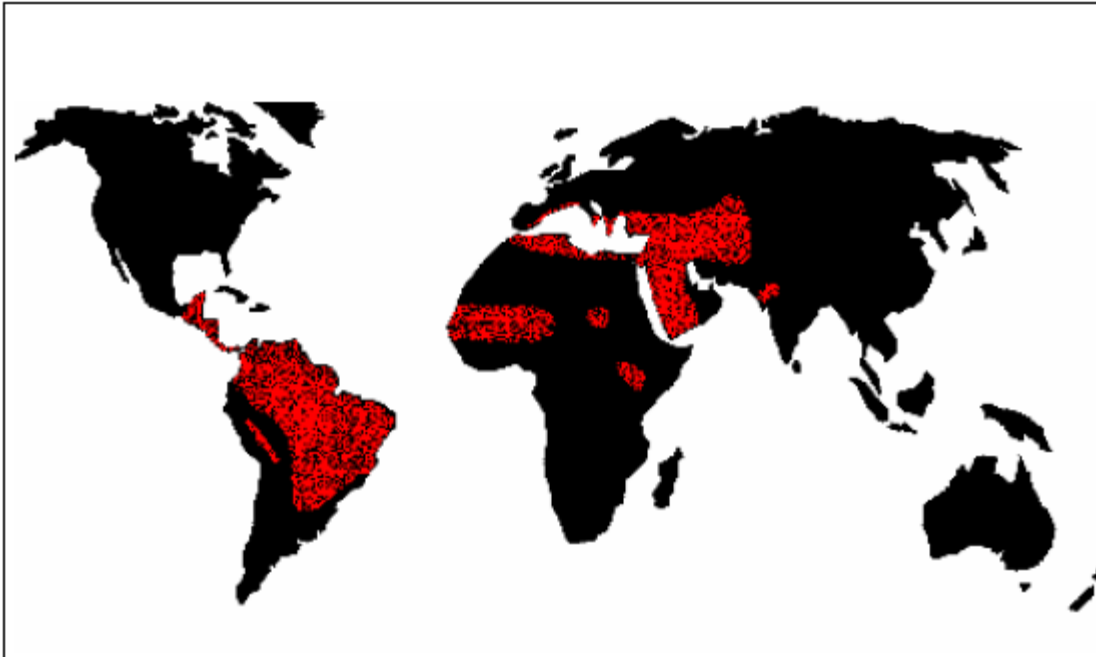


Figure 10 : Répartition géographique de la leishmaniose cutanée dans le monde
(www.who.int/tdr).

I.6. Les phlébotomes d'Algérie

Signalés pour la première fois en Algérie en **1912 (Foley et Leduc)**. Les phlébotomes ont fait l'objet de très importants travaux menés à l'institut Pasteur d'Algérie, sous la direction de Parrot et des frères Sergent. Des découvertes capitales concernant tant leur systématique que leur pouvoir pathogène y ont été réalisées (Dedet et al, 1984).

En Algérie, la leishmaniose constitue un problème de santé public. **Bellazoug (1991)** in **Boudrissa et al (2006)** a donné la classification des 24 espèces décrites en Algérie (Tableau I), 5 espèces potentiellement vectrices existent : *Phlebotomus perniciosus*, *Phlebotomus sergenti*, *Phlebotomus perfiliwi*, *Phlebotomus longicuspis*, *Phlebotomus papatasi* (tableau II) (Bitam, 2005).

Tableau I : Classification des *Psychodidae* décrits en Algérie (**Boudrissa et al, 2006**).

Famille	Genre	Sous Genre	Espèce
PSYCHODIDAE	PHLEBOTOMUS	<i>Phlebotomus</i> (Rondani, 1943)	<i>P. (Phlebotomus) papatasi</i> (Scopoli, 1786)
			<i>P. (Phlebotomus) bergeroti</i> (Parrot, 1934)
		<i>Paraphlebotomus</i> (Théodor, 1948)	<i>P. (Paraphlebotomus) sergenti</i> (Parrot,
			<i>P. (Paraphlebotomus) alexandri</i> (Sinton,
			<i>P. (Paraphlebotomus) chabaudi /riouxi</i> (Croset, Abonnec et Rioux, 1970)
			<i>P. (Paraphlebotomus) kazeruni</i> (Theodor et Mesghali, 1964)
		<i>Larroussius</i> (Nitzulescu, 1931)	<i>P. (Larroussius) chadlii</i> (Rioux, Juminer et Gibily, 1966)
			<i>P. (Larroussius) ariasi</i> (Tonnoir, 1921)
			<i>P. (Larroussius) longicuspis</i> (Nitzulescu,
			<i>P. (Larroussius) perniciosus</i> (Newstead,
	<i>P. (Larroussius) perfiliewi</i> (Parrot, 1930)		
	<i>P. (Larroussius) langeroni</i> (Nitzulescu, 1930)		
	<i>Transphlebotomus</i>	<i>P. (Transphlebotomus) mascittii</i> (Berdjane-Brouk et al, 2011)	
	SERGENTOMYIA	<i>Sergentomyia</i> (Franca, 1920)	<i>S. (Sergentomyia) antennata</i> (Newstead,
			<i>S. (Sergentomyia) fallax</i> (Parrot, 1921)
			<i>S. (Sergentomyia) minuta parroti</i> (Adler et Theodor, 1927)
			<i>S. (Sergentomyia) schwetzi</i> (Adler, Theodor et Parrot, 1929)
		<i>Parr Otomyia</i>	<i>S. (Parrotomyia) lewisi</i> (Parrot, 1948)
			<i>S. (Parrotomyia) eremitis</i> (Parrot et Bouquet de Jolinière, 1945)
		<i>Grassomyia</i> (Théodor, 1958)	<i>S. (Grassomyia)dreyfussi</i> (Parrot, 1933)
<i>Sintonius</i>		<i>S. (Sintonius) clydei</i> (Sinton, 1928)	
		<i>S. (Sintonius) christophersi</i> (Sinton, 1927)	
		<i>S. (Sintonius) tiberiadis</i> (Adler Theodor et Lourie, 1930)	

Tableau II : Leishmanioses, parasites, réservoirs et vecteurs en Algérie (**Bitam, 2005**).

Type de leishmaniose	Parasite	Réservoirs	Vecteurs
Leishmaniose cutanée zoonotique ou rurale	<i>Leishmania major</i> (Algérie du sud haut plateaux)	Rongeurs sauvages <i>Psammomys obesus</i> <i>Meriones shawi</i>	<i>Phlebotomus Papatasi</i> <i>Phlebotomus Sergenti</i> <i>Phlebotomus Longicuspis</i>
Leishmaniose cutanée anthroponotique ou urbaine	<i>Leishmania tropica</i>	Homme	<i>Phlebotomus Sergenti</i> <i>Phlebotomus Papatasi</i>
Leishmaniose viscérale sporadique du nord	<i>Leishmania infantum</i>	Chien, chacal ...	<i>Phlebotomus Perniciosus</i> <i>Phlebotomus Perfiliewi</i>

Nous nous intéressons ici au *Phlebotomus papatasi*, l'unique espèce à se jour trouver et incriminée dans la zoonose, dans la wilaya de Biskra (**Semep, 2006**).

I.6.1. *Phlebotomus papatasi* (scopoli, 1786)

Phlébotome de grande taille (jusqu'à 2,60 mm), *Phlebotomus papatasi* est l'espèce la mieux connue du fait de sa fréquence et de l'importance de son aire géographique (**Dedet et al, 1984**).

I.6.1.1. Répartition géographique

A l'image de sa très vaste répartition mondiale (**Lewis, 1992**),

D'après **Stewart, (1974)**. *Phlebotomus papatasi* est largement répandu sur tout le territoire Algérien¹. Il est particulièrement abondant dans toute la frange steppique nord saharienne, Sahara central, mais se rencontre également dans le tell et sur les hauts plateaux (**Dedet et al, 1984**).

¹ La répartition géographique des phlébotomes en Algérie est a base d'une stratification bioclimatique d'après Stewart, 1974.

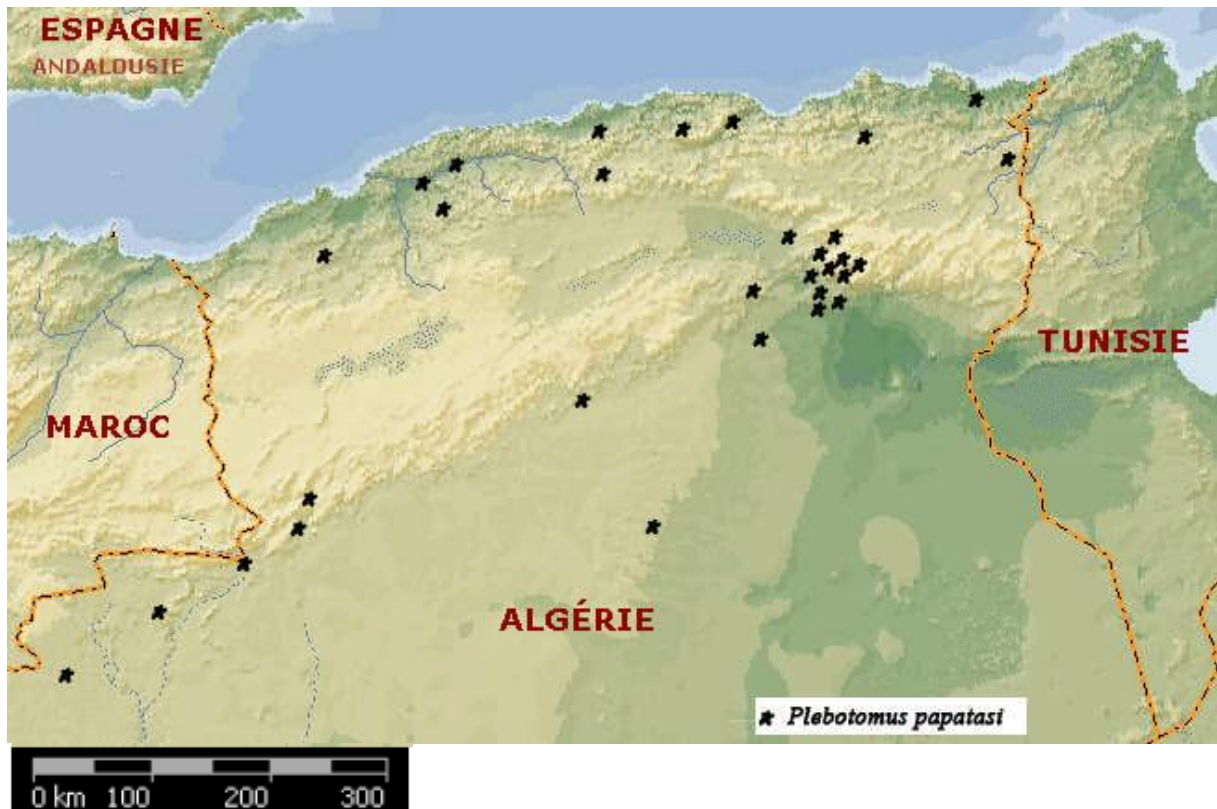


Figure 11 : Répartition géographique de *Phlebotomus papatasi* en Algérie (Dedet et al, 1984 et collection Microsoft Encarta, 2004).

I.6.1.2. Ecologie

Phlebotomus papatasi se localise préférentiellement dans la zone steppique nord Saharienne. Il est plus rare dans le semi –aride et exceptionnel dans le sub – humide. Il se trouve avec un maximum de fréquence dans les stations de basse altitude, mais il atteint 1000 mètres dans l'étage aride. *Phlebotomus papatasi* est rencontrée dans tous les types de biotopes et dans la région de Biskra, il est récolté à l'orifice de terriers de *Psammomys obessus*, réservoir de la leishmaniose cutanée (Dedet et al, 1984) ; Sergent et Parrot (1929) l'on également capturée à l'orifice de terriers de rongeurs dans la région de Biskra et Parrot et Durand –Ddelacre (1947) dans la région de Béni –Ounif. La fréquence de *Phlebotomus papatasi* est assez comparable en agglomération, au voisinage des habitations et en pleine nature, loin de toute influence humaine. A Laghouat, Bechar et Biskra, il est abondant à l'intérieur ou sur les murs extérieurs des habitations. En pleine nature, *Phlebotomus papatasi* se rencontre avec une fréquence marquée dans les stations sèches situées en terrain plat ou sur un bas versant , à couverture végétale rase de type steppique et sur un sol pierro – rocheux d'affleurement de la roche dure et des blocs. Le développement se produit également dans les

endroits riches en débris végétaux et dure sept mois. Les adultes issus des pontes de septembre, apparaissent à la fin avril ou au début mai (**Dedet et al, 1984**).

I.6.1.3 Rôle pathogène

Phlebotomus papatasi est le vecteur de la leishmaniose cutanée zoonotique en Algérie, avec l'aire de répartition de laquelle sa propre distribution coïncide d'ailleurs parfaitement (**Dedet et Belazzoug, 1983 in Dedet et al, 1984**).

II. Les phlébotomes et la transmission des leishmanioses

Les Leishmanioses sont des parasitoses communes à l'homme et à l'animal (anthropozoonose), dues à des protozoaires flagellés appelés Leishmanies, transmises par la piqûre de la femelle hématophage d'un insecte diptère dénommé phlébotome (**Anjili et al, 2006**).

Les réservoirs de parasites sont des rongeurs sauvages, les mammifères, l'homme et le chien (**Keita et al, 2003**).

En **1921**, les frères **Sergent** et leurs collaborateurs apportèrent la preuve cruciale du rôle de vecteurs des phlébotomes en réussissant la transmission du « bouton d'Orient » par application sur des scarifications des broyats de 500 individus de *Phlebotomus Papatasi* récoltés à El Kantra, El Outaya et Biskra (**Theodorides, 1997**).

III. Le parasite Leishmania

III.1. Classification du parasite

Les leishmanies sont des Protozoaires appartenant au genre *Leishmania* Ross, 1903 ; la place du genre dans la classification de (**Levine et al, 1980**) est la suivante :

- **Règne** : Protista (Haechei, 1866)
- **Sous règne** : Protozoa (Goldfuss, 1817 Emend Siebold, 1848)
- **Embranchement** : Sarcomastigophora (Honingberg et Balamuth, 1963)
- **Sous embranchement** : Mastigophora (Diesing, 1866)
- **Classe** : Zoomastigophorea (Calkins, 1909)
- **Ordre** : Kinetoplastida (Honingberg, 1963 emend Vickerman, 1976)
- **Sous ordre** : Trypanosomatina (Kent, 1880)
- **Famille** : Trypanosomatidae (Döflein, 1901 Emend. Grobber, 1905)
- **Genre** : *Leishmania* (Ross, 1903)

III.2. Les différentes formes et leur localisation

Elles se présentent chez leurs hôtes successifs sous deux stades morphologiques différents : les promastigotes et les amastigotes.

* Les promastigotes sont des parasites extracellulaires mobiles vivant dans le tube digestif de diptères hématophages piqueurs, connus sous le terme générique de phlébotomes. Ils présentent un corps plus ou moins fuselé de 5 à 20 μm de longueur et de 1 à 4 μm de largeur prolongé par un flagelle qui peut atteindre jusqu'à 20 μm de longueur et qui émerge de leur pôle antérieur (Fig.12). Le kinétoplaste est situé entre le noyau et la base du flagelle (**Mazelet, 2004**).

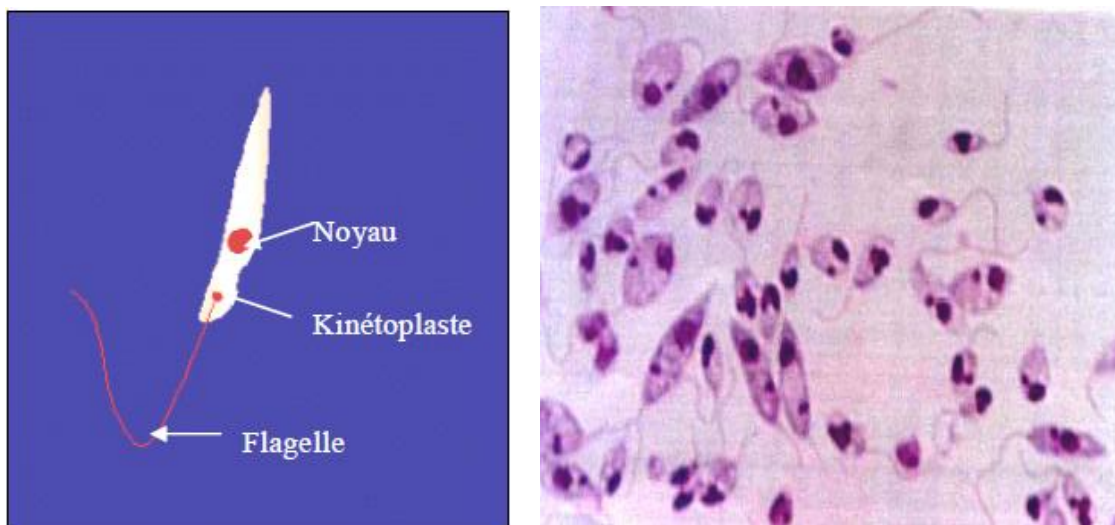


Figure 12 : Formes promastigotes de Leishmania (www.alae.iquebec.com)

* Les amastigotes, nichent à l'intérieur des macrophages de Mammifères, au sein de vacuoles dites parasitophores. Les Leishmanies présentent un corps beaucoup plus ramassé de 4 μm de long et de 2 μm de large.

Contrairement à ce que leur nom pourrait conduire à penser, les amastigotes sont également munis d'un flagelle mais celui-ci est très court et ne dépasse pas le corps cellulaire. Le kinétoplaste de ces formes est le plus souvent juxta nucléaire (Fig.13) (**Mazelet, 2004**).

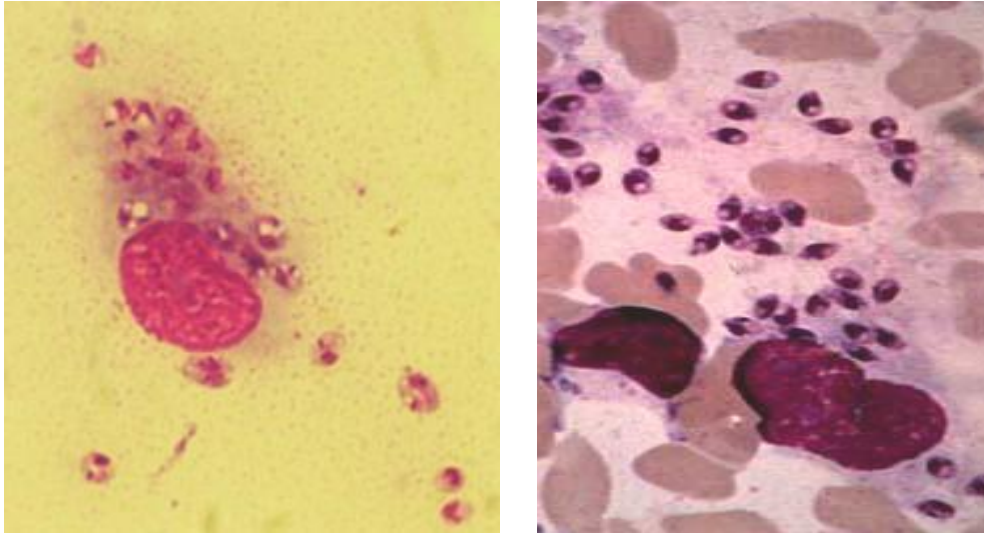


Figure 13 : Les formes amastigotes (www.parasitologie.univ-montp1.fr)

III.3. Cycle de vie du parasite *Leishmania*

Leishmania a un cycle de vie hétéroxène qui nécessite deux hôtes, l'insecte phlébotomes et un mammifère qui peut être l'homme ou un autre animal (rongeur, chien,...) A l'occasion d'un repas sanguin sur un mammifère infecté par la *Leishmania*, le phlébotome femelle se contamine par les amastigotes se trouvant au lieu de piqûre. Ces parasites sont absorbés avec le sang et arrivent dans l'intestin moyen de l'insecte. Ils se transforment en promastigotes et commencent à se diviser activement. Au bout de 4 à 5 jours, ils migrent vers la région thoracique de l'insecte. Certains s'attachent, par leurs flagelles, à la cuticule des cellules de la muqueuse digestive et de la valve stomodéale. D'autres promastigotes deviennent très allongés se dotent d'une grande mobilité et d'une capacité de multiplication réduite (**Killick kendrik et Molyneux, 1981**). Ces promastigotes pouvaient constituer un bouchon et faciliter ainsi le reflux de promastigotes lors de pompage du sang (**Antoine et al, 1999 ; Volf et al, 2004**). Lors d'un autre repas sanguin, les promastigotes régurgités sur l'hôte mammifère, infectent les cellules macrophagiques et se transforment, après pénétration cellulaire, en amastigotes.

