

Institut : Sciences et Technologie
N° d'ordre :
Matricule : 11 / 2016

Département : Sciences de la Nature
et de la Vie

www.centre-univ-mila.dz

Thèse

Présentée pour l'obtention du Diplôme de Doctorat 3^{ème} Cycle – LMD

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : Biodiversité et valorisation des ressources naturelles

Etude bioécologique et morphométrique des phlébotomes en milieu urbain, périurbain et rural dans les régions subhumides et semi-aride

Par

AMIRA Aicha

Membres du Jury

YAHIA Abdelouahab	Professeur	Président	Centre Univ. de Mila
BOUNAMOUS Azzedine	Professeur	Rapporteur	Centre Univ. de Mila
ZAROUAL Samir	M.C.A	Co-rapporteur	Univ Med khider de Biskra
BOUBENDIR Abdelhafid	M.C.A	Examineur	Centre Univ. de Mila
BENKINANA Naima	Professeur	Examineur	Univ. Frère Mentouri constantine1
KRIKA Abderazak	M.C.A	Examineur	Univ. SADIK BENYAHIA - Jijel

Année Universitaire : 2021/2022

Remerciements

Tout d'abord je tiens à remercier le bon **DIEU** pour la force, la patience, et la volonté qu'il m'a donné pendant la réalisation de ce travail de thèse.

Je tiens à remercier chaleureusement mon directeur de thèse, Monsieur le Professeur **BOUNAMOUS Azzedine** pour la confiance qu'il m'a accordée en acceptant d'encadrer ce travail de thèse, sa disponibilité et ses précieux conseils.

Je tiens à exprimer mes vifs remerciements à Monsieur le Docteur **ZEROUAL Samir** pour avoir accepté de Co-encadrer mon travail de thèse et pour son aide précieuse.

Un grand merci à Monsieur le Professeur **YAHYIA Abdelwahab** pour m'avoir fait l'honneur de présider mon jury de thèse.

Mes sincères remerciements à Madame le Professeur **BENKINANA Naima** pour m'avoir honoré en acceptant de juger mon travail.

Mes profonds remerciements à Monsieur le Docteur **BOUBENDIR Abdelhafid** pour m'avoir fait l'honneur d'avoir accepté de juger mon travail.

Mes sincères remerciements à Monsieur le Docteur **KRIKA Abderazak** qui a accepté de juger mon travail.

J'adresse un merci spécial à Madame le Docteur **GAOUAOUI Randa** pour son aide précieuse, le savoir-faire qu'elle m'a appris, son temps accordé et la patience dont elle a fait preuve.

Je tiens à exprimer mes plus vifs remerciements à Monsieur le Docteur **KOUBA Yacine** pour m'avoir aidé dans mes analyses statistiques et pour m'avoir fait l'honneur de collaborer à l'élaboration de ce travail.

*Je dédie ce travail
à tous ceux qui me sont chers*

Etude bioécologique et morphométrique des phlébotomes en milieu urbain, périurbain et rural dans les régions subhumides et semi-aride.

Résumé

Les phlébotomes (Diptera : Psychodidae) sont responsables de la transmission de plusieurs espèces de *Leishmania* (Kinetoplastida : Trypanosomatidae), causant la leishmaniose, qui reste un problème majeur de la santé publique en Algérie. Ainsi, nous avons comparé l'abondance et la composition des espèces de phlébotomes dans différents biotopes (milieux urbains, périurbains et ruraux), les zones bioclimatiques (humide, subhumide, semi-aride) et l'altitude. A cet effet, une étude écologique des phlébotomes dans les différents milieux et les différents étages bioclimatiques a été réalisée. De plus, une étude morphométrique a été réalisée pour définir les critères morphologiques utiles pour l'identification et la séparation des espèces. Le nombre de spécimens capturés, cependant, est de 7, 478 dont 7, 162 (51,5 % sont des mâles et 48,5 % de femelles) appartiennent à huit espèces : *Phlebotomus perniciosus* Newstead, 1911 (77,4 % du total des spécimens capturés), *Phlebotomus perfiliewi* Parrot, 1930 (14,6 %), *Phlebotomus longicuspis* Nitzulescu, 1911 (5.9%), *Phlebotomus papatasi* Scopoli, 1786 (<1%), *Phlebotomus sergenti* Parrot, 1917 (<1%) *Phlebotomus chadlii* Rioux, Juminer et Gibily 1966 (<1%), *Sergentomyia minuta* Adler et Theodor, 1927 (1%), et *Sergentomyia fallax* Parrot, 1921 (<1%). L'abondance totale des phlébotomes a montré une corrélation négative avec l'altitude mais elle est significativement plus élevée dans les milieux ruraux. La composition de la communauté de phlébotomes est significativement différente entre les milieux ruraux et urbains/périurbains. Alors que, la partition additive de la diversité bêta a montré 71,4 % de la dissemblance de la composition entre les gradients d'altitude et les bioclimats due au renouvellement des espèces de phlébotomes et 28,6% résultent de l'imbrication. Cependant, la variation de la composition des phlébotomes entre les différents biotopes est principalement due à l'imbrication des communautés. L'abondance des phlébotomes a tendance de corrélérer positivement avec la température et négativement avec l'humidité et les précipitations. Les résultats de cette étude aident à définir le risque de transmission de *Leishmania* et à développer des méthodes de lutte anti-vectorielle, en particulier, dans la province de Mila et en Algérie dans son ensemble. Des différences significatives sont observées dans certaines et dans la quasi-totalité des critères morphométriques qui permet de séparer, respectivement, *P. perniciosus* /*P. longicuspis* et les différents espèces et genres.

Mots-clés : Phlébotomes, leishmaniose, Mila, étude morphométrique.

Bioecological and morphometric study of sand flies from urban, peri-urban and rural areas in subhumid and semi-arid regions.

Abstract

Sand flies (Diptera: Psychodidae) transmit several *Leishmania* (Kinetoplastida: Trypanosomatidae) species, which cause leishmaniasis, a significant public health concern in Algeria. We compared sand fly species abundance and composition among different biotopes (urban, peri-urban, rural areas), bioclimatic zones (humid, sub-humid, semi-arid), and elevation ranges. To this end, an ecological study of sand flies in different environments and different bioclimatic zones was carried out. In addition, a morphometric study was carried out to define the useful morphological criteria for species identification and separation. In total, 7,478 specimens were captured; of which, 7,162 (51.5% males vs. 48.5% females) belong to eight species: *Phlebotomus perniciosus* Newstead, 1911 (77.4% of the total captured specimens), *Phlebotomus perfiliewi* Parrot, 1930 (14.6%), *Phlebotomus longicuspis* Nitzulescu, 1911 (5.9%), *Phlebotomus papatasi* Scopoli, 1786 (<1%), *Phlebotomus sergenti* Parrot, 1917 (<1%), *Phlebotomus chadlii* Rioux, Juminer et Gibily 1966 (<1%), *Sergentomyia minuta* Adler et Theodor, 1927 (1%), and *Sergentomyia fallax* Parrot, 1921 (<1%). Sand fly total abundance showed negative correlations with altitude and was significantly higher in rural areas. Sand fly community composition was significantly different between rural and urban/peri-urban areas. The additive partitioning of beta diversity showed that 71.4% of the compositional dissimilarity among elevation ranges and bioclimates was due to sand fly species turnover, and 28.6% resulted from nestedness. However, the variation in sand fly composition among different biotopes was mainly due to community nestedness. Sand flies abundance trended to correlate positively with temperature and negatively with humidity and precipitation. Findings from this study help define the risk of *Leishmania* transmission and develop methods for vector control in Mila province and Algeria as a whole. Significant differences were observed in some and almost all of the morphometric criteria that allows separating, respectively, *P. perniciosus* / *P. longicuspis* and the different species and genera.

Keywords: Sand flies, leishmaniasis, Mila, morphometric study.

دراسة بيولوجية ومورفومترية لذباب الرمل في الاوساط الحضرية، شبه الحضرية والريفية في المناطق شبه الرطبة وشبه الجافة.