Ces amastigotes se multiplient par division binaire dans le phagolysosome du phagocyte qui est finalement lysé. Les parasites ainsi libérés sont phagocytés par des cellules avoisinantes où le processus se poursuit (Fig.14).

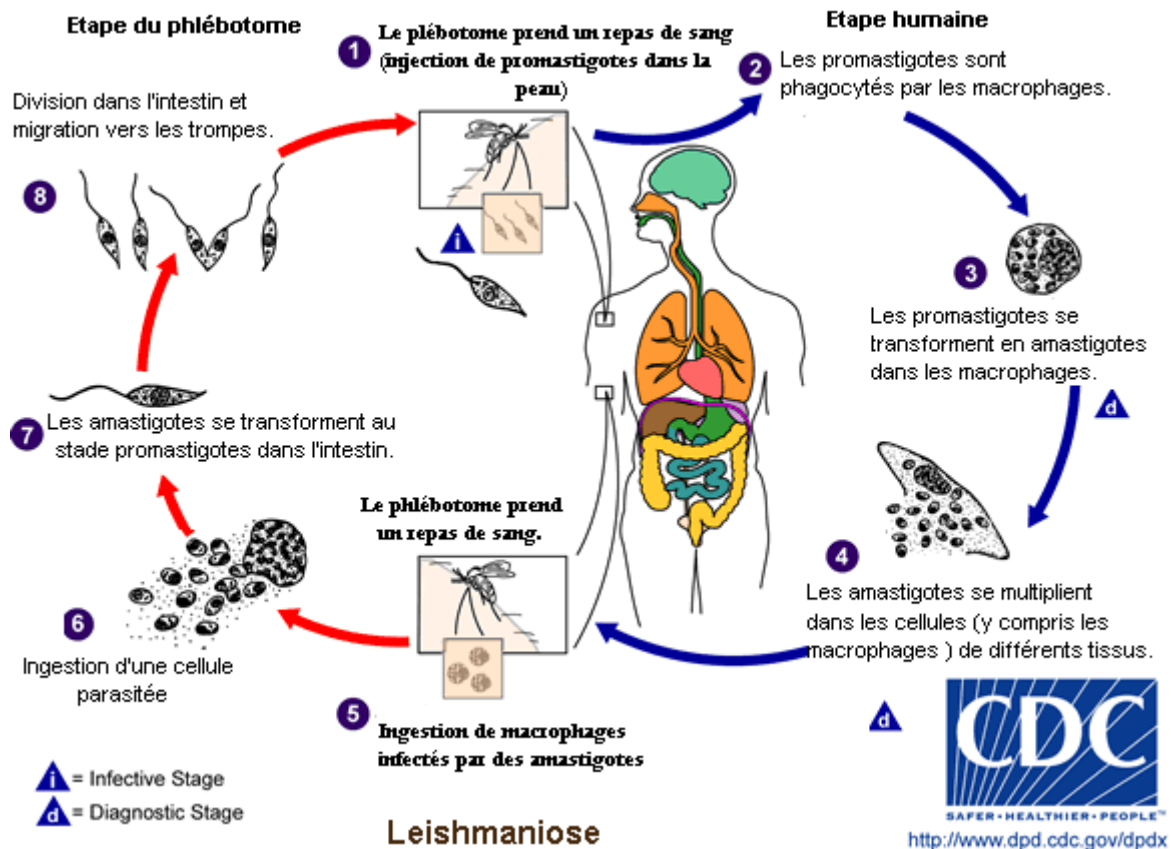


Figure 14 : Cycle de vie du parasite *Leishmania* (www.dpd.cdc.gov/dpdx).

IV. Epidémiologie des leishmanioses

IV.1. La leishmaniose cutanée

a) **Dans le monde** : Selon l'origine géographique on distingue dans l'Ancien Monde (Asie Centrale, Afrique du Nord, de l'Ouest et de l'Est, Proche et Moyen Orient) la leishmaniose cutanée zoonotique due à *Leishmania major* avec rongeurs réservoirs et la leishmaniose cutanée anthroponotique due à *Leishmania tropica*. Elles sévissent par épidémie, s'opposant ainsi à la leishmaniose cutanée sporadique due à *Leishmania infantum*. En Afrique de l'Est on observe aussi *Leishmania aethiopica*.

Dans le Nouveau Monde, les LC sont principalement dues à des espèces à large distribution sud-américaine (*Leishmania amazonensis* et *Leishmania guyanensis*) ou à des espèces limitées à l'Amérique Centrale (*Leishmania mexicana* et *Leishmania panamensis*). L'incidence annuelle mondiale est difficile à estimer (environ 1 million de cas nouveaux par an) (Marty et al, 2002).

b) En Algérie : il existe deux entités nosoépidémiologiques distinctes. La leishmaniose cutanée zoonotique (LCZ) due à *L. major* et la leishmaniose cutanée du Nord (LCN) due à *L. infantum* variant enzymatique (**Bachi, 2001**).

La LCZ ou « clou de Biskra » sévit à l'état endémo-épidémique à l'étage bioclimatique aride et semi aride. Les foyers anciennement connus étant Biskra à l'Est et Abadla à l'Ouest.

Cette forme cutanée connaît une véritable extension vers les hauts plateaux avec une survenue d'épidémie, en 1982 à M'sila (**Belazzoug, 1982**) suivie d'une autre en 1985 à Ksar chellal (Tiaret) (**Belazzoug, 1986**). Cependant, d'autres foyers sont apparus, notamment, ceux d'El Oued, Ghardaia, Bechar et Laghouat (Sud) et Batna, Médéa, Tiaret Borj Bou Ariridj (Nord).

La LCN, décrite sous le nom de « clou de Mila » par **Sergent et Gueidon (1923)**, sévit à l'état endémique le long du littoral et du Tell algérien, et sa répartition géographique se confond avec celle de la leishmaniose viscérale. Elle est signalée dans des régions qui, jusque là étaient indemnes (**Harrat et al, 1995**) : Oran, Tlemcen (Ouest), Annaba, Sétif, Collo (Est). Les foyers de Tizi Ouzou, Bouira, Béjaïa, Constantine, Jijel, Mila et Ténès étant responsables du plus grand nombre de cas signalés (**Harrat, IXème Journée Nationale de Parasitologie, Mai 2005**).

b.1. Données épidémiologiques sur la leishmaniose cutanée dans la wilaya de Biskra

Le tableau suivant donne le nombre de cas des leishmanioses cutanées enregistrées dans la wilaya de Biskra durant les périodes 2004 à 2008 (Tableau III).

Tableau III : Evolution mensuelle des cas de leishmaniose cutané observés dans la wilaya de Biskra 2004 à 2008.

Mois	Jan.	Fév.	Mar.	Avr.	Mai.	Jui.	Juill.	Aou.	Sep.	Oct.	Nov.	Déc.	Tot.
2004	497	459	244	135	85	27	21	12	76	193	506	834	3089
2005	995	650	378	195	87	36	37	230	1103	1809	1382	1473	8375
2006	1001	557	325	139	87	33	30	52	140	140	209	182	2957
2007	182	105	60	34	27	24	18	12	34	103	189	325	1113
2008	280	178	115	48	28	16	09	24	35	117	201	208	1259
Moy.	591	389,8	224,4	110,2	62,8	27,2	23	66	277,6	472,4	497,4	604,4	3358,6

En 2005, le nombre de cas notifiés par les secteurs sanitaires de la wilaya de Biskra est de l'ordre de 8375 cas. Suivi par une baisse en 2006, 2007 et 2008 ceci explique la variabilité inter-annuelle en nombre des cas qui sont déjà signalé par les épidémiologistes.

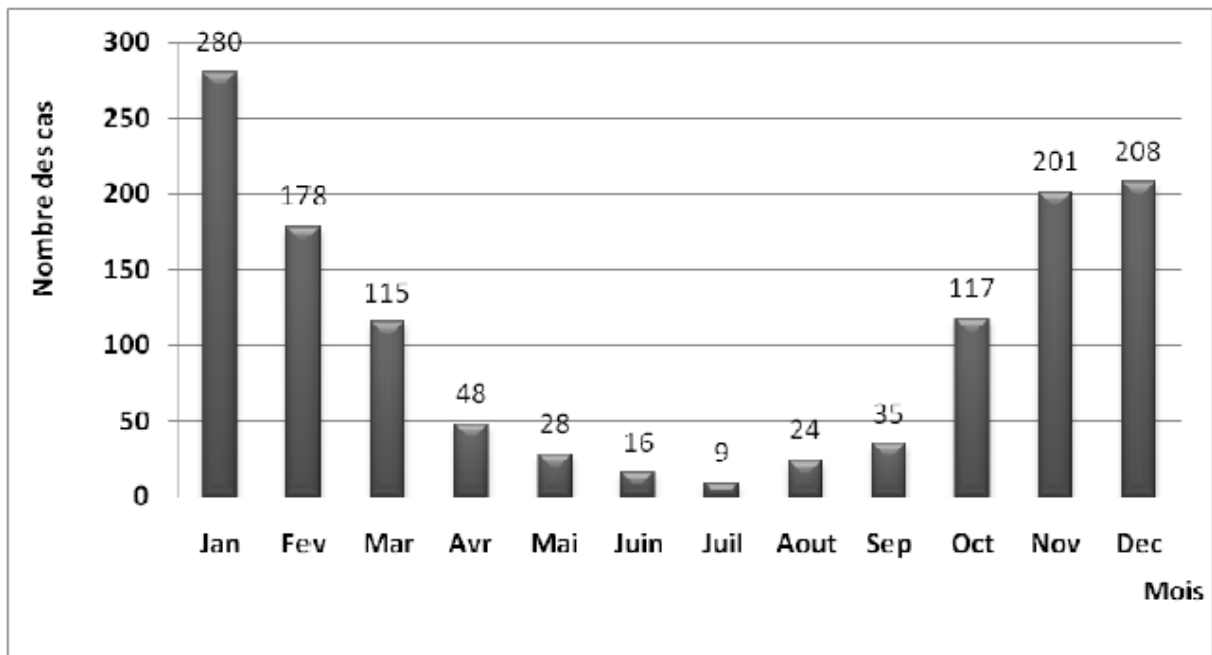


Figure 15 : Variation mensuelle du nombre de cas de leishmaniose cutanée dans la wilaya de Biskra pendant l'année 2008. (Bencherif, 2008).

Selon les moyennes de la répartition mensuelle et la répartition du nombre des cas de leishmaniose pendant l'année 2008, nous avons remarqué que il y'a un pic qui commence au mois d'octobre, atteint un optimum en décembre et se termine en février.

CHAPITERE II

PRESENTATION DU MILIEU

D'ETUDE

I. Région de Biskra

I.1. Géographie et orographie

La wilaya de Biskra est localisée au sud-est algérien et s'étend sur une superficie de près de 2.167,20 km². Elle est délimitée : au nord par la wilaya de Batna, au nord-est par la wilaya de Khenchela, au nord ouest par la wilaya de M'Sila, au sud-ouest par la wilaya de Djelfa, au sud est par la wilaya d'El-Oued et au sud par la wilaya de Ouargla (Fig. 16).

Le chef lieu de la wilaya se trouve à une latitude de (34° 51' 0 N), une longitude de (5° 43' 59 E) et une Altitude de (213 mètres).

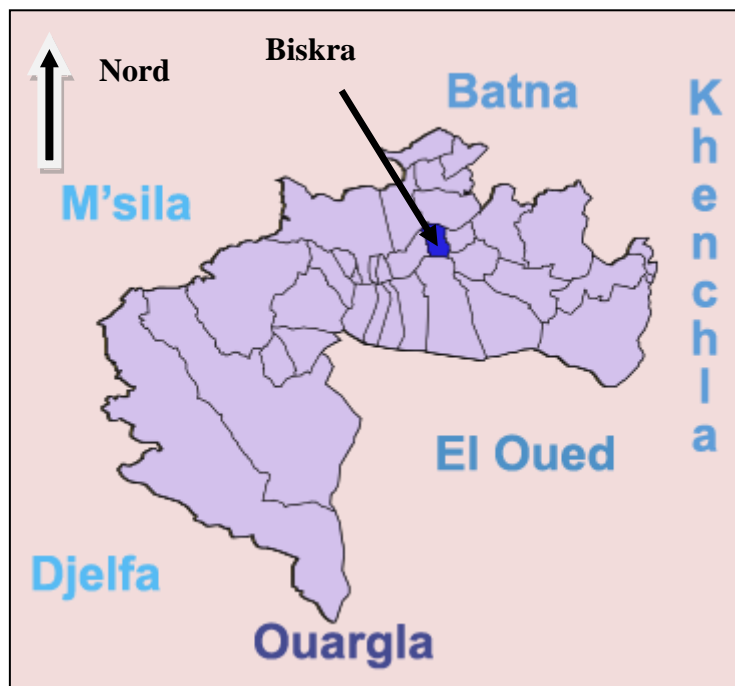


Figure 16 : Situation géographique de la wilaya de Biskra (Anonyme, 2015)

I.2. Géologie

La région de Biskra se trouve à la limite de l'atlas sahariens et telliens. La topographie du sol est essentiellement formée par les regs, les ergs, et des plateaux (Benaziza et Lebid, 2005).

I.3. Hydrogéologie

D'après Bencherif (2008), la région de Biskra est caractérisée par la présence de 04 nappes aquifères :

- Les nappes phréatiques du quaternaire

Elles se localisent généralement dans les accumulations alluvionnaires. Les plus importantes sont celles d'oued Biskra et d'oued Djeddi.

- **La nappe des sables**

Elle est située dans la partie sud – est de la wilaya, représentée par la croûte calcaire gypseuse et les dépôts alluvionnaires.

- **La nappe des calcaires**

C'est la mieux connue depuis longtemps grâce à ses exutoires naturels tels que les sources d'Oumach, M'tlili, Megloub. C'est aussi la nappe la plus exploitée dans la région.

- **La nappe profonde du continental intercalaire**

Dite souvent Albien, elle est exploitée actuellement par les forages de Sidi-Khaled. Le niveau aquifère capte l'Albien à 150-200 m d'épaisseur. Son eau coûteuse en raison de sa température et de sa profondeur, mais reste assez rentable pour l'irrigation des palmiers. Elle présente un volume considérable dû à la fois à son extension et son épaisseur.

I.4. Climat

Les caractéristiques climatiques de la zone d'étude sont obtenues à partir des données de la station météorologique de Biskra (latitude : 34° 80' ; longitude : 5°73') pour la période s'étalant de 1995 à 2004. et des données ancienne de 1913-1938 **Seltzer (1946)**. Nous avons aussi comparé les données des deux périodes.

I.4.1. Températures

D'après les données de 1913-1938, nous constatons que le mois le plus chaud est le mois de juillet avec une température de 33,95 °C, et le mois le plus froid est celui de janvier avec une moyenne de 11,25 °C. Durant la décennie (1995-2004), les températures extrêmes reste toujours le même à savoir le mois le plus chaud et le plus froid est le mois de juillet et janvier avec une température moyenne de 34,39°C et 11,74°C respectivement (Tableau IV).

Tableau IV : Températures moyennes mensuelles en °C.

Mois	Jan.	Fév.	Mar.	Avr.	Mai.	Jui.	Juill.	Aou.	Sep.	Oct.	Nov.	Déc.
1913-1938	11.25	18.15	16.30	20.20	24.70	29.95	33.95	32.65	28.80	22.45	16.25	11.95
1995-2004	11,74	13,78	17,29	20,74	26,33	31,44	34,39	34,01	28,79	22,91	16,57	12,38

Source: (Station météorologique, Biskra, 2005).

En comparant ente les deux périodes (1913-1938 et 1995-2004), il ressort que la température moyenne a augmenté de 0,49 °C pour le mois de janvier, et 0,44 °C pour juillet, le mois le plus chaud.

I.4.2. Précipitations

Le tableau (V), synthétise les moyennes mensuelles des précipitations recueillies durant les deux périodes (1913 – 1938 et 1995 – 2004) et ceux de l'année 2000 (**Bencherif, 2008**).

Tableau V : Précipitations moyennes mensuelles en (mm) à Biskra.

Mois	Jan.	Fév.	Mar.	Avr.	Mai.	Jui.	Juill.	Aou.	Sep.	Oct.	Nov.	Déc.	Tot.
1913-1938	17	15	22	18	17	10	19	10	15	8	2	3	156
1995-2004	25,68	4,86	15,59	20,96	8,85	4,18	0,34	3,83	10,17	10,1	18,4	15,44	138,4
2008	4,1	0,5	1,4	0	21,1	0	0	0,5	18,1	40	0	32,7	118,4

Source: (Station météorologique, Biskra, 2005).

Les précipitations reçues dans la région de Biskra sont de l'ordre de 156 mm pendant la période de 1913-1938 avec une moyenne mensuelle de 13 mm/an. L'analyse du tableau (V), montre que le total des précipitations moyennes mensuelles relevées durant les dix années (de 1995 à 2004) est de l'ordre de 138,44 mm/an avec une moyenne mensuelle de 11,53 mm/an. Nous remarquons une chute très nette dans les précipitations entre les deux périodes où la période 1913 - 1938 est la plus arrosée avec une différence de 17,6 mm.

Durant l'année 2008, la pluviométrie est relativement faible, à l'exception du mois d'octobre où elle a marqué un pic de 40 mm.

I.4.3. Vents

Dans la wilaya de Biskra, les vents soufflent durant toute l'année. En période hivernale se sont les vents froids et humides venant des hauts plateaux et du Nord-ouest qui sont les plus dominants. Cependant le printemps est marqué par les vents de sables venant du Sud-ouest (**Ziadi, 1996**) (Tableau VI).

Tableau VI : Vitesses mensuelles moyennes des vents en (m/s).

Mois	Jan.	Fév.	Mar.	Avr.	Mai.	Jui.	Juill.	Aou.	Sep.	Oct.	Nov.	Déc.
1995-2004	4,61	4,63	4,75	6,1	5,95	4,13	4,02	4,13	4,5	3,95	4,61	4,41
2008	2,9	2,4	5,2	5,5	6,8	4,5	4,5	3,5	3,8	3,2	4,1	3,4

I.4.4. Humidité relative

Les moyennes d'humidité relative enregistrées durant la période de 1995-2004 sont représentées dans le tableau (VII). Ces données montrent que l'humidité relative est très faible avec une moyenne maximale en décembre de (66 %) et la minimale est de (28.9 %) en Juillet. (Tableau VII). Celle de 2008, l'humidité oscille entre 24 % au mois de juillet et 70 % au mois de décembre (**Bencherif, 2008**).

Tableau VII : Humidité relative moyenne (%).

Mois	Jan.	Fév.	Mar.	Avr.	Mai.	Jui.	Juill.	Aou.	Sep.	Oct.	Nov.	Déc.
1913-1938	59	55	44	33	32	27	21	26	36	46	54	61
1995-2004	64,2	52	45,9	41,4	35,7	31,5	28,9	31,9	43,9	52,7	58,9	66
2008	52	46	39	31	33	29	24	30	40	61	59	70

Source : (Station météorologique. Biskra., 2005).