ملخص

ذباب الرمل (Diptera: Psychodidae) ينقل العديد من أنواع الليشمانيا (Kinetoplastida: Trypanosomatidae) التي تسبب داء الليشمانيات، وهو مصدر قلق كبير للصحة العامة في الجزائر. قارنا وفرة أنواع ذبابة الرمل وتركيبها بين مختلف البيئات الحيوية (الاساط الحضرية وشبه الحضرية والريفية)، والمناطق المناخية الحيوية (الرطبة وشبه الرطبة وشبه الجافة) ونطاقات الارتفاع. ولهذه الغاية، تم إجراء دراسة بيئية لذباب الرمل في بيئات مختلفة ومناطق مناخية مختلفة. بالإضافة إلى ذلك، تم إجراء دراسة مورفومترية لتحديد المعايير المورفولوجية المفيدة لتحديد وفصل الأنواع. في المجموع، تم التقاط 7478 عينة. منها 7162 (51.5٪ ذكور مقابل 48.5٪ إناث) تنتمي إلى ثمانية أنواع: *Phlebotomus perniciosus* Newstead, 1911 (77.4٪ من إجمالي العينات المأخوذة)، *Phlebotomus perfiliewi parrot*، 1930 (14.6٪)، *Phlebotomus longicuspis* Nitzulescu, 1911 (5.9٪)، *Phlebotomus papatasi*، 1786 (1٪) Scopoli، *Phlebotomus sergenti* Parrot, 1917 (1٪)، *Phlebotomus chadlii* Rioux، 1966 (1٪) Juminer et Gibily، *Sergentomyia minuta* Adler et Theodor, 1927 (1٪) و *Sergentomyia*، 1921 (1٪) Fallax Parrot. أظهرت الوفرة الكلية لذبابة الرمل ارتباطاً سلبياً مع الارتفاع وكانت أعلى بشكل ملحوظ في المناطق الريفية. كان تكوين مجتمع ذباب الرمل مختلفاً بشكل كبير بين المناطق الريفية والحضرية / شبه الحضرية. أظهر التقسيم الإضافي لتنوع بيئاً أن 71.4٪ من الاختلاف التركيبي بين نطاقات الارتفاع والمناخ الحيوي كان بسبب دوران أنواع ذبابة الرمل، و 28.6٪ نتجت عن التداخل. ومع ذلك، كان الاختلاف في تكوين ذبابة الرمل بين البيئات الحيوية المختلفة يرجع أساساً إلى تداخل المجتمع. تميل وفرة ذباب الرمل إلى ارتباط إيجابي مع درجة الحرارة وسلبياً مع الرطوبة والتساقط. تساعد نتائج هذه الدراسة في تحديد مخاطر انتقال الليشمانيا وتطوير طرق لمكافحة ناقلات الأمراض في ولاية ميله والجزائر ككل. لوحظت فروق ذات دلالة إحصائية في بعض المعايير الشكلية وتقريباً جميعها التي تسمح بفصل *P. perniciosus* و *P. longicuspis* والأنواع المختلفة والأجناس، على التوالي.

الكلمات المفتاحية: ذباب الرمل، داء الليشمانيات، ميله، دراسة مورفومترية.

Liste des abréviations

A3 : Segment antennaire 3.

A4 : Segment antennaire 4.

A5 : Segment antennaire 5.

CDC : Centers for Disease Control.

DIO : Distance inter-oculaire.

E : Epipharynx.

fg : Filament génital.

L : Longueur aile.

l : Largeur aile.

L c : Longueur du cou.

L ci : Longueur cibarium.

l ci : Largeur cibarium.

L cl : Longueur clypeus.

l cl : Largeur clypeus.

L co : Longueur du conduit.

L cox : Longueur coxite.

L pa : Longueur paramère.

L Ph : Longueur pharynx.

l Ph : Largeur pharynx.

L sper : Longueur spermathèque.

l sper : Largeur spermathèque.

L st : Longueur style.

L sur : Longueur surstyle.

NA : Nombre d'anneaux.

NS : Nombre de soi.

OMS : Organisation Mondiale de la Santé.

P : *Phlebotomus*.

P1 : Palpe 1.

P2 : Palpe 2.

P3 : Palpe 3.

P4 : Palpe 4.

P5 : Palpe 5.

pg : Pavillon génital.

pis : Piston.

po : Pompe génitale.

S : *Sergentomyia*.

vp : Valve pennière.

α : Alpha.

β : Beta.

γ : Gamma.

δ : Sigma.

π : Pi.