I.4.5. Synthèse climatique

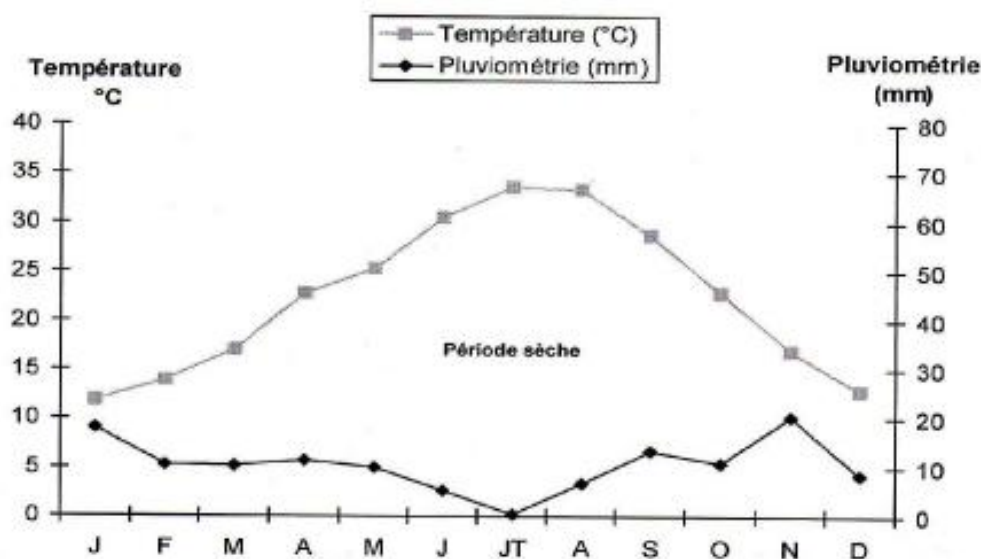


Figure 17 : Diagramme Ombrothermique de GAUSSEN de Biskra (1995-2004).

Le diagramme ombrothermique réalisé est caractérisé par une période sèche qui dure toute l'année (Fig. 17). Les données climatiques et leur analyse montrent que les régions d'étude sont définies par un climat saharien, sec sur toute l'année. Des amplitudes thermiques importantes qui accélèrent le processus d'évaporation dépassant la quantité faible des précipitations reçues en une année.

I.5. La station d'étude

La station choisie dans la wilaya de Biskra est la région d'El outaya, cette station a été sélectionnée selon différents critères à savoir : l'augmentation de nombre des cas par la leishmaniose cutanée et la richesse des animaux domestiques élevés.

El outaya ou **El outaya** est une commune de la wilaya de Biskra en Algérie, située à vingt cinq kilomètres au nord ouest de Biskra dans la daïra d'El outaya sur la route nationale n° 3 reliant Biskra à la Wilaya de Batna, s'étend sur une superficie de 409,08 km², se trouve à une latitude de (34° 06' 252' Nord), et une longitude de (5° 37' 677' Est) (Fig.18).

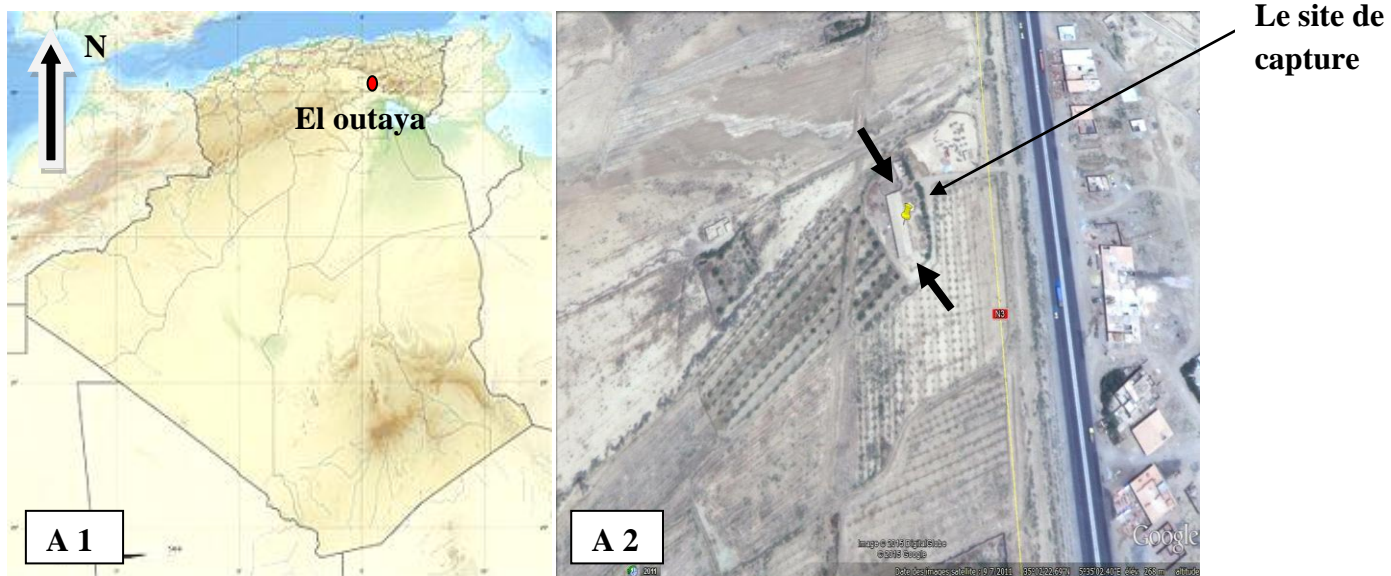


Figure 18 : Localisation de la région d'El outaya, site de piégeage des phlébotomes.

(A 1 : (**Anonyme, 2015**); A 2: Google earth: 34° 06' 252' N; 05° 37' 677' E).

CHAPITRE III
MATERIEL ET METHODES

I. Matériel et Méthodes

- **Objectif de l'étude et choix de site de prélèvement**

L'objectif de la collecte entomologique réalisées sur les peuplements de phlébotomes dans la région d'El outaya (wilaya de Biskra) : il s'agit la mise en place d'un élevage de *Ph papatasi* et comme objectif secondaire apprendre à capturer, disséquer et identifier les phlébotomes, leur abondance relative (AR%) et leur sex-ratio. L'utilisation de technique de piégeage des phlébotomes (pièges lumineux de type CDC), pour connaître l'efficacité de type de piège utilisé. La durée de piégeage dépend de l'objectif de l'étude et des conditions climatiques (vent, pluies). Généralement, une nuit est suffisante pour estimer la densité en nombre de spécimens par nuit et par unité de surface. Ils sont donc relèves après une ou plusieurs nuits de piégeages, ce qui permet de pallier a l'irrégularité des sorties selon les biotopes.

A fin d'atteindre ces objectifs, nous avons opté une collecte des phlébotomes dans une seul station (région d'El outaya) dans la wilaya de Biskra.

Ce site est choisi selon leur latitude et longitudes ainsi que par leur situation bioclimatique.

Ce sont également de zone reconnue comme étant de foyer historique de la leishmaniose (Izri et Belazzoug., 2007).

I.1. Matériel utilisés

I.1.1. Matériel non biologique : voir annexe 1.

I.1.2. Matériel biologique

Des phlébotomes collectés dans un abri d'animaux (vaches et moutons) dans la région d'El outaya, située à vingt cinq kilomètres au nord ouest de Biskra.

I.2. Méthodes utilisés

I.2.1. Sur terrain

Notre travail consiste à recenser durant la période allant de la mi-juin jusqu'à mi-juillet des phlébotomes présents dans la région d'El outaya.

A. Piégeage des phlébotomes

Pour notre collection des phlébotomes, nous avons utilisés des pièges lumineux de type CDC.

➤ Capture nocturne aux pièges lumineux de type CDC

- 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. Le tout est alimenté par quatre piles rondes de 1,5 Volt qui sont suffisantes pour assurer un fonctionnement efficace pendant la totalité de la nuit et prévenir ainsi la fuite des phlébotomes capturés en maintenant la ventilation (Fig.19).
- L'ensemble moteur-ventilateur-lampe se trouve à l'intérieur d'un cylindre transparent en matière plastique .La partie supérieure du cylindre est recouverte d'un grillage métallique empêchant la pénétration des insectes de grande taille. La partie inférieure est creusée d'une gorge destinée à l'ajustement de la cage de recueil.
- Une cage recouverte d'un tissu à mailles très serrées dont la partie supérieure vient s'adapter à l'aide d'un élastique à la partie inférieure du cylindre.
- Un couvercle métallique très aplati couvre le tout et protège l'appareil de la pluie



Figure 19 : Piège lumineux, type CDC installé dans un abri des animaux (photos originales).

- Les pièges CDC sont installés avant le coucher de soleil, durant une nuitée, au crépuscule, dans les abris des animaux (vaches et moutons) jusqu'à le matin tôt.
- Le lendemain, la cage est détachée et soigneusement fermée, alors que le moteur fonctionne toujours, en prenant soin d'éviter la fuite des insectes piégés.

- Les phlébotomes récupérés sont mis dans des sacs noirs, avec du papier imbibé d'eau pour garder l'humidité l'une des conditions favorables pour la survie des phlébotomes, après les transportés du terrain vers le laboratoire et d'éviter les secousses.

I.2.2. Dans l'insectarium

A. L'élevage de *Phlebotomus papatasi*

Pour réussir l'élevage de ces insectes, trois conditions indispensables doivent être réunies : une humidité constante (60% à 90%), une température variant de 25°C à 30°C et une obscurité presque complète.

a) Préparation des cages

Pour la collecte des phlébotomes adultes, nous avons utilisé des cages dont la dimension est de 30x30x30 cm, forme en cube, par l'utilisation de bois et le tulle dont la dimension est de 1 mm (Fig.20).

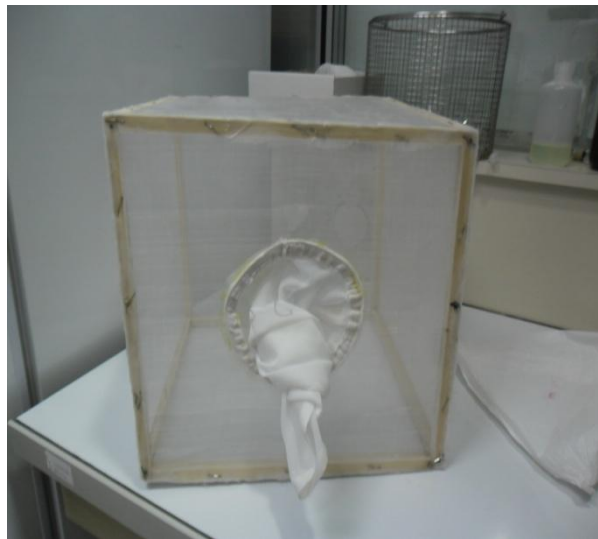


Figure 20 : Préparation des cages d'élevage (photos originales).

b) Préparation de la nourriture des larves

La technique de préparation de la nourriture est de celle de **Young et al (1981)**. Nous avons broyé des crottes de lapin séchées ainsi que la provende des souris de laboratoire. Ce dernier est un aliment composé de farine de blé et de soja. Nous avons recouvert le fond d'un bac de ce mélange 50% ,50% sur une d'épaisseur de quelques cm.

- Le contenu du bac est mis à sécher pendant 5 minutes, puis nous les avons placés dans le fermentateur à température ambiante. Dès que les champignons atteignent une fructification de 4cm de long. Le bac est enlevé et envelopper dans du journal et laisser sécher pendant 10 jours, au dernier jour, le contenu du bac est gratté et garder à 4 °C (Fig.21 A, B et C).



A) mélange des deux quantités. **B)** le bac dans le fermentateur. **C)** nourriture des larves.

Figure 21 : Préparation de la nourriture des larves (photos originales).

c) Préparation des pondoirs

Pour la collecte des œufs ,on a utilisé 2 types de pondoirs :

1)Les piluliers en verre : dont la dimension est de 3cm x 6cm, couvert à l'intérieur de papier wattman jusqu'à la base (Fig.22).



Figure 22 : Préparation des piluliers en verre (photo originale).

2) **Les boîtes en plastique** : dont la dimension est de 10cm x12cm, le fond et le couvercle des boîtes sont troués, couvert à l'intérieur avec du plâtre dont le socle est de 3cm et la paroi de 2 cm épaisseur (Fig.23A, B et C).



A) le fond et le couvercle des boîtes sont troués.

B) Les boîtes couvert à l'intérieur avec du plâtre

C) dessèchement les boîtes

Figure 23 : Préparation des boîtes en plastique à base du plâtre (**photos originales**).

d) La mise en élevages des femelles dans des cages

-Une fois dans laboratoire, les phlébotomes sont transférés des pièges vers les cages menées de jus sucré 10% comme source alimentaire , les phlébotomes femelle sont laisser se reposer entre 24h et 48h dans l'insectarium avec une température variante entre 26°C et 30°C, et une humidité entre 60% à 90% (Fig.24).



Figure 24 : La mise des phlébotomes adultes dans des cages, menées de jus sucré (**Photos originales**).

A.1. La conduite de l'élevage des femelles de *Phlebotomus papatasi*

1) dans les piluliers en verre : Chaque femelle a été mise dans des piluliers en verre séparément numérotés. Les piluliers sont couverts à l'intérieur du papier wattman imbibé d'eau distillé pour stimuler la ponte. Le pilulier couvert de tulle, avec un petit bout de coton imbibé de jus sucré (Fig. 25).

- Dès que les œufs sont pondus par les femelles destinées à la ponte, elles sont transférées à l'aide d'un pinceau très fin dans les boîtes, la femelle qui a pondu est récupérée pour son identification (espèce, vérification la présence ou l'absence d'ectoparasites).

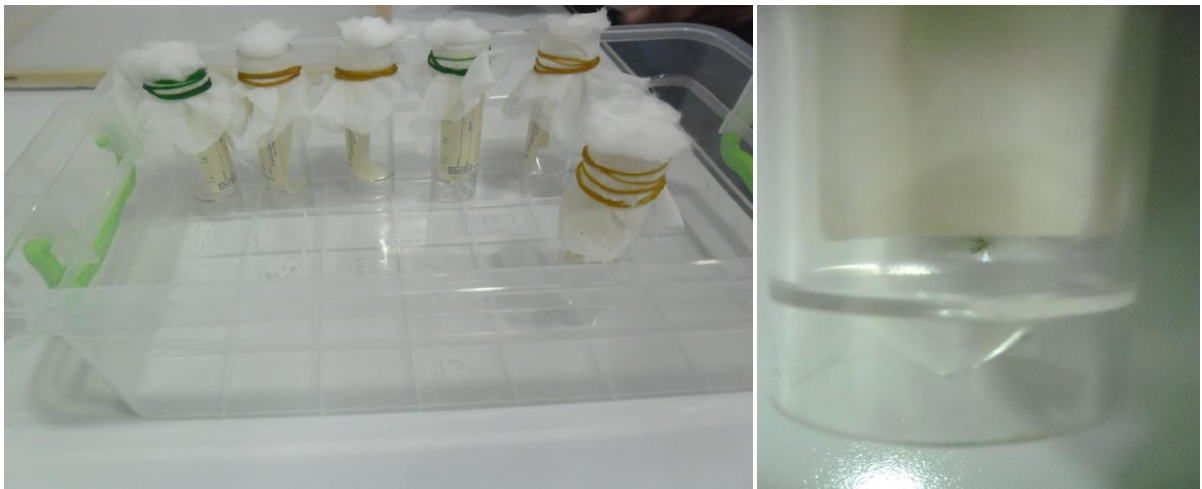


Figure 25 : La mise des femelles dans les piluliers en verre (**photos originales**).

2) La mise directement des femelles dans les boîtes en plastique : D'autres femelles sont placées directement dans des boîtes en plastique. L'intérieure des boîtes est couverte de plâtre. Nous avons tapissé l'intérieure avec du sable mouillé. La température varie entre (26°C à 30°C) et humidité entre (56% à 90%) (Fig.26).

- Après la ponte des œufs, les femelles qui ont pondus sont récupérées pour l'identification.



Figure 26 : La mise des femelles directement dans des boites en plastiques

(Photos originales).

A.2. Surveillance des pontes aux niveaux des piluliers et des pots (Vérification de la ponte)

La surveillance des pontes des femelles se fera chaque jour sous la loupe binoculaire LEIKA MZ12s (Fig. 27A et B).



A. transferts les œufs dans les pondoires.

B. Femelle de phlébotome entrain de pondre

Figure 27 : Vérification des pondoires sous la loupe binoculaire LEIKA MZ12s

(Photos originales).

A.3. Suivi de l'élevage des *Phlebotomus papatasi*

Le suivi de développement des œufs et des larves s'effectue chaque 2 jour, afin de vérifier les résultats obtenus pour chaque stade :

*Œufs : formation de la soie caudale (Fig.28).

*Larve (stade 1) : formation des 2 soies (Fig.29A).

*Larve (stade 2) : formation des 4 soies (Fig.29B).

*Larve (stade 3) : apparition de la plaque (Fig.29C).

*Larve (stade 4) : plaque dorsale bien visible dorsale (Fig.29D).

*Nymphe : formation de l'aspect de nymphe (Fig.30).

*Adulte : l'émergence par la formation de différente partie du corps (tête, thorax, abdomen, les pattes et les ailles) (Fig.31).

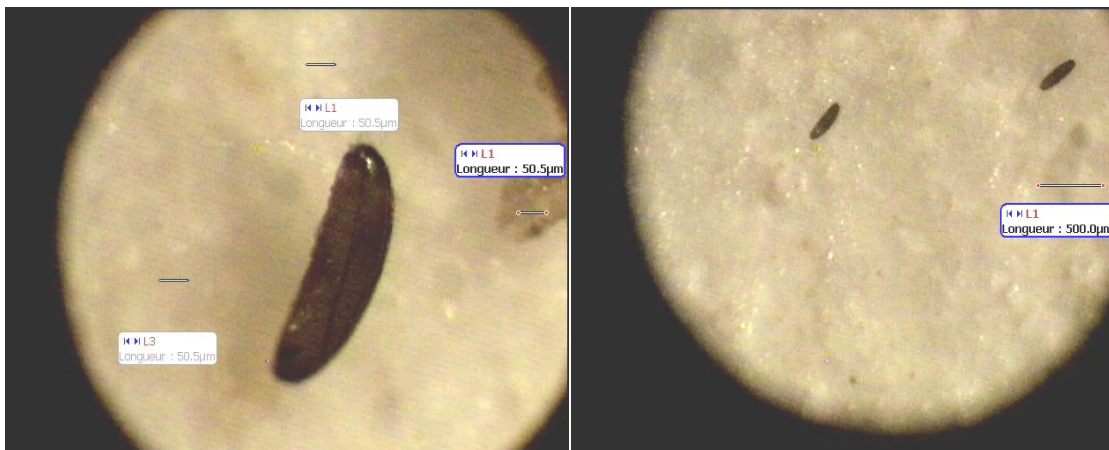
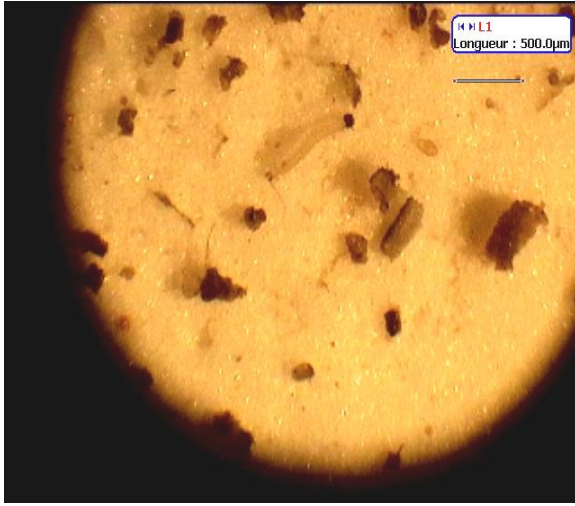


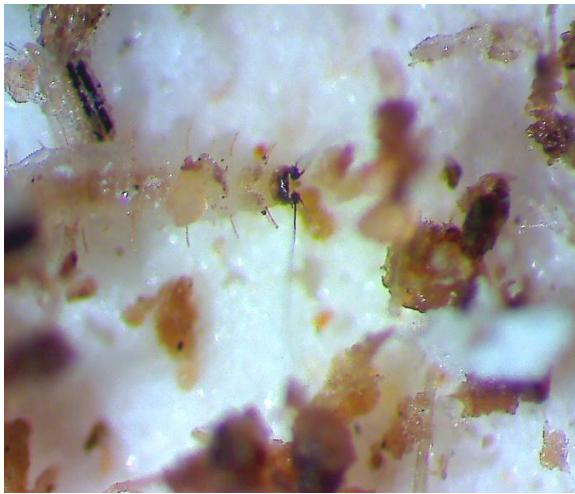
Figure 28: Œufs de phlébotome (photos originales).



A. Larve stade 1



B. Larve stade 2



C. Larve stade 3



D. Larve stade 4

Figure 29 : Les larves de phlébotome (photos originales).

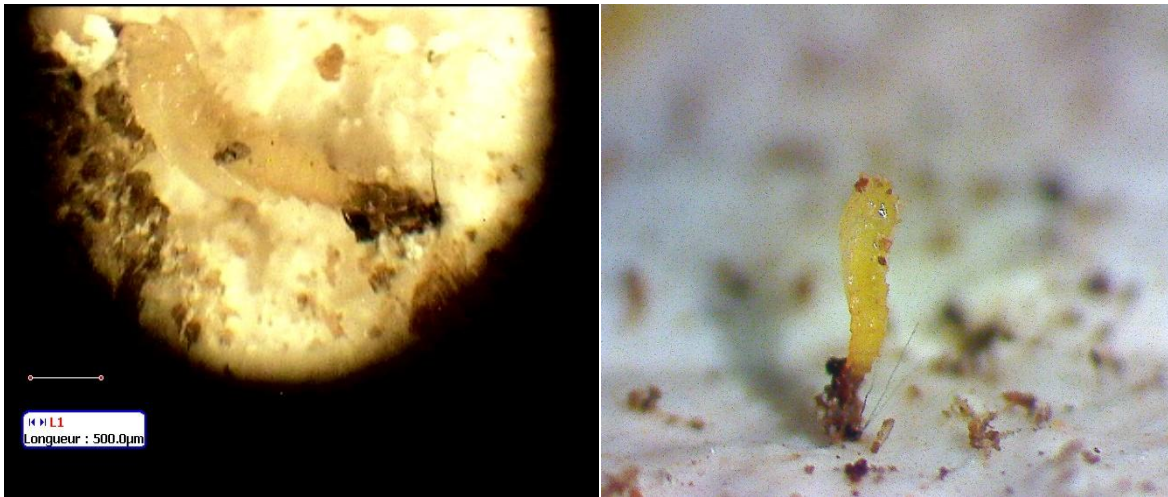


Figure 30 : Nymphe de phlébotome (**photos originales**).

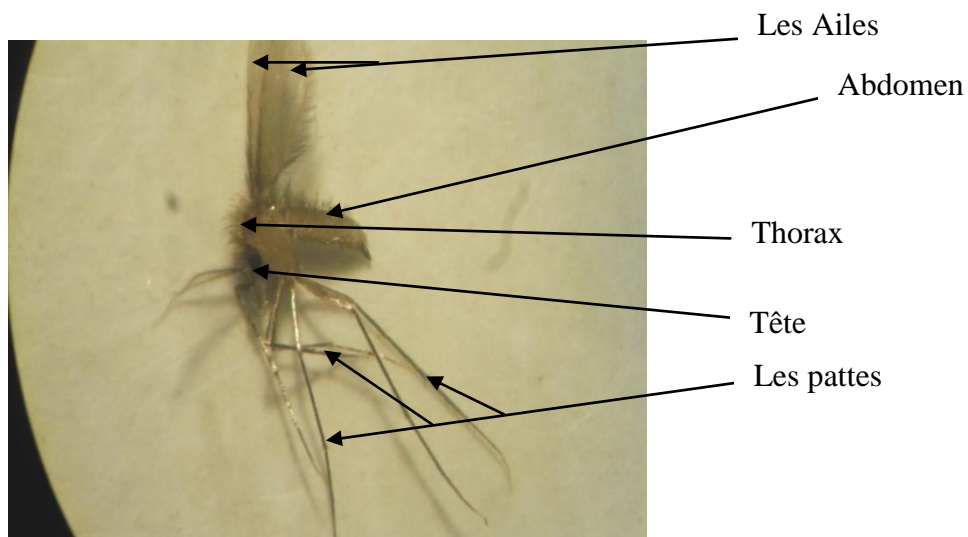


Figure 31 : Adulte de phlébotome femelle au moment de la ponte (**photo originale**).

A.4. Emergence des adultes de phlébotomes

-Une fois les phlébotomes arrivent aux derniers stades de leurs développement (stade nymphale) ,les pots sont mises dans une cage pour l'émergence des adultes (F_1), les mâles et les femelles sont comptés et mise dans une cage, mené de jus sucré (Fig.32) .



Figure 32 : La mise des pots dans des cages pour l'émergence des adultes

(Photos originales).

A.5. Gorgement des phlébotomes femelle de la deuxième génération F₁

- 3 à 5 jours post émergence, un repas de sang est fourni aux femelles dans les mêmes conditions de température et d'humidité (26°C à 30°C, 56% à 90%). Nous introduisons dans la cage une souris anesthésiée par voie intramusculaire par un mélange d'un anesthésiant et un myorelaxant (ketamile 50mg/ml, acepromazine maleate 20mg/ml) à raison de (0,2ml/kg ,10mg/0,5ml) (Fig.33). L'anesthésiant (kétamile) a été injecté à un volume de 0,03ml et le myorelaxant (acepromazine maleate) à 0,01ml.

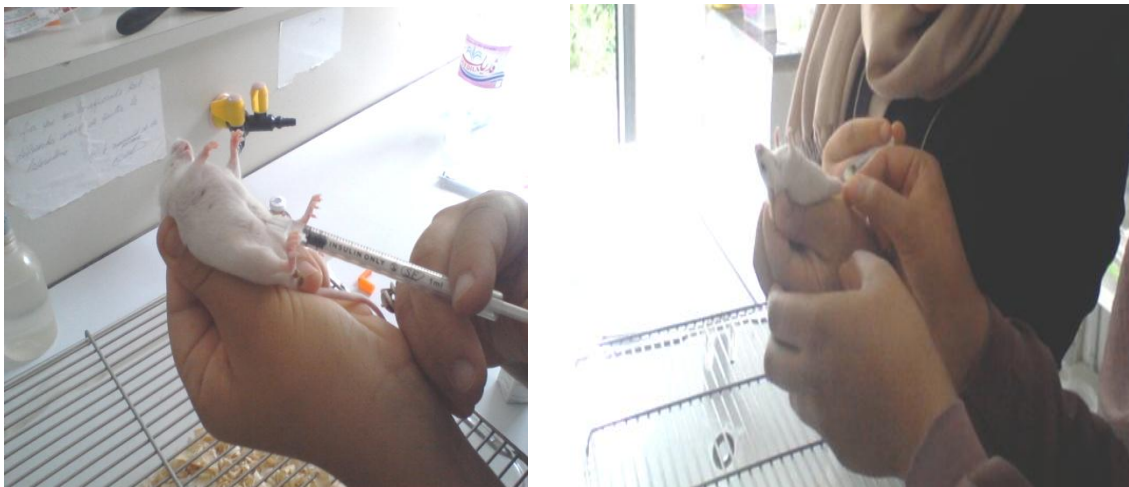


Figure 33 : Anesthésie des souris pour le gorgement des femelles **(photos originales).**

- Les souris sont placées dans la cage à phlébotomes pendant 1h -1:30h (Fig.34).



Figure 34 : Gorgement des femelles par des souris anesthésié dans la cage (photos originales)

* 6 fois d'essais de gorgement des phlébotomes par une souris anesthésiée.

- Un deuxième tentative a été réalisé avec une mérione anesthésié par un anesthésiant et un myorelaxant (ketamile 50mg/ml, acepromazine maleate 20mg/ml) à raison de (0,2ml/kg ,10mg/0,5ml), Ce rat a été introduit comme un 2^{ème} réservoir pour le gorgement des femelles(Fig.35).

Donc la quantité nécessaire (X) de :

1) l'anesthésiant (kétamile) injecté est 20 unités par apport aux 100 unités dans 1ml de produit utilisé donc :

$$X=0,2\text{ml}$$

2) Le myorelaxant (acepromazine maleate) injecté est 2,5 unités par apport aux 100 unités dans 1 ml donc :

$$X=0,025\text{ml}$$



Figure 35 : Anesthésie du mérion pour le gorgement des femelles (**photos originales**).

- Une fois les femelles gorgés, sont laissés reposés 3 jours pour la digestion de repas de sang (Fig.36).



Figure 36 : Femelle gorgé observé sous la loupe binoculaire (**photo originale**).

- Les femelles sont Transférées dans des pendoirs individuels numérotés.
- Le suivi de développement des œufs de la deuxième génération (F_1), est réalisé de la même méthode que la (F_0) : génération mère.

A.6. Conservation des phlébotomes

- Les spécimens récoltés morts par les pièges lumineux, type CDC du terrain sont transportés vers le laboratoire et sont conservés dans l'alcool à 70% dans des eppendorfs (Fig.37).



Figure 37 : Conservation des phlébotomes (**photo originale**).

II. Traitement des échantillons et identification morphologique

- L'identification morphologique des phlébotomes nécessite un traitement préalable puis un montage temporaire ou définitif selon l'objectif de l'étude.

II.1. Eclaircissement et montage des phlébotomes morts récoltés du terrain

- **Eclaircissement :** les phlébotomes sont versés dans une coupelle de cristal munie d'un couvercle dans laquelle s'effectueront les manipulations (**Abonnenc, 1972**).

L'alcool est soutiré à l'aide d'une poire gradué munie d'un morceau de tissu filtrant, afin d'éviter l'aspiration des phlébotomes.

*Plusieurs bains sont ensuite effectués :

- Un bain dans la solution de potasse (KOH) à 20% pendant 2 heures.
 - 03 bains de 15 minutes chacun, dans de l'eau de robinet.
 - un bain dans la solution de Marc-André (annexe 2) durant 1 heure de temps au minimum (ou une nuit).
- **Montage :** le montage des phlébotomes est réalisé sous loupe binoculaire .Après éclaircissement, chaque phlébotome est monté directement entre lame et lamelle, dans une goutte de Marc-André à l'aide de deux aiguilles.

- Le phlébotome est déposé en position latérale dans une goutte du milieu de montage. La tête est détachée du reste du corps à l'aide de fines aiguilles. Elles sont ensuite orientées face ventrale afin de rendre plus aisée l'observation des armatures cibariale et pharyngienne. Les pattes sont soigneusement étalées du côté ventral et les ailes du côté dorsal. Pour les mâles, l'armature génitale est disposée selon son orientation. Pour les femelles la dissection du génitalia est parfois nécessaire pour dégager certaines structures internes utilisées pour la diagnose spécifique (Léger *et al*, 1983).

Cette dissection s'effectue dans le milieu de montage sous loupe binoculaire. Une fois la tête coupée, on maintient le thorax à l'aide d'une fine aiguille et on coupe l'abdomen au niveau de l'avant dernier segment. On dégage la force avec les spèrmathèques, en se débarrassant des téguments et des tissus qui l'entourent.

La préparation est ensuite recouverte d'une lamelle. Une légère pression permet de mettre les tissus à observer à plat, position la plus favorable à l'observation microscopique.



A. Bain dans la (KOH) **B.** Rincage par l'eau de robenit **C.** Bain dans le Marc-André



D. Les spécimens éclaircissés **E.** Montage **F.** Spécimens préparés

Figure 38 : Eclaircissement et montage des phlébotomes capturés par pièges lumineux, type CDC (photos originales).

- **Dissection des femelles d'élevage qui ont pondus**

Le montage de ces femelles est aussi réalisé sous loupe binoculaire, cependant chaque femelle est placée sur une lame au dessus d'une pochette de glace pour éviter toute dénaturation des protéines. La dissection est réalisée à l'aide de deux aiguilles. Les spermathèques des femelles (du 8^{ème} au 10^{ème} segment de l'abdomen) et la tête sont extraits et placés entre lame et lamelle.

II.2. Identification des spécimens

Chaque spécimen est identifié d'après les critères d'identification habituels (**Abonnenc, 1972**) et de (**Dedet et al, 1984**).

- Pour les phlébotomes mâles : morphologie externe de l'appareil génital et si nécessaire, anatomie de l'armature cibarial (*Sergentomyia*) ou pharyngienne (*Phlebotomus*).
- Pour les phlébotomes femelles : anatomie des spermathèques, de l'armature cibariale et pharyngienne.

❖ Deux clés d'identifications des espèces de phlébotomes capturées ont été utilisées:

- Pour l'identification des mâles et des femelles *Phlebotomus papatasi* appartenant au sous genre *Phlebotomus* nous avons utilisés les critères d'identification de **Scopoli, (1786)**
- Pour l'identification de sous genre *Sergentomyia*, nous avons utilisés les critères selon **França et Parrot(1920)**.

D'après ces clés, l'identification morphologique de ces spécimens a révélé la présence de 3 espèces. Il s'agit de :

- *Phlebotomus papatasi* du sous genre *Phlebotomus* (**Scopoli, 1786**),
- *Sergentomyia minuta* (**Adler et Theodor, 1927**)
- *Sergentomyia fallax* (**Parrot, 1921**) du genre *Sergentomyia*.

II.2.1. Les principaux critères utilisés dans l'identification des espèces capturées

A. Identification de sous genre *Phlebotomus papatasi*

Pour ce sous genre les critères utilisés sont :

- **Pour le mâle**
 - Le génitalia est très développé : la longueur du coxite et du style réunis dépassent la longueur du thorax.

- Le style, long et grêle, porte cinq épines trapues ; trois apicales et deux sub-terminales plus proches l'une de l'autre que des trois premières.
 - Le coxite, présente à sa base un petit lobe garni de quelques soies courtes et dans sa partie subterminale une douzaine de soies longues bien différenciées.
 - Le paramère, élément caractéristique du sous-genre, est composé de trois lobes :
 - le lobe ventral court portant souvent à son extrémité distale une petite épine.
 - le lobe médian, digitiforme, plus court que le lobe ventral.
 - le lobe dorsal, plus long, nettement arqué et couvert de soies sur sa concavité.
- * Le lobe latéral porte à son extrémité distale deux courtes épines apicales spatulées.

- **Pour la femelle**

- Les spermathèques sont annelés (six à dix segments) sans col.
- le pharynx orné de denticules larges sur les bords et plus petits au milieu, et le pharynx postérieur est armé d'une plage de dents écailleuses irrégulières dans leur forme et leur implantation.

B. Les principaux critères d'identification du genre *Sergentomyia*

B.1. Le sous genre *Sergentomyia minuta*

Pour ce sous genre les critères utilisés sont :

- **Pour le mâle** (voire annexe 3) :
 - Le style, trapu est pourvu de quatre épines terminales groupées et d'une soie non caduque insérée à l'union des deux tiers proximaux et du tiers apical.
 - L'edeage court et robuste, se termine en doigt de gant.
- **Pour la femelle** (voire annexe 3) :

Elle possède une spermathèque tubulaire entièrement lisse, à réservoir indifférencié. La cavité buccale est ornée d'une plage pigmentée ovalaire et d'une rangée transversale de 64 à 83 dents disposées selon un axe rectiligne ou légèrement concave vers l'arrière.

B.2. Le sous genre *Sergentomyia fallax*

Les principaux critères utilisés dans l'identification de ce genre sont :

- **Pour le mâle** (voire annexe 3) :

- Le style typiquement long et fin, porte 4 épines terminales et une soie interne insérée presque au même niveau que les épines.
- la valve pénienne digitiforme, est légèrement renflée vers l'extrémité distale.
- le cibarium armé possède 15 à 18 dents aiguës, les médianes sont un peu plus courtes que les latérales et disposées suivant un arc de cercle assez fortement concave vers l'arrière. En avant et de chaque côté de ces dents principales, certains exemplaires montrent de très petites denticulations en nombre variable et plus ou moins régulière dans leur disposition. Présence d'une plage pigmentée brune plus ou moins ronde, parfois absente.
- le pharynx présente de nombreux replis obliques d'avant en arrière avec de fines punctuations peu nombreuses de l'extérieur vers l'intérieur.

- **Pour la femelle** (voire annexe 3) :

- le 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. Il présente une plage pigmentée brune, ronde ou ovale.
- pharynx postérieur est bilobé, 5 fois plus large en arrière qu'en avant. Typiquement cordiforme, pourvu vers l'arrière de 2 types de denticulation: les dents postérieures sont courtes et punctiformes et les dents antérieures fines et effilées.
- les spermatozoaires tubulaires ont une paroi lisse, à extrémité recourbée et dirigée vers l'arrière. Les canaux individuels se réunissent dans un canal commun assez long.

III. Evaluation et estimation des résultats par des indices écologiques et statistiques

Pour mieux exploiter ces résultats, nous avons effectué des analyses de la distribution d'abondance et utilisé des indices écologiques notamment celle de la diversité.

III.1. Indices écologiques de compositions

Les indices écologiques de composition appliqués sont présentés par la richesse spécifique totale et moyenne, la fréquence centésimale ou l'abondance relative et la fréquence d'occurrence.

A. La richesse spécifique (RS)

La richesse spécifique est l'ensemble des espèces que comporte un peuplement considéré dans un écosystème donné (**Ramade, 1984**), **S** est le nombre des espèces obtenu à partir du nombre total des relevés. La richesse spécifique est une notion relative, elle augmente avec la surface échantillonnée, puis elle atteint un plateau.

B. L'abondance relative (AR%)

L'abondance relative des espèces dans un peuplement ou dans un échantillon caractérise la diversité faunistique d'un milieu donné (**Fontier, 1983**).

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

AR% est l'abondance relative des espèces d'un peuplement.

ni est le nombre des individus de l'espèce *i* prise en considération.

N est le nombre total des individus toutes espèces confondues.

C. Evaluations de la fertilité des femelles en captivités

Le nombre d'œufs déposés par femelle a été noté, chaque jour. La somme des œufs pondus par femelle a été faite. La date de la dernière ponte a été relevée, le taux de fertilité des femelles (**Tfi**) est donné par la formule suivante :

$$Tfi = \frac{\sum tifi}{\sum fi}$$

fi : effectif femelles

$$ti = \frac{\text{Nombre d'œufs éclos}}{\text{Nombre d'œufs pondus}}$$

D. Le sexe ration

Le sex-ratio a été calculée pour les descendants de chaque femelle, suivant la formule :

$$\text{Sexe ratio} = \frac{\text{Nombre de mâles}}{\text{Nombre de femelles}}$$

CHAPITRE IV : RESULTATS

🚩 Résultats

I. Identifications des principales espèces de phlébotomes récoltés dans la région d'El outaya (Biskra)

I.1. Résultats

L'utilisation de la technique de piégeage par piège lumineux type CDC dans le site de capture de *Phlebotomus papatasi* à d'El outaya wilaya de Biskra, nous a permis de collecter 151 phlébotomes.