Liste des tableaux

Tableau 1 : Sous-genres et principales espèces de phlébotomes impliquées dans la transmission des diverses leishmanioses.....	23
Tableau 2 : Les principaux réservoirs des Leishmanies en Algérie.....	30
Tableau 3 : Les espèces des phlébotomes d'Algérie.....	32
Tableau 4 : Variation annuelle du quotient pluviométrique d'Emberger (Q2) sur une période de 10 ans (2010-2019) dans la région de Mila.....	42
Tableau 5 : Caractéristiques des sites examinés dans la zone d'étude (région de Mila au Nord-Est de l'Algérie).....	47
Tableau 6 : Liste des espèces de phlébotomes recensés dans la région de Mila.....	61
Tableau 7 : Valeurs des mensurations morphométriques (en μm) des mâles <i>Phlebotomus perniciosus</i>	64
Tableau 8 : Valeurs des mensurations morphométriques (en μm) des femelles <i>Phlebotomus perniciosus</i>	65
Tableau 9 : Valeurs des mensurations morphométriques (en μm) des mâles <i>Phlebotomus longicuspis</i>	67
Tableau 10 : Valeurs des mensurations morphométriques (en μm) des femelles <i>Phlebotomus longicuspis</i>	68
Tableau 11 : Analyse statistiques des mesures morphométriques pour les mâles <i>P. perniciosus</i> et <i>P. longicuspis</i> , les valeurs de <i>P</i> sont indiquées par " (test de t) et * (test de Mann-Whitney).....	69
Tableau 12 : Analyse statistiques des mesures morphométriques pour les femelles <i>P. perniciosus</i> et <i>P. longicuspis</i> , les valeurs de <i>P</i> sont indiquées par " (test de t) et * (test de Mann-Whitney).....	69
Tableau 13 : Valeurs des mensurations morphométriques (en μm) des mâles <i>Phlebotomus perfiliewi</i>	71
Tableau 14 : Valeurs des mensurations morphométriques (en μm) des femelles <i>Phlebotomus perfiliewi</i>	72
Tableau 15: Valeurs des mensurations morphométriques (en μm) des mâles <i>Phlebotomus chadlii</i>	74
Tableau 16 : Valeurs des mensurations morphométriques (en μm) des mâles <i>Phlebotomus papatasi</i>	77
Tableau 17 : Valeurs des mensurations morphométriques (en μm) des femelles <i>Phlebotomus papatasi</i>	78

Tableau 18 : Valeurs des mensurations morphométriques (en μm) des mâles <i>Phlebotomus sergenti</i>	81
Tableau 19 : Valeurs des mensurations morphométriques (en μm) des femelles <i>Phlebotomus sergenti</i>	82
Tableau 20 : Valeurs des mensurations morphométriques (en μm) des mâles <i>Sergentomyia minuta</i>	84
Tableau 21 : Valeurs des mensurations morphométriques (en μm) des femelles <i>Sergentomyia minuta</i>	85
Tableau 22 : Valeurs des mensurations morphométriques (en μm) des femelles <i>S. falax</i>	86
Tableau 23 : Analyse statistiques des mesures morphométriques pour les phlébotomes mâles, les valeurs de <i>P</i> sont indiquées par " (ANOVA) et * (test de Kruskal wallis).....	87
Tableau 24 : Analyse statistiques des mesures morphométriques pour les phlébotomes femelles, les valeurs de <i>P</i> sont indiquées par " (ANOVA) et * (test de Kruskal wallis).....	87
Tableau 25 : Abondance relative par sexe en fonction de type de piège.....	91
Tableau 26 : Abondance des espèces (moyenne $\pm$ SD) dans différents stades bioclimatiques et biotopes. Les différences (entre les stades bioclimatiques et entre les biotopes) ont été testées statistiquement à l'aide des tests non paramétriques de Kruskal-Wallis et Dunn (utilisés pour de multiples comparaisons par paires).....	96
Tableau 27 : Répartition des phlébotomes collectés (2017-2019) dans les sites étudiés. RS : richesse spécifique ; IS : indice de Simpson ; E : equitabilité.....	101
Tableau 28 : Le nombre (n) et l'abondance relative (%) des phlébotomes collectés à différentes altitudes dans la région de Mila.....	104