A. Identification de sous genre *Phlebotomus papatasi*

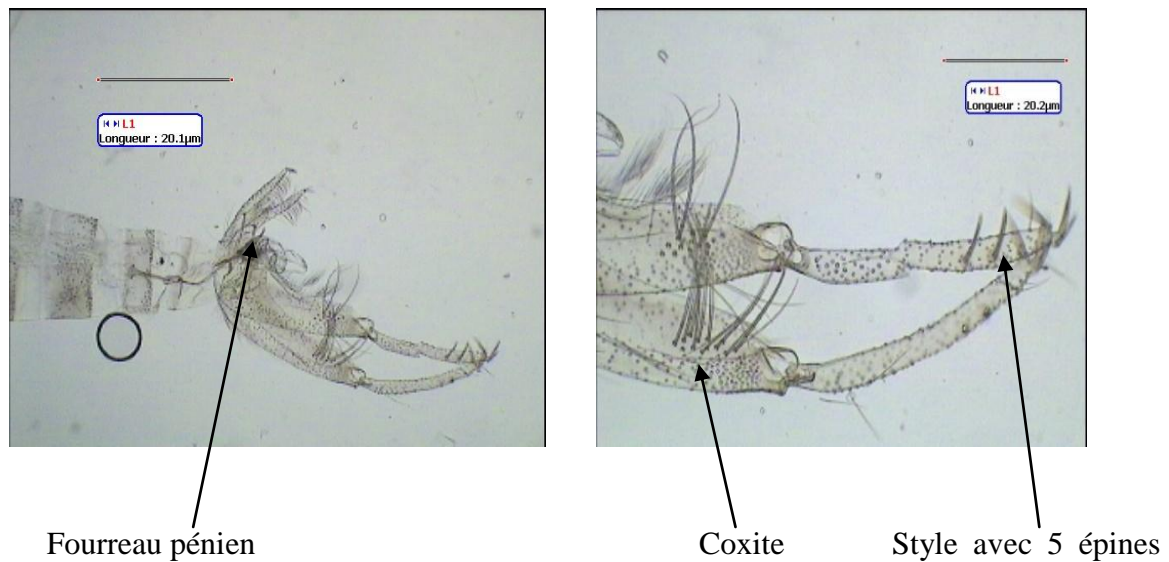
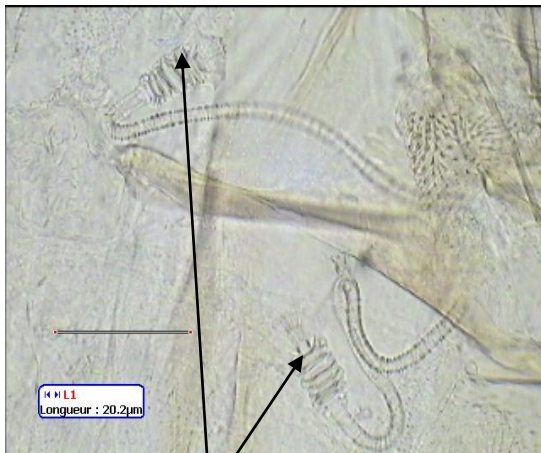
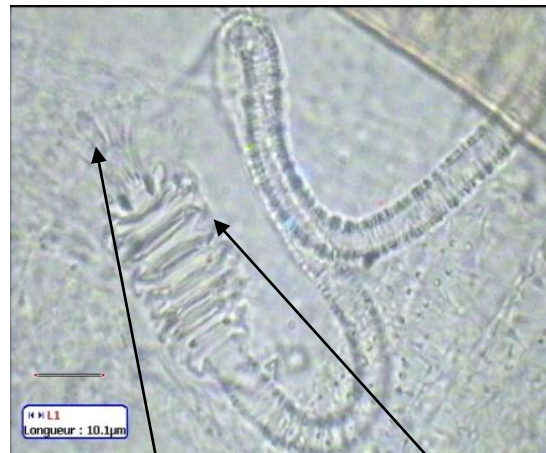


Figure 39 : Critères d'identification de *P. papatasi* mâle (Grx400 : photos originales).



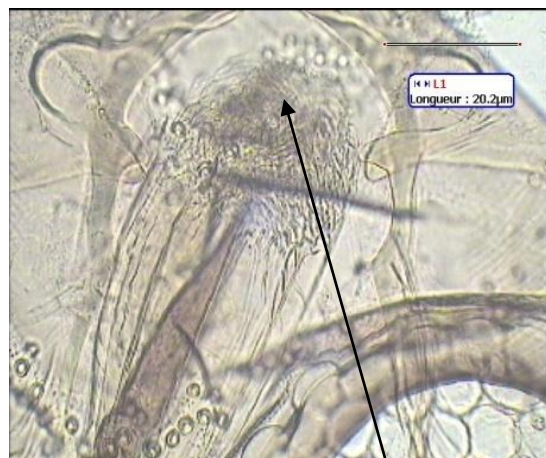
Les deux spèrmathèques



Tête de spèrmathèque Corps segmenté



Tête d'une femelle de Phlébotomus papatasi



le pharynx

Figure 40 : Critères d'identification de *P. papatasi* femelle (Grx400 : photos originales).

B. Identification du genre *Sergentomyia*

B.1. Le sous genre *Sergentomyia minuta* (voire annexe 3).

B.2. Le sous genre *Sergentomyia fallax* (voire annexe 3).

II. Collecte et dénombrement des phlébotomes dans la région d'El outaya (Biskra)

II.1. Evaluation des effectifs récoltés des phlébotomes morts et vivants dans la région d'El outaya (Biskra)

II.1.1. Résultats

L'utilisation des pièges lumineux (CDC) à l'intérieur d'abris d'animaux (étable) nous a permis de capturer 151 phlébotomes morts et vivants dans la région d'El outaya. Les résultats des espèces capturées et identifiées sont rapportés dans le tableau (VIII) :

Tableau VIII : Identification et dénombrement des phlébotomes (morts et vivants) capturés dans la région d'El outaya (Biskra).

Espèce /sexe		Nombre des Phlébotomes (morts et vivants) capturés par piège (CDC)		
		M	F	S/total
Sous genre <i>Phlebotomus</i>	<i>Phlebotomus papatasi</i>	73	68	141
Sous genre <i>Sergentomyia</i>	<i>Sergentomyia.minuta</i>	5	3	8
	<i>Sergentomyia.fallax</i>	2	0	2
Total des effectifs		80	71	151

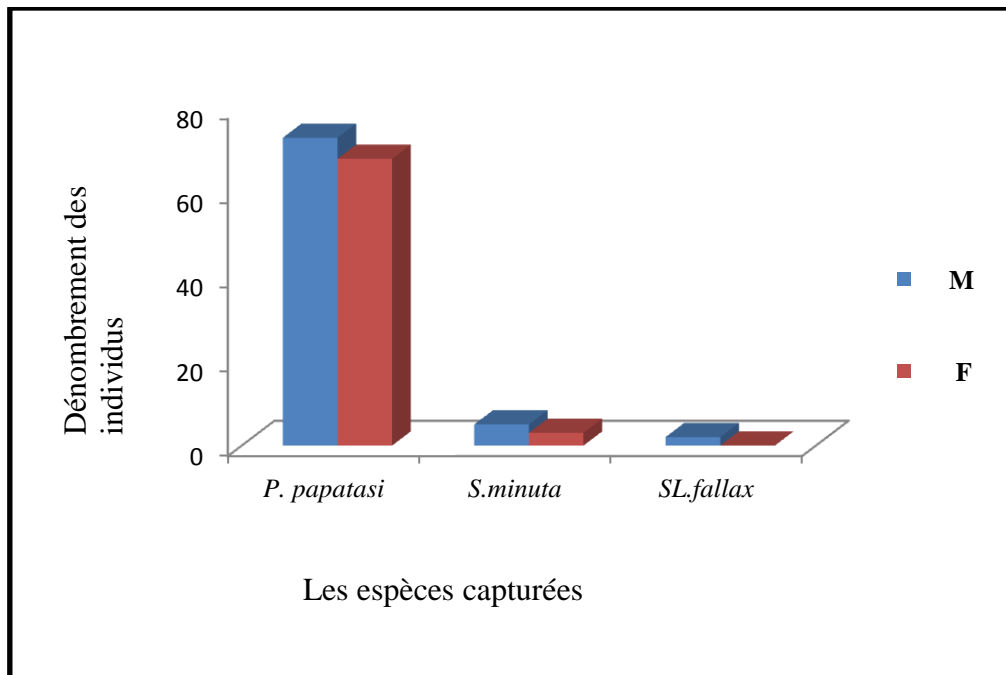


Figure 41 : Présentation graphique de la distribution de différentes espèces de phlébotomes collectés (morts et vivants) dans la zone d'étude.

II.1.2. Interprétation

D'après le tableau (VIII) et la présentation graphique de la distribution de différentes espèces de phlébotomes collectés (morts et vivants) dans la zone d'étude, nous notons la présence de 03 espèces, il s'agit de *Phlebotomus papatasi* du sous genre *Phlebotomus* et de *Sergentomyia minuta* et *Sergentomyia fallax* du genre *Sergentomyia*. Nous remarquons aussi que *Phlebotomus papatasi* présente une dominance marquée des mâles par rapport aux femelles avec un nombre de 73 et 68 individus respectivement. Concernant le sous genre *Sergentomyia minuta* et *Sergentomyia fallax*, ces dernières sont présentes dans la région avec un nombre d'individus faibles par rapport au *Phlebotomus papatasi*.

II.2. Evaluation de quelques indices écologiques sur les espèces de phlébotomes récoltées.

II.2.1. Le sexe ratio

A. Résultats

Tableau IX : Evaluation du sexe ratio des espèces capturées.

Nombre d'espèces	Nombre des mâles	Nombre des femelles	Sexe ratio
<i>Phlebotomus papatasi</i>	73	68	1,07
<i>Sergentomyia minuta</i>	5	3	1,66
<i>Sergentomyia fallax</i>	2	0	0

B. Interprétation

D'après le tableau IX et la présentation graphique de sexe ratio des phlébotomes capturés (morts et vivants) dans la zone d'étude, nous remarquons que le sexe ratio de sous genre *Phlebotomus papatasi* est faible par rapport au sous genre *Sergentomyia minuta*. En effet chez cette dernière nous avons capturé au tant de mâle que de femelle le sexe ratio est de 1,66 Cependant pour *Phlebotomus papatasi* nous avons échantillonné plus de mâle que de femelle.

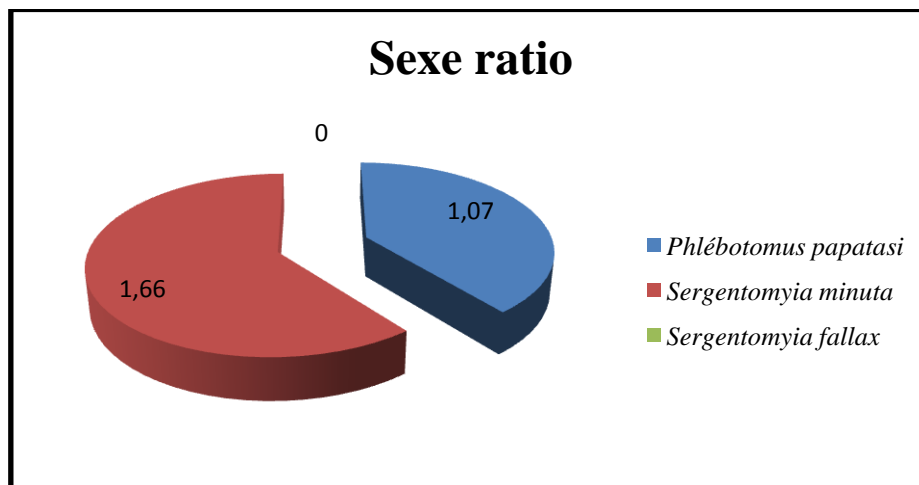


Figure 42 : Présentation graphique de sexe ratio des phlébotomes capturés (morts et vivants) dans la zone d'étude.

II.3. Dénombrement des phlébotomes vivants et des phlébotomes morts capturés dans la région d'El outaya (Biskra)

II.3.1. Résultats

Les phlébotomes capturés sont récupérés dans des sacs noirs, et transportés au laboratoire, les résultats concernant les phlébotomes récupérés vivants sont détaillés dans le tableau X, et les phlébotomes morts détaillés dans le tableau XI :

Tableau X : Distribution des phlébotomes vivants collectés par piège CDC dans la région d'El outaya (Biskra) durant la période de mois de juillet 2015.

Espèce /sexe		Nombre de Phlébotomes collectés vivants		
		M	F	Total
Sous genre <i>Phlebotomus</i>	<i>Phlebotomus papatasi</i>	43	38	81
Sous genre <i>Sergentomyia</i>	<i>Sergentomyia.minuta</i>	0	0	0
	<i>Sergentomyia.fallax</i>	0	0	0
Total des effectifs		43	38	81

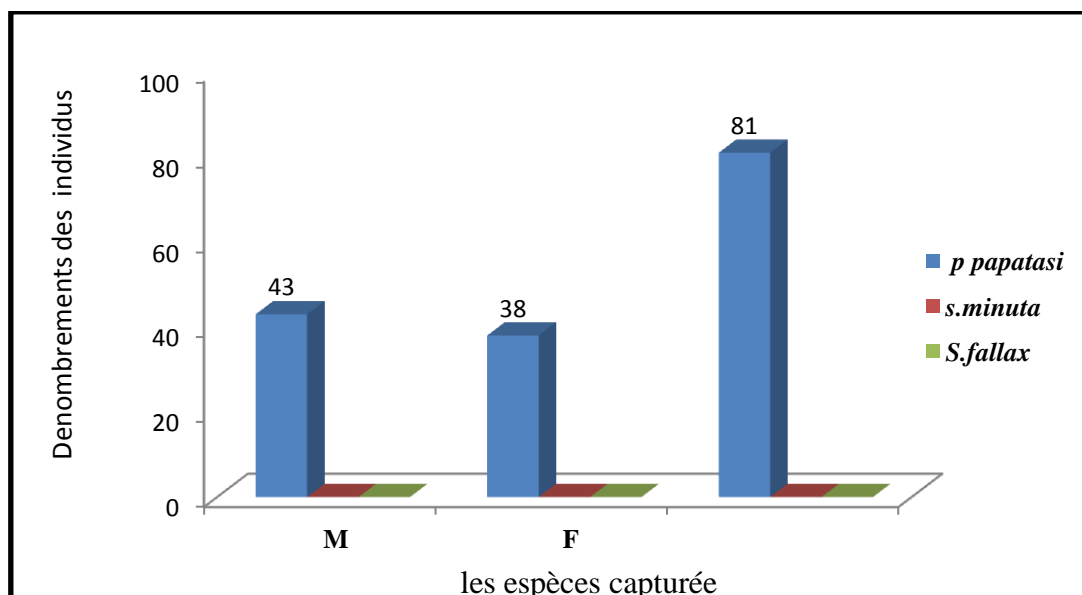


Figure 43 : Présentation graphique de la distribution de différentes espèces de phlébotomes collectés (vivants) dans la zone d'étude.

II.3.2. Interprétation

D'après le tableau (X) et la Présentation graphique de la distribution de différentes espèces de phlébotomes collectés (vivants) dans la zone d'étude, nous notons une dominance marquée des mâles *Phlebotomus papatasi* du sous genre *Phlebotomus* vivants avec un nombre de 43 individus par rapport aux femelles avec un total de 38 individus. Concernant le sous genre *Sergentomyia minuta* et *Sergentomyia fallax* sont tous morts.

Tableau XI : Distribution des phlébotomes morts collectés par piège CDC dans la région d'El outaya (Biskra).

Espèce /sexe		Nombre de Phlébotomes collectés morts		
		M	F	Total
Sous genre <i>Phlebotomus</i>	<i>Phlebotomus papatasi</i>	30	30	60
Sous genre <i>Sergentomyia</i>	<i>Sergentomyia.minuta</i>	5	3	8
	<i>Sergentomyia.fallax</i>	2	0	2
Total des effectifs		37	33	70

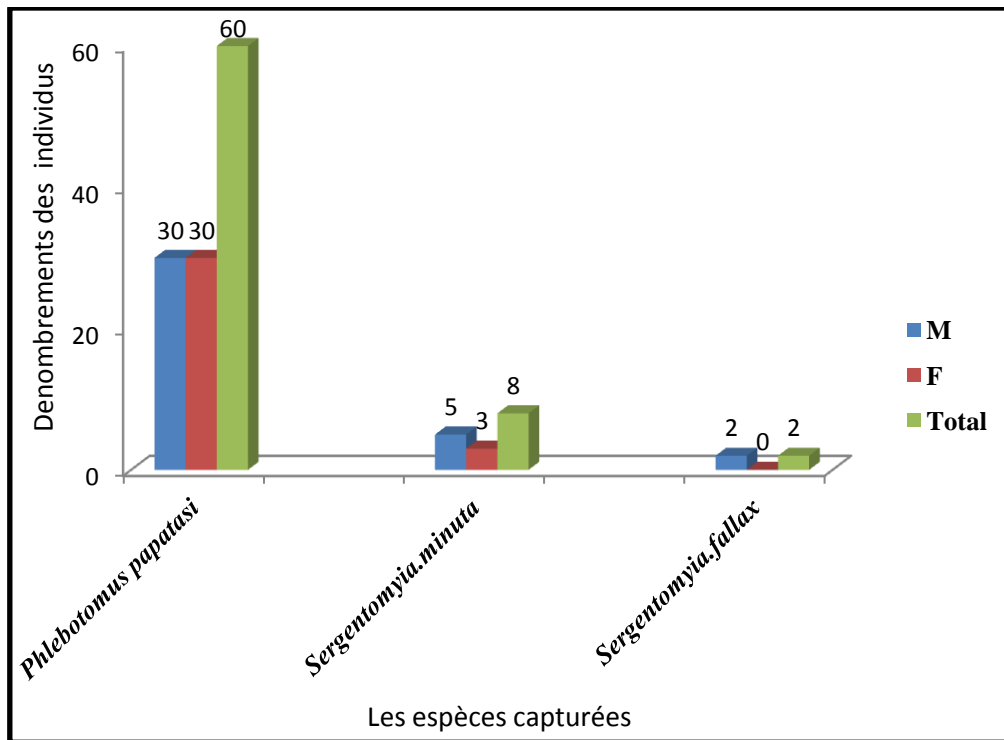


Figure 44 : Présentation graphique de la distribution de différentes espèces de phlébotomes collectés (morts) dans la zone d'étude.

II.3.2. Interprétation

D'après le tableau (XI) et la Présentation graphique de la distribution de différentes espèces de phlébotomes collectés (morts) dans la zone d'étude, nous notons une mortalité des mâles que des femelles de sous genre de *Phlebotomus papatasi* du sous genre *Phlebotomus* morts, avec un total de 60 individus. Concernant le sous genre *Sergentomyia minuta* et *Sergentomyia fallax* sont tous morts, pour les mâles et pour les femelles.

II.4. Evaluation et estimation des indices écologiques

II.4.1. Résultats des indices écologiques utilisés

A. La richesse spécifique (RS):

Au cours de la réalisation de notre prélèvement au mois de juillet, 03 espèces ont été capturés, donc la richesse spécifique (RS)=0.33 ou 33% pour les 3 espèces collectées. Pour cela la richesse est moyennement faible.

B. L'abondance relative (AR%) :

Les résultats obtenus de l'AR, sont représentés dans le tableau XII suivant :

Tableau XII: L'abondance relative des différentes espèces capturées dans la zone d'étude.

Nombre d'espèces	Total (ni)	Total (N) confondu	AR%
<i>Phlebotomus papatasi</i>	141	151	93,4
<i>Sergentomyia minuta</i>	8	151	5,6
<i>Sergentomyia fallax</i>	2	151	1,4

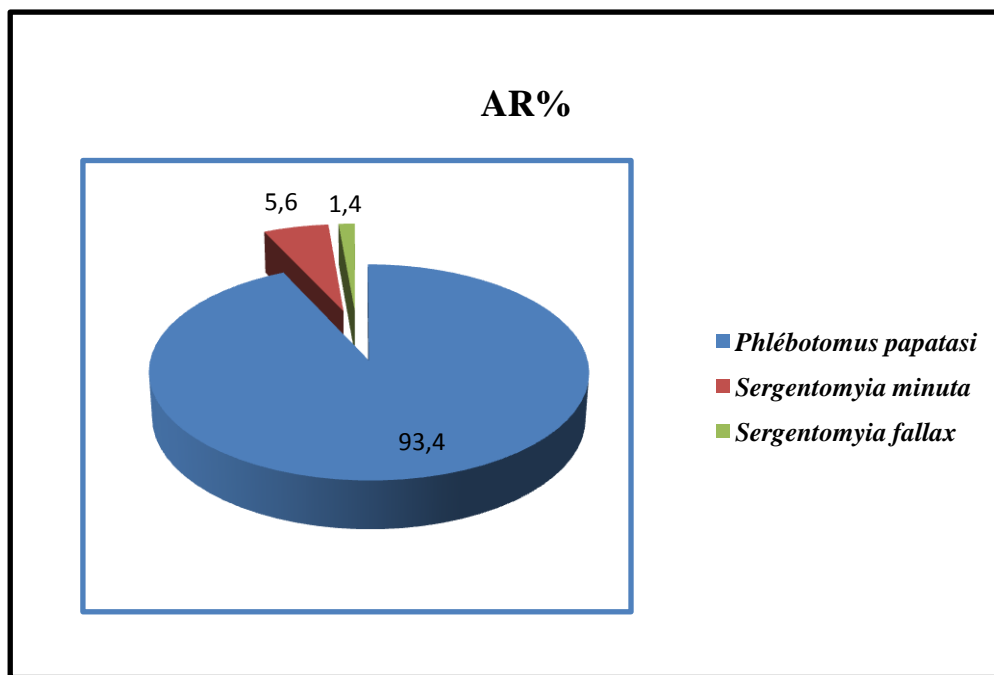


Figure 45 : Présentation graphique d'abondance relative des 03 espèces capturées dans la zone d'étude.