Liste des figures

Figure 1 : Une femelle de <i>P. mascittii</i> presque complètement engorgée de sang humain.....	5
Figure 2 : Les stades pré imaginaux de phlébotome.....	8
Figure 3 : Anatomie de la tête d'un phlébotome.....	11
Figure 4 : Le thorax de Phlébotome.....	12
Figure 5 : A- Pattes de phlébotome ; B- Aile de phlébotome.....	13
Figure 6 : A- Anatomie des genitalia mâles, B- Extrémité postérieure de l'abdomen d'une femelle ; C-D Génitalia femelle	14
Figure 7 : Morphologie générale de phlébotome adulte.....	15
Figure 8 : Distribution des principaux genres de phlébotomes.....	18
Figure 9 : Cycle de vie du phlébotome <i>Phlebotomus</i> sp.....	19
Figure 10 : Organisation structurale des deux formes de <i>Leishmania</i> promastigote (A) et amastigotes (B).....	26
Figure 11 : Différents stades de parasite dans le vecteur.....	28
Figure 12 : Cycle de vie de leishmaniose.....	29
Figure 13 : Répartition mondiale de la leishmaniose.....	31
Figure 14 : Situation géographique de la wilaya de Mila.....	37
Figure 15 : Températures mensuelles moyennes (en°C) de la région de Mila pour la période d'étude (2017 – 2019).....	38
Figure 16 : Précipitations mensuelles moyennes (en mm) de la région de Mila pour la période d'étude (2017 – 2019).....	39
Figure 17 : Humidité mensuelles moyennes (en %) de la région de Mila pour la période d'étude (2017 – 2019).....	40
Figure 18 : Vitesse mensuelles moyennes vents (en m/s) de la région de Mila pour la période d'étude (2017 – 2019).....	40
Figure 19 : Diagramme Ombrothermique de Bagnouls et Gaussen de la période d'étude (2017-2019) de la région de Mila.....	41
Figure 20 : Position de la région de Mila dans le climagramme d'Emberger (2010-2019).....	43
Figure 21 : Localisation géographiques des sites d'étude dans la région de Mila (les codes des sites mentionnés dans le tableau 5).....	46
Figure 22 : Paysages de quelques sites d'échantillonnage (photos originales)	48
Figure 23 : Pièges adhésifs installés dans différents biotopes (photos originales).....	50
Figure 24 : Piège lumineux de type CDC ; A- en milieu urbain, B- en milieu rural (photos originales).....	51

Figure 25 : Tri, conservation et éclaircissement des phlébotomes, (A) tri et conservation dans l'éthanol 70%, (B) dégraissage des captures de papier huilés dans l'alcool-éther, (C) éclaircissement dans le potasse à 10%, (D) rinçage dans l'eau distillée, (E) conservation dans le liquide de Marc-André (photo originales).....	52
Figure 26 : La technique de montage, A dissection d'un phlébotome femelle, B dissection sous la loupe binoculaire, C montage dans la gomme au chloral, D identification par microscope, E lames étiqueté après l'identification (photos originales).....	54
Figure 27 : Photos représentant le logiciel utilisé pour l'étude morphométrique (photos originales).....	56
Figure 28 : Tête d'un phlébotome, les différents caractères mesurés ; Ph : pharynx, DIO : distance interoculaire, ci : cibarium, cl : clypeus, E : epipharynx, P1-P5 : palpes 1-5 (photo originale).....	56
Figure 29 : Aile d'un phlébotome, les différents caractères mesurés. L : longueur aile, l : largeur aile (photo originale).....	57
Figure 30 : Génitalia d'un phlébotome (A : femelle, B : male), les différents caractères mesurés. pg : pavillon génitale, fg : filaments génitaux, vp : valve pénienne, lb : lobe basale du coxite (photos originales).....	57
Figure 31 : Critères d'identification du sous-genre <i>Larroussious</i> ; (A) Génitalia mâle (x10), (B) spermathèque femelle (x400), (C) pharynx (x400) (photos originales).....	62
Figure 32 : Critères d'identification de <i>Phlebotomus perniciosus</i> ; (A) valves péniennes forme typique, (B) valves péniennes forme atypique, (C) spermathèque femelle (x400) (photos originales).....	63
Figure 33 : Critères d'identification de <i>Phlebotomus longicuspis</i> ; (A) valves péniennes, (B) spermathèque femelle (x400) (photos originales).....	66
Figure 34 : Critères d'identification de <i>Phlebotomus perfiliewi</i> ; (A) valves péniennes, (B) spermathèque femelle (x400) (photos originales).....	70
Figure 35 : Critères d'identification de <i>Phlebotomus chadlii</i> ; valves péniennes mâle (x400) (photo originales).....	73
Figure 36 : Critères d'identification de <i>Phlebotomus papatasi</i> ; (A) génitalia male (x40), (B) spermathèque femelle, (C) pharynx (x400) (photos originales).....	76
Figure 37 : Critères d'identification de <i>Phlebotomus sergenti</i> ; (A) génitalia male (x100), (B) spermathèque femelle, (C) pharynx (x400) (photos originales).....	80
Figure 38 : Critères d'identification de <i>sergentomyia minuta</i> ; (A) génitalia male (x100), (B) spermathèque femelle (x400), (C) tête femelle (x100), (D) cibarium (x1000) (photos originales).....	83

Figure 39 : Critères d'identification de <i>Sergentomyia falax</i> ; (A) spermathèque femelle (x400), (B) tête femelle (x100), (C) pharynx (x400), (D) cibarium (x400) (photos originales).....	86
Figure 40 : Répartition de phlébotomes récoltés en fonction de genre.....	89
Figure 41 : Répartition des genres en fonction de type de pièges.....	90
Figure 42 : Abondance relatives des espèces recensées par pièges.....	91
Figure 43 : Abondance relative par sexe en fonction de type de piège.....	92
Figure 44 : Courbes d'accumulation d'espèces (a), Estimations de l'indice de richesse et de Chao pour tous les sites ensemble (b), uniquement les sites échantillonnés à l'aide de pièges huileux (c) et uniquement les sites échantillonnés à l'aide de CDC (d).....	93
Figure 45 : Mise à l'échelle multidimensionnelle non métrique (NMDS) comparant la composition des espèces de phlébotomes parmi les trois biotopes (a), les trois zones bioclimatiques (b) et les trois années d'échantillonnage (c). Valeurs de la diversité bêta mesurée par l'indice de dissemblance de Sørensen ($\Delta \beta_{SOR}$) et ses deux composantes, l'emboîtement ($\Delta \beta_{NES}$) et le renouvellement ($\Delta \beta_{SIM}$) (d).....	95
Figure 46 : Abondance relative générale des espèces recensées.....	98
Figure 47 : Groupement hiérarchique aggloméré (AHC) séparant les sites d'échantillonnage en fonction de la composition de la communauté de phlébotomes.....	99
Figure 48 : diagramme de cordon illustrant la relation entre l'occurrence/l'abondance des espèces de phlébotomes et les sites d'échantillonnage.....	99
Figure 49 : Variation spatiale de l'indice de Simpson et d'équitabilité dans les sites prospectés.....	100
Figure 50 : Occurrence des espèces recensées au cours de la période d'étude.....	102
Figure 51 : Indice de similitude de Jaccard calculé pour tous les stations étudiées.....	103
Figure 52 : Abondance des espèces (transformée en logarithme) à travers le gradient altitudinal, en prenant tous les sites échantillonnés ensemble (a), uniquement les sites échantillonnés à l'aide de pièges huileux (b) et uniquement les sites échantillonnés à l'aide de CDC (c). Les valeurs de corrélation de Spearman entre l'abondance de chaque espèce et l'altitude sont également indiquées en (a).....	105
Figure 53 : La dynamique mensuelle (de juin à septembre) de l'abondance des espèces de phlébotomes ainsi que les moyennes mensuelles des températures (MT), de l'humidité relative (H) et des précipitations (P) dans la région de Mila (a). Les corrélations de Spearman entre le nombre mensuel d'espèces de phlébotomes et les variables climatiques (b).....	109

Sommaire

RÉSUMÉS

LISTE DES ABREVIATIONS

LISTE DES TABLEAUX

LISTE DES FIGURES

INTRODUCTION.....	1
CHAPITRE I. SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE.....	4
I.1. Les Phlébotomes.....	4
I.1.1. Généralité.....	4
I.1.2. Classification.....	5
I.1.3. Morphologie.....	7
I.1.3.1. Stades pré imaginaux.....	7
I.1.3.1.1. Œuf.....	7
I.1.3.1.2. Larve.....	7
I.1.3.1.3. Nymphé.....	8
I.1.3.2. Imago.....	9
I.1.3.2.1. Tête.....	9
I.1.3.2.2. Thorax.....	11
I.1.3.2.3. Abdomen.....	13
I.1.4. Biologie et écologie.....	15
I.1.4.1. Habitat.....	15
I.1.4.2. Nutrition et Reproduction.....	16
I.1.4.3. Activité.....	16
I.1.4.4. Longévité.....	17
I.1.4.5. Répartition.....	17
I.1.5. Cycle de vie.....	18
I.1.6. Les phlébotomes et les changements climatiques.....	19
I.2. Importance médicale des phlébotomes.....	20
I.2.1. Pathogénicité propre.....	20
I.2.2. Transmission vectorielle.....	20
I.2.2.1. Transmission des virus.....	21
I.2.2.2. Transmission des bactéries.....	22
I.2.2.3. Transmission des parasites.....	22
I.3. La leishmaniose.....	23