II.4.2. Interprétation

D'après le tableau XII et la présentation graphique d'abondance relative des 03 espèces capturées dans la zone d'étude , nous notons que *Phlebotomus papatasi* est l'espèce la plus abondante dans la région d'El outaya avec une abondance relative AR% égale à 93.4%, suivi par *S.minuta* de 5,6%, et *S.fallax* de 1,4%.

III. La mise en place d'un élevage de *Phlebotomus papatasi*

III.1. Suivi du développement de la génération parentale F₀

III.1.1. Résultats

* Les 38 femelles vivantes sur les 68 sont mises directement dans des piluliers en vers, dont tout les conditions de l'élevage sont réalisés (température, humidité, obscurité) pour la stimulation de la ponte dans l'insectarium.

- Sur les 38 femelles placées en élevage, 09 femelles ont pondus.

- Nous avons rencontré un problème lors du développement des œufs dans les pots .En effet 6 pots parmi les 9 ont été contaminé par un champignon *Penicillium. sp* qui a envahit les pots (4, 5, 6, 7, 8 et 9). Les œufs ont été détruits avant l'éclosion (Fig.46). Nous avons aussi observé au cours d'identification des spécimens récoltés la présence des acariens de l'espèce *Ledermuelleria dyemkoumai* (Fig.47).

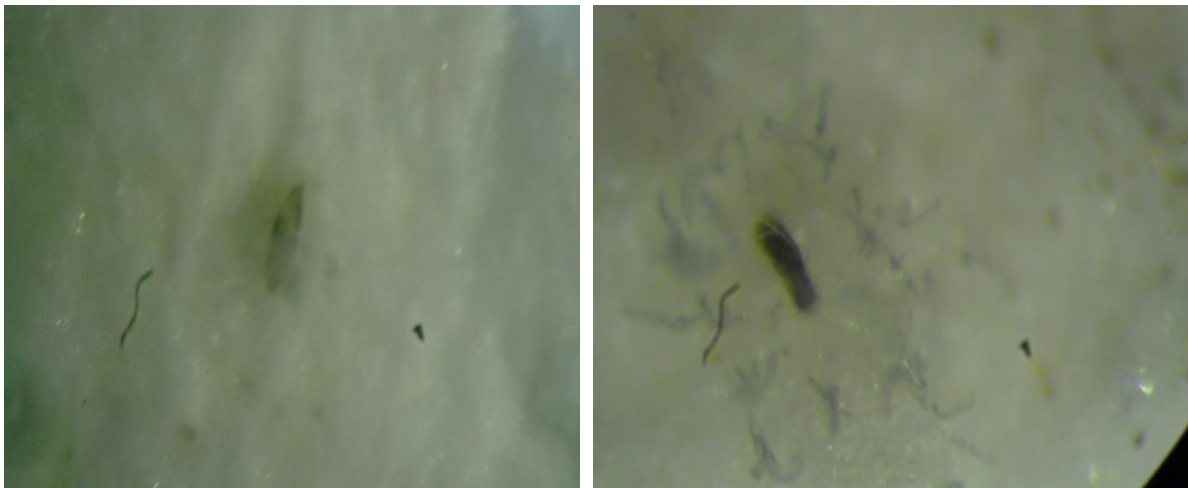


Figure 46 : Présence des champignons *Penicillium. sp* sur les œufs (photos Originales)

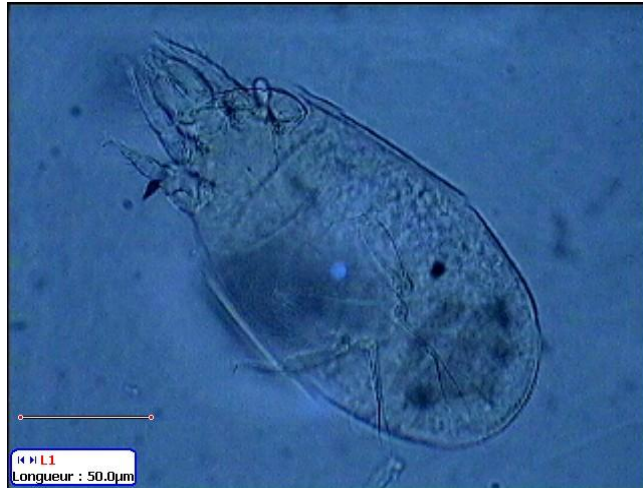


Figure 47 : l'acarien de l'espèce *Ledermuelleria dyemkoumai* (photo Originale).

III.2. Suivre de l'émergence des adultes

III.2.1. Résultats

* Le développement de l'œuf de *Ph. papatasi* jusqu'au stade adulte dure environ un mois. Les mâles émergents les premiers suivis par les femelles, deux jours après. Les résultats de l'élevage des phlébotomes de la première génération sont détaillés dans le tableau XIII :

Tableau XIII : Dénombrement des individus des pots du *Phlebotomus papatasi*.

Femelles/émergence	Œufs	mâle	femelle	Adulte
Pot n°1	32	1	0	1
Pot n°2	22	2	4	6
Pot n°3	59	13	8	21
Pot n°4	24	00	00	00
Pot n°5	25	00	00	00
Pot n°6	11	00	00	00
Pot n°7	10	00	00	00
Pot n°8	3	00	00	00
Pot n°9	11	00	00	00
Total	197	16	12	28
La moyenne		16/197=0,08	12/197=0,06	28/197=0,14

Présence de champignon sur les œufs donc tout sont détruits avant leur Éclosion.

III.2.2. Interprétation

D'après le tableau (XIII), nous notons que le nombre des œufs pondus au pot n°1 est égal à 32, et le nombre d'émergence du mâle est égal à 1, pas de femelles éclos. Le pot n°2, le nombre des œufs est de 22, émergence de deux mâles et 4 femelles. Le pot n°3 a donné 13 mâles et 8 femelles. Le reste des pots absence totale d'émergence du à leurs contaminations par le champignon.

III.3. Estimation du sexe ratio et la fertilité des individus émergés

III.3.1. La fertilité

A. Résultat

Les résultats de la fertilité des pots non infestés sont présentés dans le tableau XIV suivant :

Tableau XIV : La fertilité des œufs pour les pots (1, 2, 3).

	Nombre des œufs	Nombre des adultes	Fertilité
Pot n°1	32	1	0,03
Pot n°2	22	6	0,27
Pot n°3	59	21	0,35

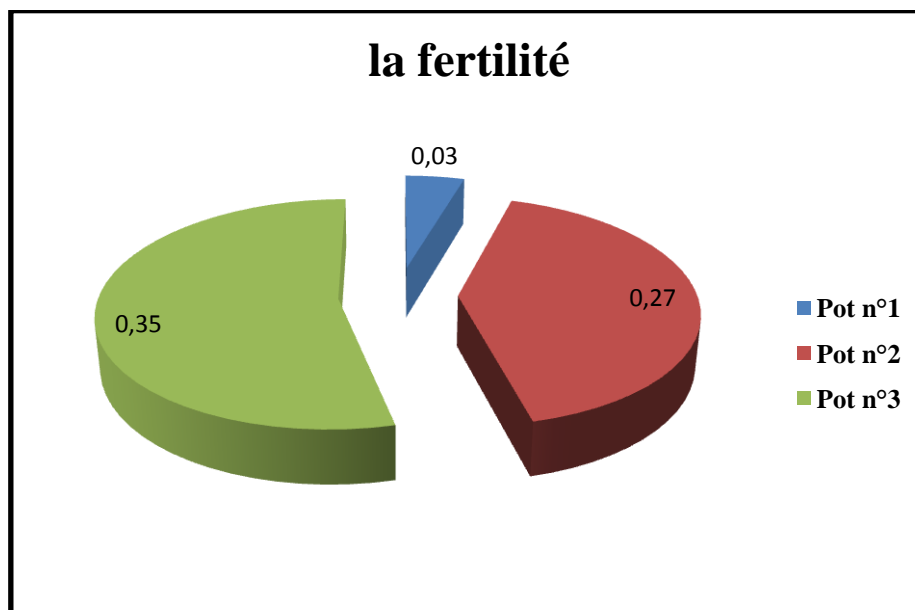


Figure 48 : Représentation graphique de la fertilité des œufs de *Phlebotomus papatasi* des pots (1, 2, 3).

B. Interprétation

D'après le tableau XIV et la présentation graphique les œufs du pot n°3 sont les plus fertiles, 35% des œufs qui ont donnés des adultes des deux sexes (male et femelle), suivi par le pot n°2, avec 27% des œufs qui ont donnés des adultes, le pot n°1, n'a donné que 3% des œufs qui ont donnés des adultes.

III.3.2. Le sexe ratio des individus émergés de la première génération

A. Résultats

Comme la fertilité, le sexe ratio des pots (4, 5, 6, 7, 8, 9) est nulle, dû a la présence de champignon qui a détruit les œufs, donc pas d'émergence des adultes. Concernant les pots (1, 2, 3), le sexe ratio est détaillé dans le tableau XV suivant :

Tableau XV : Estimation du sexe ratio des pots (1, 2, 3).

	Nombre des mâles	Nombre des femelles	Sexe ratio
Pot n°1	1	0	0
Pot n°2	2	4	0,5
Pot n°3	13	8	1,62

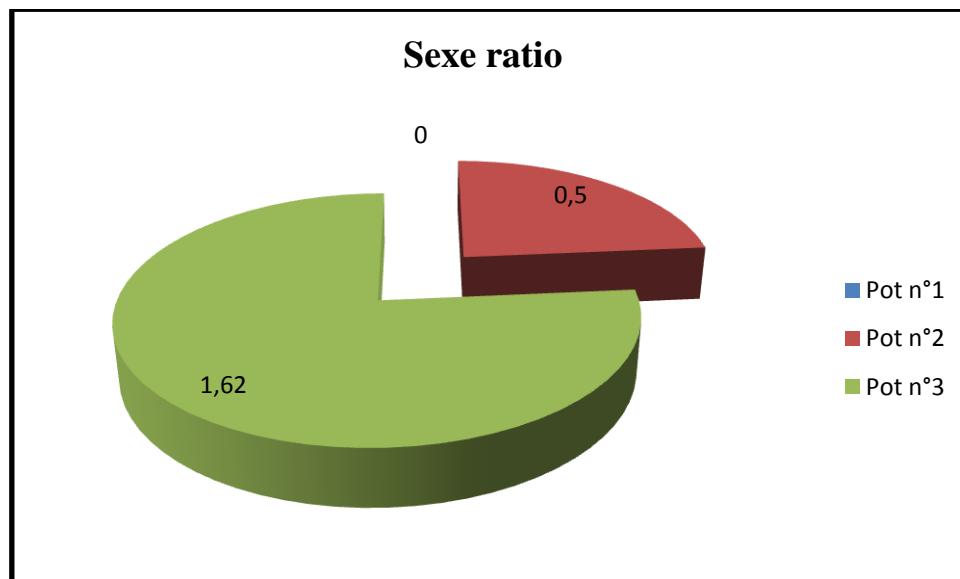


Figure 49 : Présentation graphique de sexe ratio des pots (1, 2, 3) pour *Phlebotomus papatasi*.

B. Interprétation

D'après le tableau XV et la présentation graphique, le sexe ratio du pot n°3 est important, le nombre des mâles émergés est supérieure a celui des femelles par apport au pot n°2, le sexe ratio est 1.62 en faveur des femelles, et pour le pot n°1, le sexe ratio égale a 0, par apport au nombre des femelles qui égales a 0.

*D'après ces résultats nous avons calculés le sexe ratio moyen qui est en faveurs des femelles 16/12 est égale à 1.33.

III.4. Estimation de la moyenne et de l'écart type des différents stades de développement de la génération F₀

III.4.1. Résultats

Après l'émergence des adultes (les mâles et les femelles), nous avons calculé la moyenne et l'écart type (en jour) de l'apparition des différents stades :(œuf, L1, L2, L3, L4, nymphes et adultes), les résultats sont rapportés dans le tableau XVI :

Tableau XVI : Moyenne et écart type de différent stade de développement de *P.papatasi* de la 1^{ère} génération F₀

Colonne 1	Colonne 2	Colonne 3
espèce	stades	jours*
<i>P.papatasi</i>	Œuf	(2,22 ± 0,97) j
	L1	(7 ± 0) j
	L2	(5,66 ± 2,08) j
	L3	(5,33 ± 3,51) j
	L4	(2,66 ± 1,15) j
	Nymphe	(6 ± 1) j
	Adulte	(7,66 ± 0,57) j

j: jour

III.4.2. Interprétation

D'après le tableau (XVI) représentant la moyenne et l'écart type de chaque stade de développement de *Phlebotomus papatasi*, nous remarquons la moyenne est de 2,22 j pour le stade œuf avec un écart type $\pm 0,97$ j. Pour le stade larvaire 1 la moyenne est de 7j et un écart type de 0 j. Para port au stade larvaire 2 la moyenne est de 5,66 j et un écart type de $\pm 2,08$ j. Le stade larvaire 3 pour une moyenne de 5,33 j, et un écart type de $\pm 3,51$ j. Et pour le dernier stade larvaire (L4) la moyenne est de 2,66 j et un écart type de $\pm 1,15$ j. Concernant le stade nymphal la moyenne est de 6 j, et l'écart type de ± 1 j. À la fin, le stade adulte à une moyenne de 7,66 j, et un écart type de 0,57 j.

IV. La mise en élevage des individus de la 2^{ème} génération F₁

A partir de 197 œufs pondus de *P. papatasi* seulement 113 ont donné des adultes viables qui ont servi pour la génération suivante F₁. Nous avons réalisé plusieurs essais de gorgement des 12 femelles issues de la première génération (Tableau XVII).

IV.1. Résultats

a- Sur souris une seule femelle a été gorgée et qui a donné 23 œufs.

b- Le gorgement des femelles par un mériion; aussi une femelle a été gorgé et qui a

donné 22 œufs. Les œufs de chaque femelle sont comptés et transférés dans des pots numérotés pour le développement de différents stades de *Phlebotomus papatasi*.

- Sur les 45 œufs récupérés des pondoirs, seuls 23 œufs issues de la femelle gorgée par les souris ont poursuivi leurs développements, cela est dû à la présence cette fois aussi de champignon *Penicillium. sp* qui a envahit le 2^{ème} pots et a détruit les œufs avant leurs éclosions.

V. Evaluation de la moyenne et de l'écart type des œufs pondus de chaque génération

V.1. Résultats

La comparaison du nombre d'œuf pondu par chaque femelle entre les deux générations révèle un nombre important d'œufs pondus au laboratoire (tableau XVII) :

Tableau XVII : Moyenne d'œuf pondu par femelle par génération des deux générations.

Génération	Nombre d'œuf pondu
F ₀	21,88± 16,69
F ₁	22,5± 0,70

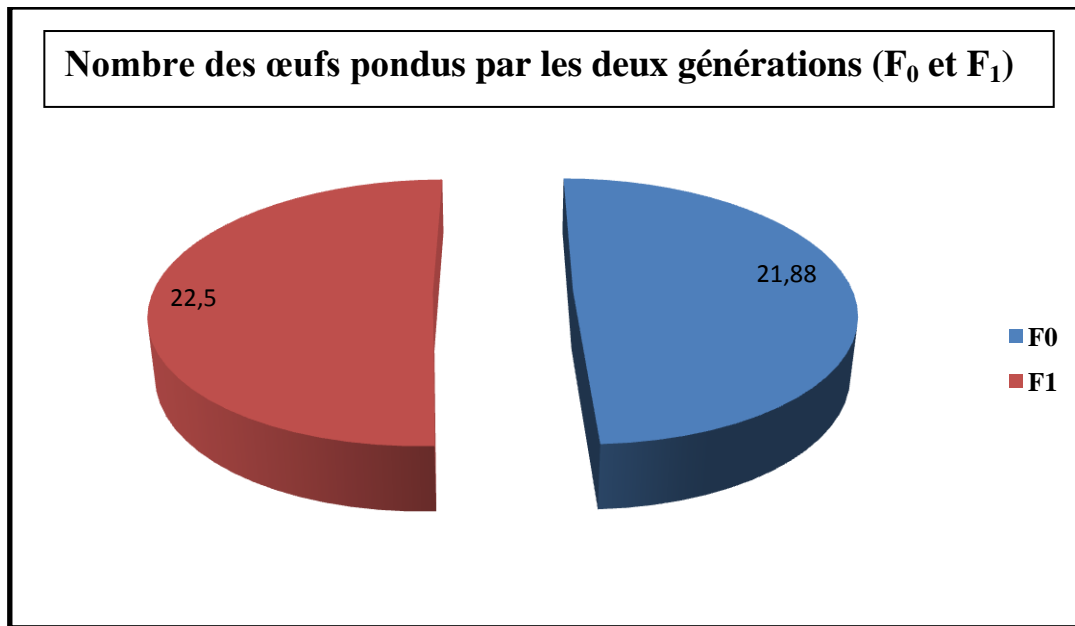


Figure 50 : Présentation graphique de la moyenne des nombre des œufs pondus par les deux générations (F₀ et F₁).

V.2.Interprétation

D'après le tableau (XVII), nous notons pour la génération F₀, une moyenne de 21,88 et un écart type de ± 16,69 pour le nombre des œufs pondus, para port à la génération F₁, dont la moyenne est de 22 ,5 et un écart type de ± 0,70 pour le nombre d'œuf pondu.

CHAPITRE V : DISCUSSION

Discussion

P. papatasi est une espèce paléarctique qui s'étend sur la région méditerranéenne. En Afrique, elle pousse une pointe vers le Sud en suivant la vallée du Nil et atteint la région éthiopienne au niveau de la République du Soudan où elle dépasse le 10ème parallèle.

A l'ouest jusqu'au Bangladesh à l'est et du sud de l'ex URSS au Nord. *P. papatasi* figure parmi les espèces les plus étudiées à cause de sa fréquence et de l'importance de son aire de distribution géographique (Lewis, 1982).

En Algérie, à l'image de sa très vaste répartition mondiale, *P. papatasi* est largement répandu sur tout le territoire algérien. Il est particulièrement abondant dans toute la frange steppique nord saharienne, mais se rencontre également dans le Tell et sur les Haut Plateaux (Dedet et Addadi., 1977a, Dedet et al., 1984, Berchi., 1993, Izri et al., 1992a, Depaquit et al, 2008 b).

Le rôle de ce moucheron dans la propagation de la leishmaniose cutanée fut soupçonné entre 1901 et 1904 par les frères Sergent, à Biskra (Sergent, 1912).

C'est dans ce contexte que nous avons effectué une étude à l'insectarium dont l'objectif tracé est la mise en place d'un élevage de *Phlebotomus papatasi* de la région d'El outaya (Biskra) et le suivie du développement des différents stades à partir de plusieurs générations d'une part et maîtrise des techniques de capture, de dissection et d'identification des phlébotomes.

Des stations précédemment prospectées par Dedet et al. (1984), Belazoug., (1986a) et Izri (1994) au Sud. Ces régions situées dans les hauts plateaux de l'Est algérien, considérée comme le prolongement de la zone aride vers le Sahara. Cette zone montre une prédominance de *P. papatasi* par rapport aux autres espèces. Les espèces ont été surtout capturées dans les bergeries, ce qui concorde avec nos résultats. La région d'El outaya a bénéficié de l'usage régulier des insecticides disponible sur le marché algérien d'ou l'effectif est diminué par apport au zones non traités.

L'étude morphologique a révélée la présence de 03 espèce dans la région d'El outaya .Ces trois espèces ont été déjà décrites dans différents région du pays (Dedet, 1984).

Parmi elle *Phlebotomus papatasi* espèce la plus dominante (93,4%), principale vecteur de la leishmaniose cutané zoonotique à *L. major* (Sergent et al., 1921 ; Ben Ismail et al., 1987 ;Izri A et al., 1992a) .C'est le vecteurs le plus important de la L. cutanée et est l'espèce

piqueurs d'homme sur une vaste étendue (**Hanafi Hanafi et al. 2007**). *P. papatasi* est un vecteur confirmé de *Leishmania major* (**Killick-Kendrick.,1990**).

En Algérie, Le rôle de ce phlébotome dans la transmission de la leishmaniose cutanée a été démontré expérimentalement par **Sergent et al, (1921)** en écrasant sept femelles de *P.papatasi* provenant de la région de Biskra ; ils ont ainsi réussi à développer chez ce sujet qui n'avait jamais séjourné en zone d'endémie, une leishmaniose cutanée typique. Les *Leishmania* ont été retrouvées dans les prélèvements d'**Izri (1992a)**, où il a été trouvé *L.major* MON-25. Cette observation confirme son rôle dans la transmission de la leishmaniose cutanée zoonotique sévissant sur la frange septentrionale du Sahara Algérien.

P.papatasi se présente comme une espèce très anthropophile et domestique (**Depaquit et al., 2001, Hanafi et al ., 2007**). Il se trouve avec un maximum de fréquence dans les stations de basse altitude au dessous de 300 mètres. Le développement se produit dans les endroits riches en débris végétaux et dure 7mois ; les adultes issus des pontes de septembre apparaissent à la fin Avril ou début mai.

Les travaux de **Guernaoui (2000)** et de **Boussaa et al, (2005)** ont révélé la présence de *P.papatasi*, dans les zones urbaines où le climat est aride. Sa densité est maximale de la fin du mois de juin à la fin du mois d'octobre. Par ailleurs, **Killick-Kendrick (1999)** et **Wasserberg et al., (2003)** ont remarqué que les basses et les hautes températures sont des facteurs limitant de son activité, et d'après **Vaillant (1970)** note que les larves de *Psychodidae, Phlebotominae* préfèrent la matière organique d'origine animale ,ce qui concorde avec notre méthode d'élevage.

Dans le Nord du Palestine- Israël, les populations de Phlébotomes sont répandues d'avril à novembre avec un pic entre juin et août (**Kravchenko et al., 2004**). Dans les pays du Maghreb, *Phlebotomus papatasi Scopoli* a culminé au cours de septembre (**Chelbi et al. 2007**).Son inféodation aux terriers des rongeurs a été observée dans plusieurs foyers de leishmaniose à *L.major* (**Schlein et al., 1989, Janini et al., 1995**), en Libye (**Ashford et al., 1977**) et en Iran (**Theodor et Mesghali., 1964**).

En ce qui concerne le sous genre *Sergentomyia*, deux espèces ont été capturées *S. minuta* avec une proportion très faible (5,6%). Ce faible pourcentage est peut être dû au fait que nous l'avons pas piégés dans leur biotope naturel d'après **Croset, (1969)** et (**Boussaa et al., 2007**),

les fortes densités sont localisées aux étages subhumide et humide que les étages arides et sahariens.

En Algérie: *S.minuta* s'étend sur les bordures méridionales de la région méditerranéenne et sa limite sud coïncide avec le Sahara (**Abonnenc, 1972**), elle cohabite avec le lézard des murailles qui constitue son hôte préférentiel (**Dedet et al., 1984**). Impliquée dans la transmission de *Sauroleishmania*, *Trypanosomatidae* de reptiles dans l'Ancien monde. Elle ne présente pas de risque de transmission de leishmaniose pour l'Homme (**Lane, 1993**). La mise en évidence de l'ARN de virus de Toscana chez *Sergentomyia minuta*, a permis de soupçonner le rôle vecteur des espèces du genre *Sergentomyia* (**Charrel et al., 2006**, **Izri et al., 2008**).

Sergentomyia fallax, autre espèce avec un taux vraiment faible (1,4%), d'écrite espèce d'Algérie par **Parrot en 1921** d'après individus mâles de Mc Mahon (AinTouta) comme une variété de *S .munita*, elle est élevée au rang d'espèce par le même auteur. Cette espèce est particulièrement abondante aux étages bioclimatiques aride et saharien (**Croset et al., 1978**, **Berchi., 1993**, **Harrat et Belkaid., 2003**). De même dans le milieu sauvage, infractuosités rocheuses, trous des murs) qu'en milieu urbain à proximité des habitations (**Dedet et al., 1984**), ce qui est conforme avec nos données un pourcentage très faible.

Sur le plan d'élevage de *Phlebotomus papatasi*, Les phlébotomes, comme les moustiques, sont des hématophages libres. Pour assurer la maturation de ses œufs, la femelle doit généralement absorber un repas de sang, comme il a été constaté chez *P. papatasi* la possibilité de développement autogène des œufs (**Dolmatova, 1946**).

A partir d'une étude de doctorat faite par **Abdoul Aziz Niang en 1992** au Sénégal : l'élévation de la température accélère le cycle de développement des phlébotomes dans les conditions expérimentales. Dans la nature, le développement doit se faire certainement à des endroits et à des profondeurs convenables (ayant la température et l'humidité favorables). Cependant, à des températures et humidité constantes, il existe néanmoins une variabilité individuelle (même pour des individus d'une même espèce) dans la durée de l'évolution embryonnaire et post-embryonnaire.

Les femelles à jeun partent, généralement à la lumière crépusculaire, à la recherche de l'hôte soit dans les habitations, soit dans les terriers ou autres refuges.

Certaines peuvent trouver leur nourriture dans leur lieu de repos même. Après le repas sanguin, elles passent d'un état actif à un état de repos relatif dans des endroits protégés contre le soleil et le vent. Le processus de digestion du sang se fait durant cette phase.

Un cycle gonotrophique se déroule depuis le moment de l'absorption du sang jusqu'à l'Oviposition et comporte deux processus parallèles: la digestion du sang et la maturation des œufs. D'après nos résultats la durée d'élevage de *Phlebotomus papatasi* est d'environ un mois, D'autres chercheurs ont rapporté que le cycle évolutif de *P. papatasi*, a été réalisé avec des durées variables (24 à 202 jours) par plusieurs auteurs dont **Marett (1915)**, **Whittingham et Rook (1923)**, **Roubaud et Colas-belcour (1927)**.

A partir des essais de gorgement faits au laboratoire et d'après des données bibliographiques, les femelles du genre *Phlebotomus* sont essentiellement mammophiles. Des analyses de contenus stomacaux ont montré qu'elles sont notamment capables de se nourrir à partir d'humains, de chiens, de chevaux, de bovins, d'ovins, de porcs, de rongeurs et même d'oiseaux (**Bongiorno et al ; 2003**). Bien qu'elles soient volontiers anthropophiles, le choix de l'hôte dépend surtout de la présence d'animaux à proximité du lieu d'habitat, la disponibilité de l'hôte prime sur une réelle préférence trophique (**Bergman, 1996**). On parle de comportement opportuniste. De plus, si une femelle est dérangée au cours de son repas sanguin, elle a la possibilité de le compléter en repiquant ce même individu ou un autre hôte, qu'il soit ou non de la même espèce (**Dolmatova , 1971**). Cette particularité a été démontrée grâce à la présence de sang provenant de deux ou trois espèces d'hôtes différentes dans l'appareil digestif de mêmes femelles phlébotomes (**Bongiorno et al ; 2003**)

Il est probable que les phlébotomes détectent la présence d'un hôte grâce à leur odorat (**Dolmatova, 1971**). De plus, il semblerait que les femelles non gorgées sont attirées grâce à une phéromone synthétisée au niveau des palpes des femelles entrain de se gorger (**Lane, 1993**). La recherche d'hôtes en vue du repas sanguin est stimulée par des conditions adéquates de température ambiante, d'humidité relative, d'intensité lumineuse et d'agitation de l'air (**Kettle, 1995**).

Concernant les pots contaminés par un champignon qui se trouve dans l'air ambiant et qui a détruit la majorité des œufs avant leur éclosion d'après les résultats obtenus de notre élevage, il s'agit de grands filaments mycéliens, blancs, cotonneux proliférant en hauteur en envahissant tout le pot, on peut toujours en retirer le maximum à l'aide d'une brucelles ou

d'une aiguille montée, sans toutefois déranger les larves qui se trouvent à l'intérieur du milieu (**Abonnenc, 1972**), et ce champignon ne cause pas de problème pour la santé humaine.

Ainsi la présence des acariens, **Marett (1910)**, au cours de ses recherches sur les Phlébotomes de Malte, remarque qu'un certain nombre, fixé à la partie inférieure du thorax ce qui est constaté de notre identification.

Parrot (1918) trouve également des larves d'Hydrachnides chez 2 % des Phlébotomes algériens attachées au thorax, à l'abdomen et même aux pattes des moustiques. Cependant **Hirst (1926)**, le premier, signale un autre Acarien Trombidiforme du genre *Stigmaeus*, appartenant à la famille des *Raphignathidae*: *Ledermuelleria dyemkoumai* qui parasite *Phlebotomus duboscqi* par **Neveu-Lemaire (1906)** est ce qui correspond à nos résultats d'identification de parasite.

Mac Cozimbie Young (1926) observe, également aux Indes, une infestation de 4 % des *Phlebotomus papatasi* (**Scopoli, 1786**) par un Acarien durant les mois de mars, avril, mai, et juin, saison qui coïncide avec la soudaine éruption de fièvre à Phlébotomes. **Mitra (1953)** décrivent, sous le nom de *Raphignathus smithi*, un parasite de *P. papatasi* et ils signalent quatre espèces d'Acariens à divers stades de leur développement, trouvés fermement attachés aux segments abdominaux des Phlébotomes avec leurs pièces buccales enfoncées dans la paroi abdominale. En dehors de ces quatre espèces, l'infestation par *Raphignathus* est commune sur les deux sexes de *P. papatasi* le vecteur de la fièvre à Phlébotomes.

CONCLUSION

Les phlébotomes sont des diptères qui posent un problème de santé humaine et animale. Leur rôle vecteur a été démontré dans les leishmanioses qui sont des affections parasitaires dont la focalisation dépend de la distribution de ces insectes (**Killick- Kendrick et Molyneux, 1981**). La leishmaniose cutanée zoonotique due à *Leishmania major* est la forme la plus importante sur le plan de la santé publique en Algérie. En effet, Elle est endémique dans plus de 70 pays. C'est une maladie à déclaration obligatoire. Il s'agit d'une leishmaniose cutanée épidémique, à caractère saisonnier. Elle a pour réservoir des rongeurs sauvages de l'espèce *Psammomys obesus* et *Meriones shawi* et pour vecteur *Phlebotomus papatasi*.

En Algérie, plusieurs travaux (**Rioux et al., 1970; Dedet et al 1977, 1984, Bellazoug et al.,1986 Izri et al ,1994 ; Harrat et al 1995**) ont souligné le rôle joué par le bioclimat sur la répartition des phlébotomes et le risque leishmanie. Le risque de la leishmaniose cutanée à Biskra à cause de la coexistence des conditions d'un foyer actif de *Leishmania major* par la présence de *P. papatasi* , vecteur dont le rôle épidémiologique est bien établi en Algérie (**Dedet et al., 1984**) et *P. sergenti*, *P. alexandri* (vecteur suspectés) , l'omniprésence des rongeurs réservoirs, notamment *Meriones shawi* (**Mazaache , 2007**), qui constitue le principal réservoir de *L. major* en Algérie et la proximité de M'sila et de Biskra qui représentent deux foyers actifs de leishmaniose cutanée à *L. major* (**Izri et Belezoug, 2007**) avec des mouvements de populations entre les régions.

En Algérie, la faune phlébotomienne n'est pas suffisamment connue tant sur le plan de la biodiversité que sur le plan de la biologie spécifique. Il serait intéressant à l'avenir de mettre la lumière sur les particularités écologiques des différentes espèces, d'observer les migrations des phlébotomes des biotopes naturels vers les habitats humains, d'étudier le rôle épidémiologique de chaque espèce suivant son importance numérique, son indice d'anthropophilie et sa réceptivité par rapport à tel ou tel leishmanies. Il serait particulièrement intéressant de rechercher et d'identifier des agents pathogènes chez ces diptères par des méthodes et techniques plus poussées qui permettent une meilleure compréhension du cycle épidémiologique des leishmanioses.

La réussite d'une mise en place d'un élevage nécessite une connaissance préalable et approfondie de ces vecteurs dans leurs milieux naturels pour préciser les biotopes ainsi que les conditions qui favorisent leur pullulation.

C'est dans cette optique, nous avons réalisé un élevage de *Phlebotomus papatasi* récolté de la région d'El outaya (Biskra), cette dernière est considérée comme un foyer "historique" de la leishmaniose cutanée.

Dans le présent travail nous avons mené de pair, un élevage de *Phlebotomus papatasi* à l' insectarium , a fin d'obtenir des œufs des larves des adultes des deux sexes (mâle et femelle) ainsi que l'étude de la morphologie de chaque stade et le cycle de développement de l'espèce considérée, dans les trois conditions suivantes :

- Une humidité constante.
- Une température variant de 25 à 30°C.
- Une obscurité presque complète.

La capture des phlébotomes a été faite à l'aide du piège lumineux de type CDC d'où nous avons obtenus 151 phlébotomes, L'identification morphologique de ces derniers a révélé la présence de 3 espèces. Il s'agit de *Phlebotomus papatasi* du sous genre *Phlebotomus*, l'espèce le plus dominant dans la région (93,4%), suivi par *Sergentomyia minuta* (5,6%) et *Sergentomyia fallax* (1,4%) du sous genre *Sergentomyia*.

La richesse totale est de 33%, enregistrée dans la station d'El outaya (Biskra) avec 3 espèces collectées. Les densités de phlébotomes capturés sont plus importantes sur les pièges CDC.

La mise en place d'un élevage de *Phlebotomus papatasi* dure environ un mois dans les conditions favorables, sur les 38 femelles vivantes placées en élevage, 09 femelles ont pondus, et ont donnés que 28 adultes viables sert pour une 2ème génération, ça est dû à la contamination des pots de l'élevage par le champignon *Penicillium. sp* qui a détruits la majorités des œufs avant leurs éclosion

Une sélection de *Phlebotomus papatasi* a permis de suivre le développement de deux générations.

REFERENCES
BIBLIOGRAPHIQUES

Références bibliographiques

1. Abonnenc E., (1972). Les phlébotomes de la région Ethiopienne (Diptera : *Psychodidae*). *Mem; O.R .S. T. O. M, Ser .Ent. Med. Parasitol.*, 289p.
2. Achour Barchiche N. et Madiou M. (2008) - Outbreak of cutaneous leishmaniasis: About 213 cases in the wilaya of Tizi-Ouzou; *Pathologie Biologie xxx-xxx*; 1-6pp.
3. Adler S., Theodor O., (1927). On a collection of Phlebotomes sp. of the *minutus* group. *Ann. Trop. Med. Parasitol.* 21-68.
4. Anjili C., Langat B., Lugalia R., Mwanyumba., Ngumbi P., Mbatia P. A., Githure J. et Tonui W.K. (2006) - Estimation of the minimum number of leishmania major amastigotes required for infecting phlebotomus duboscqi (*Diptera: Psychodidae*). *East African Medical Journal*: 68-71pp.
5. Anonyme M. (1996)- Manuel de lutte contre la leishmaniose viscérale. Organisation Mondiale de la Santé ; division de la lutte contre les maladies tropicales Genève ; 86p.
6. Anonyme, (2015). Localisation de la région d'El outaya (Biskra).
7. Antoine J.C., Lang T. et Prina A. (1999) - Biologie cellulaire des Leishmania. [Cell biology of Leishmania] In: Dedet JP, editor. Les leishmanioses [The leishmaniasis]. Paris: Ellipses; 33-50pp.
8. Ashford R.W., Schnur L.F., Chance M.L. Samaan S.A. Ahmed H.N. (1977). Cutaneous leishmaniasis in the Libyan Arab Republic: preliminary ecological findings. *Ann. Trop. Med. Parasitol.*, 71, 265-271.
9. Bachi F. (2001). Amélioration des moyens diagnostique des leishmanioses en ALGERIE. Thèse de Doctorat en Sciences Médicales. Faculté de Médecine. Université d'Alger.
10. Belazzoug, S & Evans, D.A. (1979). Isoenzyme characterization of *Leishmania spp.* from Algeria. *Arch. Inst. Pasteur Algérie*, 53 : 223-228.

11. Belazzoug S. (1982). Une épidémie de leishmaniose cutanée dans la région de M'sila (Algérie). *Bull Soc Pathol Exot* **75**: 497-504.
12. Belazzoug S. (1985). Epidémiologie des leishmanioses en Algérie : Etude des réservoirs. Analyse chimiotaxonomique des parasites. Thèse de Doctorat en Sciences médicales.
13. Belazzoug S. (1986). Découverte d'un *Merinos shawi* (rongeur, Gerbillide) naturellement infesté par *Leishmania* dans le nouveau foyer de leishmaniose cutanée de Ksar Chellala (Algérie). *Bull Soc Pathol Exot*, **79**: 630-633.
14. Belazzoug S., (1991). The sandflies of Algeria. *Parasitologia* 33 (Suppl), 85- 87.
15. Benaziza A. et Lebid H. (2005) - Caractérisation de quelques variétés d'abricotier (*Prunus Armeniaca L.*) dans la région de M'Chouneche wilaya de Biskra ; Courrier du Savoir ; **08**:101-110 pp.
16. Bencherif F. (2008). Contribution à l'étude des insectes d'intérêt médical dans les régions de Batna et de Biskra : Cas particulier des phlébotomes (*Diptera : Psychodidae*), Mémoire de Magister en Sciences Biologiques, Département de Biologie, Université Hadj Lakhdar – Batna ; 42- 47p.
17. Ben Ismail R., Helal H., Bach Hamba D., Ben Rachid M.S., (1987). Infestation naturelle de *Phlebotomus papatasi* dans un foyer de leishmaniose cutanée zoonotique en Tunisie. *Bull. Soc. Path. Exot*, 80, 613-614.
18. Berchi S., (1993). Les phlébotomes (*Insecta, Diptera, Psychodidae*), vecteurs de leishmanioses dans l'Est algérien. *Bull. Soc. Zool. Fr*, 118, 3, 341-349.
19. Bergman, D.K. (1996) Mouthparts and feeding mechanisms of haematophagous arthropods In: WIKEL, S.K., The immunology of host-ectoparasitic arthropod relationships, CAB International, Wallingford, 38-45.
20. Bitam I. (2005). Les phlébotomes de l'Afrique méditerranéenne. Séminaire de formation contre la Leishmaniose cutanée. PP 4.

- 21.** Bongiorno G., Habluetzel A., Khoury C., Maroli M., (2003). Host references of phlebotomine sand flies at a hypoendemic focus of canine leishmaniasis in central Italy. *Acta Tropica* 88, 109–116.
- 22.** Boudrissa A., Harrat Z., Cherif K., Benthamiene et Belkaid M. (2006)- Leishmaniose cutanée zoonotique et facteurs de risque (Cas du foyer Chott El Hodna), Séminaire de formation sur la leishmaniose. Ecole de Formation Paramédicale, Biskra. Institut Pasteur d'Algérie, Agence Satellitaire Algérienne, Université Mohamed Boudiaf M'sila.
- 23.** 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, 2: 86–91.
- 24.** Boussaa S, Pesson B, Boumezzough A., (2007). Phlebotomine sandflies (Diptera: Psychodidae) of Marrakech city, Morocco. *Ann. Trop. Med. Parasitol.* 101 8,715-24.
- 25.** 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 Présentée pour obtenir le grade de Docteur de l'université Louis Pasteur Strasbourg I, 181p.
- 26.** 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.
- 27.** Croset H., (1969). Ecologie et systematique des phlebotomini (Diptera :Psychodidae) dans deux foyers Francais et Tunisien de leishmaniose viscerale. Essai d'interpretation epidemiologique. Th. Science, Montpellier.
- 28.** Croset H., Rioux J.A., Maistre M. et Bayar N., (1978). Les phlebotomes de Tunisie (Diptera, Phlebotomidae) Mise au point systematique, chorologique et ethologique.
- 29.** Dedet J.P., Addadi K., (1977). Epidémiologie des Leishmaniose en Algérie. 4. Les phlébotomes (Diptera: Psychodidae) des Aurès. *Arch. Enst. Past. Algérie.* 52, 85-94.