I.3.1. Le parasite <i>Leishmania</i>	25
I.3.1.1. Classification.....	25
I.3.1.2. Morphologie.....	25
I.3.1.2.1. Les promastigotes.....	26
I.3.1.2.2. Les amastigotes.....	26
I.3.1.3. Cycle de vie.....	27
I.3.1.4. Réservoirs des leishmanies.....	29
I.3.2. Modes de transmission.....	30
I.3.3. Répartition géographique.....	30
I.4. Les phlébotomes et la leishmaniose en Algérie.....	31
I.4.1. Les phlébotomes.....	31
I.4.1.1. Liste de phlébotomes d'Algérie.....	31
I.4.1.2. Distribution.....	32
I.4.1.2.1. Etage humide.....	32
I.4.1.2.2. Etage subhumide.....	32
I.4.1.2.3. Etage semi-aride.....	33
I.4.1.2.4. Etage aride.....	33
I.4.1.2.5. Etage saharien.....	33
I.4.2. La leishmaniose.....	33
I.4.2.1. Leishmaniose Viscérale.....	34
I.4.2.2. La Leishmaniose cutanée du Nord.....	34
I.4.2.3. Leishmaniose Cutanée Zoonotique.....	34
I.4.2.4. Leishmaniose cutanée anthroponotique.....	35
I.4.2.5. La leishmaniose canine.....	35
I.5. Lutte contre les phlébotomes.....	35
CHAPITRE II. MATERIELS ET METHODES	37
II.1. Présentation de la zone d'étude.....	37
II.1.1. Cadre administratif.....	37
II.1.2. Cadre climatique.....	37
II.1.2.1. Température.....	38
II.1.2.2. Précipitation.....	38
II.1.2.3. Humidité.....	40
II.1.2.4. Vent.....	40
II.1.2.5. Synthèse climatique.....	41
II.1.2.5.1. Indice de Bagnouls et Gaussen.....	41

II.1.2.5.2. Indice pluviométrique d'Emberger (Q).....	42
II.1.3. Cadre hydrologique.....	43
II.1.4. Cadre géologique.....	43
II.1.5. Cadre végétatif.....	45
II.1.6. Stations d'études.....	45
II.2. Techniques d'échantillonnage sur terrain et traitement des échantillons au laboratoire.....	48
II.2.1. Techniques d'échantillonnage sur terrain	48
II.2.1.1. Technique de piège adhésif (pièges huileux).....	49
II.2.1.2. Technique de pièges lumineux.....	50
II.2.2. Traitement des échantillons au laboratoire.....	51
II.2.2.1. Technique de tri et de conservation des phlébotomes.....	51
II.2.2.2. Eclaircissement.....	52
II.2.2.3. Montage rapide dans la gomme au chloral.....	53
II.2.2.4. Identification des spécimens.....	54
II.2.2.5. Etude morphométrique.....	55
II.3. Traitement des données.....	57
II.3.1. Analyses écologiques.....	57
II.3.1.1. Richesse spécifique (RS).....	58
II.3.1.2. Abondance relative (AR).....	58
II.3.1.3. Indice d'occurrence (C).....	58
II.3.1.4. Indice de Simpson (IS).....	58
II.3.1.5. Indice d'équitabilité (E).....	58
II.3.1.6. Indice de Jaccard (CJ).....	59
II.3.2. Analyses statistiques.....	59
CHAPITRE III. RESULTATS ET DISCUSSION.....	61
III.1. Inventaire faunistique des phlébotomes recensés dans la région de Mila.....	61
III.2. Identification des espèces.....	62
III.2.1. Sous-genre <i>Larroussious</i>	62
III.2.1.1. <i>Phlebotomus (Larroussious) perniciosus</i>	62
III.2.1.1.1. Description morphologique.....	63
III.2.1.1.2. Etude morphométrique.....	64
III.2.1.2. <i>Phlebotomus (Larroussious) longicuspis</i>	65
III.2.1.2.1. Description morphologique.....	66
III.2.1.2.2. Etude morphométrique.....	66
III.2.1.3. <i>Phlebotomus (Larroussious) perfiliewi</i>	69