- 30.** Dedet J. P., Addadi K., Belazzoug S., (1984). Les phlébotomes (Diptera, Psychodidae) d'Algérie. *Can. O. R. S. T. O. M.*, Ser. Ent. Méd. Et parasit. Vol. XXII, №2-1984 : Page: 99-127.
- 31.** Dedet J-P., Addadi K., Belazzoug S., (1984). Les Phlebotomes (Diptera: *Psychodidae*) d'Algerie. *Cah. ORSTOM*. Ser. Ent. Med. Parasitol .vol XXII, №22, 99-127.
- 32.** Dedet J. P. (1999). Les Leishmanioses. Edition Ellipses. 253p.
- 33.** Depaquit J., Leger N., Ferté H., Rioux J.A., Gantier J.C., Michaelides A., Economides P., (2001), Les Phlebotomes (*Diptera: Psychodidae*) de l'Ile de Chypre. III-Inventaire faunistique. *Parasite*, 8: 11-20.
- 34.** Depaquit J, Léger N., Robert V., (2008) Les Phlébotomes de Madagascar (*Diptera: Psychodidae*).VI-Un sous-genre nouveau (*Vattieromyia*) avec trois especes nouvelles: *Sergentomyia (V.) sclerosiphon*, *S. (V.) namo* et *S. (V.) anka*. *Parasite*; 15 : 15-26.
- 35.** Desjeux P. (1996). Leishmaniasis : public health aspects and control. *Clin. Dermatol.* , **14**: 417-423.
- 36.** Desjeux P. (2004), Leishmaniasis: current situation and new perspectives. *Comp Immun Microbiol Infect Dis*; 27:305-18.
- 37.** Dolmatova A. V., (1946) - Le développement autogène d'œufs chez *Phlebotomus papatasi* (Scopoli). *Med. Parasit. (Mosc.)*, **15**, 58-62.
- 38.** Dolmatova A.V., Demina N.A., (1971). Les Phlebotomes (Phlebotominae) et les maladies qu'ils transmettent. *Cah. ORSTOM Documentation tech*. No. 55, p. 289.
- 39.** Foley .H. et Leduc .H, (1912) : Phlébotomes dans le Sud Oranais ; *Bull. Soc. Path. exot.*, 5, 511-514. accidents simplement locaux dûs à leurs piqûres.
- 40.** Fontier S. (1983). Stratégies d'échantillonnage en écologie. Ed. Masson ,17 ,494p .

41. França C. et Parrot L., (1920): Introduction a l'étude systématique des Diptères du genre *Phlebotomus*. Bull. Soc. Path. exot., 13, 695-708.
42. Guernaoui S., (2000). Contribution à l'étude des phlébotomes vecteurs potentiels des leishmanioses dans la région de Marrakech. Mem. D.E.S.A Univ. Cadi Ayad , Marrakech.Maroc.
43. Hanafi H., Fryauff D. J., Govind B. M., Ibrahim M.O., Main A.J., (2007). Bionomics of *phlebotomine sandflies* at a peacekeeping duty site in the north of Sinai, Egypt. *Acta Tropica* 101, 106–114.
44. Harrat Z., Hamrioui B., Belkaïd M. & Tabet-Derraz O. (1995). Point actuel sur l'épidémiologie des leishmanioses en Algérie *Bull Soc Pathol Exot* ; **88** :180-184.
45. Harrat Z. et Belkaid M. (2003) - Les leishmanioses dans l'Algérois. Données épidémiologiques. *Bull. Soc. Pathol. Exot* . **96** : 212-214 pp.
46. Harrat Z., Boudrissa A., Benhabyles N. & Harrat-Hammadi D. (2005) Panorama des leishmanioses en Algérie. IXème Journée Nationale de Parasitologie, Alger le 18 Mai 2005.
47. Harrat Z., Boudrissa. A., Belkaid. M. (2006). Evolution d'une campagne de lutte anti-vectorielle dans une zone pilote: le foyer de M'sila. IPA.
48. Izri M.A., Belazzoug S., Pratlong F. & Rioux J.A. (1992). Isolement de *L. major* chez *Phlebotomus papatasi* à Biskra (Algérie). *Ann Parasitol Hum Comp*, **67**: 31-32.
49. Izri A. et Belazzoug S. (2007) - Diagnostic de laboratoire des leishmanioses rencontrées en Algérie. *Revue Francophone des Laboratoires*. **396** : 3-10 pp.
50. Izri M.A., Marty P., Fauran P., Le Fichoux Y., Rousset J., (1994). *Phlebotomus perfiliewi* Parrot, 1930 (*Diptera: Psychodidae*) dans le Sud-est de la France. *Parasite* 1: 286.
51. Izri A, Temmam S, Moureau G, Hamrioui B, Xavier de Lamballerie., Charrel R. N., (2008). Sandfly Fever Sicilian Virus, Algeria *Emerg. Infect. Dis.* 14 (5): 795–797.

- 52.** Janini R., Saliba E., Kamhawi S., (1995). Species composition of sand flies and population dynamics of *Phlebotomus papatasi* (Diptera: Psychodidae) in the southern Jordan Valley, an endemic focus of cutaneous leishmaniasis. *J. Med. Entomol.* 32, 822–826.
- 53.** Keita S., Faye O., Ndiaye H.T. et Konare H.D. (2003) - Epidémiologie et polymorphisme clinique de la leishmaniose cutanée observée au CNAM, Bamako (Mali). *Mali Médical* : 29-31pp.
- 54.** Kettle, D.S. (1995) *Medical and Veterinary Entomology - Second Edition* CAB International, Wallingford, 177-191.
- 55.** Killick-Kendrick R & Molyneux D., (1981) - Ecology of Leishmania. *Parasitology.* 82, 143-152.
- 56.** Killick-Kendrick R. and Molyneux DH. (1981). Transmission of leishmaniasis by the bite of phlebotomine sandflies: possible mechanisms. *Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg.*, 75 (1): 152-154.
- 57.** Killick Kendrick R., (1990). Phlebotomine vectors of leishmaniasis: *Review. Med. Vet. Entomol.*, 4, 1-24.
- 58.** Killick-Kendrick R. (1999) - The Biology and Control of Phlebotomine Sand Flies. *Clinics in Dermatology*; **17**:279–289pp.
- 59.** Kravchenko V., Wasserberg G., Warburg A., (2004). Bionomics of phlebotomine sand flies in the Galilee focus of cutaneous leishmaniasis in northern Israel. *Med. Vet. Entomol.* 18, 418–428.
- 60.** Lane, R.P. (1993), Crosskey, R.W. *Medical Insects and Arachnids* Springer, Editions Chapman & Hall, 78-119.
- 61.** Léger N, Depaquit J. (1999). Les phlébotomes. In: Dedet JP, editor. *Les Leishmanioses*. Paris: Ellipses; p. 89-108.

- 62.** Léger N., Pesson B., Madulo-Leblond G., Abonnenc E., (1983). Sur la différentiation des femelles du sous-genre *Larroussius* Nitzulescu, 1931 (Diptera: *Phlebotomidae*) de la région méditerranéenne. *Ann. Parasitol. Hum. Comp.* 58, 611–623.
- 63.** Levine N.D., Corliss J.O., Cox F.F.G., Deroux G., Grain J., Honigberg B.M., Leedale G.F., Loeblich A.R., Lom J., Lynn D., Merinfeld E.G., Page F.C., Poljansky G., Sprague V., Vavra J. & Wallace F. G. (1980)- A newly revised classification of the Protozoa. *J. Protozool.* 27. 37-58.
- 64.** Lewis D.J., (1982). A taxonomic review of genus *Phlebotomus* (Diptera: *Psychodidae*). *Bull. Brit. Mus. Nat. Hist. (Ent.)*, 45. 121-209.
- 65.** Lewis D.J., (1992). A taxonomic review of genus *Phlebotomus* (Diptera: *Psychodidae*). *Bull. Brit. Mus. Nat. Hist. (Ent.)*, 45. 121-209.
- 66.** Mac Cozimbie Young (T.C), (1926) Richmond (A. E.) et Brendish(G. R.), 1926 : Sandflies and sandfly fever in the Peshawar district. *Ind. J. med. Res.*, 13, 961-1021.
- 67.** Marett (P. j.), (1910): Preliminary report on the investigation into the breeding places of the sandfly in Malta. *J. Roy. Army med. Corps*, 15 (3), 286-291.
- 68.** Marett P. J., (1915) - The biometrics of the Maltese Phlebotomini. *Brit.Med. J.*, 2, 172-173.
- 69.** Marty P. & Rosenthal E. (2002). Treatment of visceral leishmaniasis : a review of current treatment practices. *Expert Opin. Pharmacother.* **3**(8): 1101-1108.
- 70.** Mazelet L. (2004). La leishmaniose canine dans le bassin méditerranéen français. *Mem. Maîtrise de biologie des populations et des écosystèmes.* 31p.
- 71.** Meghamla S. (2007) - Etudes Caractérisation des protéasomes chez *Leishmania major* diplôme Ecole Pratique des Hautes Etudes Science de la Vie et de la Terre, 82p.

- 72.** Mitra (R. D.) et Roy @. N., (1953): *Phlebotomus squamipleuris* var. *poonaensis* nov. var. (Diptera, Psychodidae). *Z. F. Parasit.*, 16, 3, 191-1.94, 6 Fig.
- 73.** Moulinier C. (2002) - Parasitologie et mycologie médicale ; Eléments de morphologie et de biologie. [Paris]: Editions Médicales Internationales, 796pp.
- 74.** Neveu-Lemaire (M.), (1906) : Sur un nouveau nématocère africain appartenant au genre *Phlebotomus*. *Bull. Soc. Zool. Fr.*, 20 (7), 64-67.
- 75.** Parrot, L., (1917). Sur un nouveau phlébotome algérien *Phlebotomus sergenti*. sp. nov. *Bull. Soc. Path. Exot.* 10, 564–567.
- 76.** Parrot L., (1921)- Sur une variété nouvelle de *Phlébotomus minutus*, Rondani *Bull. Soc. His. Nat. Afr.*, 12, 37-40.
- 77.** Parrot, L., Durand-Delacré, R., (1947). Notes sur les phlébotomes LVI. – Phlébotomes de Beni Ounif-de-Figuig. *Arch. Inst. Pasteur Alger.* 25, 77–86.
- 78.** Ramade F. (1984). éléments d'écologie. Ecologie fondamentale .Ed. McGraw-Hill, paris.
- 79.** Rioux, J.A. et De La Rocque. S. (2003) - Climats, leishmanioses, tripanosomoses. Changements climatiques, maladies infectieuses et allergiques. *Annales de l'Institut Pasteur/Actualités* ; 41-62pp.
- 80.** Roubaud E., Colas-Belcour J., (1927) - Recherches biologiques sur les phlébotomes de la Tunisie du Nord. *Arch. Inst. Pasteur Tunis*, **16**, 59-80.
- 81.** Schlein Y., Yuval B., Jacobson R L., (1989). Leishmaniasis in the Jordan Valley. Differential attraction of dispersing and breeding site populations of *Phlebotomus papatasi* (Diptera: Psychodidae) to manure and water. *J. Med. Ent*, 26, 411- 413.
- 82.** Scopoli (J), (1786) : *Deliciae florae et faunae insubrica*. Pavie, 85 p.

- 83.** Seltzer P. (1946) - Le climat d'Algérie. *Trav. Ins. Met. et Phy. Du Globe*, Univ. d'Alger. 219p.
- 84.** Sergent E.d., (1910). Kala-azar. Existence de la leishmaniose chez les chiens d'Alger. *Bull. Soc. Pathol. Exot*, 3, 510-511.
- 85.** Sergent (Et.), Sergent (Ed.), Parrot (L.), Donatien (A.) et Béguet (M.), (1921) : Transmission du Clou de Biskra par le Phlébotome (*Phlebotomus papatasi*). C. R. Acad. SC., 173,1030-1032.
- 86.** Sergent E. & Gueidon E. (1923). Chronique du Bouton d'Orient en Algérie, Le « clou de Mila ». *Arch Inst Pasteur Alger*, **1**: 1-3.
- 87.** Sergent Ed., Parrot I, (1929). Transmission du clou de Biskra par le phlebotome *Phlebotomus papatasi* (Scop.). C. R. Acad. Sci, 173, 1030-1032.
- 88.** Theodor O., Mesghali A., (1964). On the Phlebotomine of Iran. *J. Med. Entomol.* 1, 285–300.
- 89.** Theodorides J. (1997). Note historique sur la découverte de la transmission de la Leishmaniose cutanée par les phlébotomes. Manuscrit № 1863.p 1.
- 90.** Volf P., Ozbel Y., Akkafa F., Svobodova M., Votypka J. & Chang K.P. (2004)- Sand Flies (Diptera: Phlebotominae) in Sanliurfa, Turkey: Relationship of *Phlebotomus sergenti* with the Epidemic of Anthroponotic Cutaneous Leishmaniasis. *J. Med. Entomol.* 39, 12-15.
- 91.** Wasserberg G., Yarom I., Warburg A., (2003). Seasonal abundance patterns of the sand fly *Phlebotomus papatasi* in climatically distinct foci of cutaneous leishmaniasis in Israeli deserts. *Med. Vet. Ent.* 17, 452–456.
- 92.** Wittingham H. E., Rook A. F. (1923) - Observations on the life-history and bionomics of *Phlebotomus papatasi*. *British Med. Jour.*, 3285, 1144-1154.

93. Young D.G et Perkins P.V. (1994) - Phlebotomine sand flies of North America (*Diptera:psychodidae*). Journal of the American Mosquito Control Association; **44**: 263–304pp.

94. Ziadi S. (1996) – Contribution à l'étude de l'efficacité de la solution du sol dans la lutte contre les *Meloidogyne* sur culture de tomate dans la région de Biskra. Mémoire d'ingénieur, Département d'Agronomie, Université se Batna ; 44p.

Organismes

- **S. E. M. E. P., 2006.** Rapport de mission El Hadjira 2006. pp 5.

Références électroniques

- www.parasitologie.univ-montp1.fr

- www.alae.iquebec.com

- www.who.int/tdr

- www.dpd.cdc.gov/dpdx

- **I. R. D., 2000.** Les phlébotomes d'Afrique de l'ouest un programme d'identification et d'enseignement. Réalisés par I.R.D : l'institut de recherche pour le développement en collaboration avec l'institut fondamental d'Afrique noire Cheikh Anta Diop, Dakar, Sénégal

- Abdoul Aziz NIANG

- Bernard GEOFFROY

- Guy ANGEL

- Jean TROUILLE

- Robert KILLICK-KENDRICK

- Jean-Paul HERVY

- Jacques BRUNHES

- **MICROSOFT ENCARTA, 2004.**

ANNEXES

Annexe 1 : Matériel non biologique

A. Appareillage

- Balance de précision
- Congélateur -20°C
- Réfrigérateur
- Microscope optique
- Loupe
- Micropipettes de 10, 100

Outils de manipulation : Aiguille, Ciseau, Lame, Lamelle, Marqueur Nalgène, Papier Wattman N°1, Pincés, Pipette de pasteur, Seringue, Spatule, Birchers, Petits tubes eppendorfs.

B. Produits chimique

- Alcool 70%
- Potasse à 10% (KOH)

Annexe 2 : Préparation des solutions

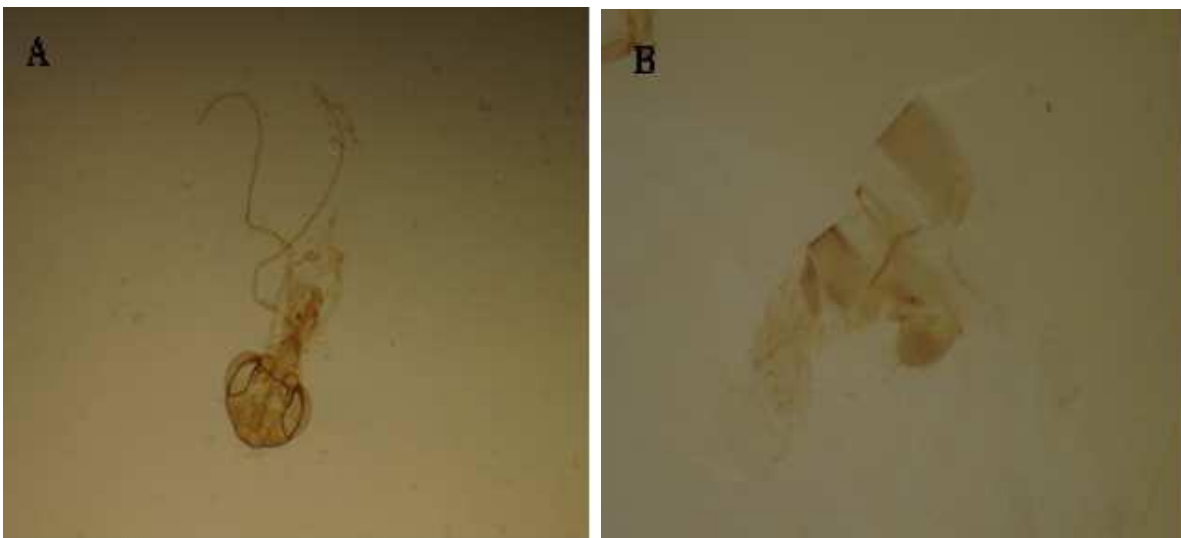
Solution de Marc André (d'après Abonnenc, 1972)

- Eau distillée.....30 ml
- Hydrate de chloral.....40 gr
- Acide acétique cristallisable.....30 ml

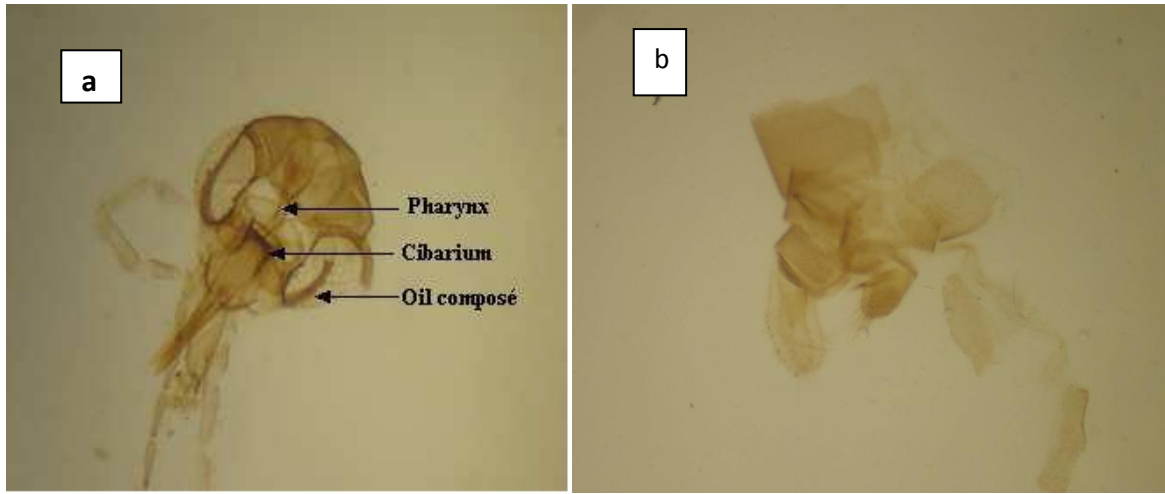
Annexe 03 : Critères d'identification pour le genre *Sergentomyia*.



Génitalia mâle de *S. minuta* ; GX 40). (Bencherif, 2008)



Tête (A) et génitalia femelle (B) de *S. minuta* ; GX 40). (Bencherif, 2008)



Tête (a) et génitalia femelle (b) de *S. fallax* ; GX 40). (Bencherif, 2008)