III.2.1.3.1. Description morphologique.....	70
III.2.1.3.2. Etude morphométrique.....	70
III.2.1.4. <i>Phlebotomus (Larroussious) chadlii</i>	73
III.2.1.4.1. Description morphologique.....	73
III.2.1.4.2. Etude morphométrique.....	73
III.2.2. Sous-genre <i>Phlebotomus</i>	74
III.2.2.1. <i>Phlebotomus (Phlebotomus) papatasi</i>	75
III.2.2.1.1. Description morphologique.....	75
III.2.2.1.2. Etude morphométrique.....	76
III.2.3. Sous-genre <i>Paraphlebotomus</i>	79
III.2.3.1. <i>Phlebotomus (Paraphlebotomus) sergenti</i>	79
III.2.3.1.1. Description morphologique.....	79
III.2.3.1.2. Etude morphométrique.....	80
III.2.4. Sous-genre <i>Sergentomyia</i>	82
III.2.4.1. <i>Sergentomyia (Sergentomyia) minuta</i>	83
III.2.4.1.1. Description morphologique.....	83
III.2.4.1.2. Etude morphométrique.....	84
III.2.4.2. <i>Sergentomyia (Sergentomyia) fallax</i>	85
III.2.4.2.1. Description morphologique.....	85
III.2.4.2.2. Etude morphométrique.....	86
III.3. Etude écologique.....	89
III.3.1. Répartition des phlébotomes en fonction du genre.....	89
III.3.2. Résultats de capture par piège.....	89
III.3.3. Résultats de capture par biotope et étage climatique.....	94
III.3.4. Indices écologiques.....	97
III.3.4.1. Abondance relative.....	97
III.3.4.1.1. Abondance relative générale.....	97
III.3.4.1.2. Abondance relative spatiale.....	98
III.3.4.2. Richesse spécifique.....	100
III.3.4.3. Indice de diversité (indice de Simpson) et indice de la prédominance (indice d'équitabilité).....	100
III.3.4.4. Indice d'occurrence.....	102
III.3.4.5. Indice de JACCARD.....	102
III.3.5. Répartition altitudinale.....	104
III.3.6. Répartition saisonnière.....	108

CONCLUSION.....	111
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	113
ANNEXES.....	I

Introduction

Introduction

Les vecteurs, organismes vivants, peuvent propager les maladies infectieuses d'un hôte à un autre. Il s'agit généralement d'insectes hématophages qui avalent les pathogènes présents chez un hôte infecté lors d'un repas sanguin. Ensuite, ils les réinjectent dans un nouvel hôte une fois que l'infection a proliféré. Lorsqu'un vecteur devient infecté, il est fréquemment capable de propager l'infection à des repas de sang successifs pendant toute la durée de son cycle de vie (OMS, 2020).

L'ordre de diptère est l'un des plus diversifiés d'insectes, avec environ 240 000 espèces, dont celles qui sont responsables de la transmission de terribles maladies. Les diptères sont d'une immense importance pour la santé humaine et animale (Alikhan et al., 2016). Les *Psychodidae*, insectes parmi les plus répandus, sont considérés comme les plus anciens des familles de diptères, avec des fossiles remontant à la fin du Jurassique ou peut-être au début du Trias, il y a environ 200 millions d'années (Munstermann, 2019).

Parmi les groupes de diptères vecteurs de maladies importantes, les *Phlebotominae*, qui en raison de leur implication prouvée dans la transmission de maladies humaines et vétérinaires, n'ont depuis plus de cent ans, cessé de susciter un grand intérêt (Es-Sette et al., 2016). Cependant, la sous-famille *Phlebotominae* reste l'une des deux sous-familles de *Psychodidae* qui présente une grande importance économique et médicale (Munstermann, 2019). Les phlébotomes (Diptères : *Phlebotominae*) sont des vecteurs connus du parasite *Leishmania*, de la bactérie *Bartonella bacilliformis* et des virus des genres *Phlebovirus*, *Vesiculovirus* et *Orbivirus* transmis par les espèces appartenant aux genres *Phlebotomus* et *Lutzomyia* dans l'Ancien et le Nouveau monde, respectivement (Jancarova et al., 2019).

La leishmaniose fait partie des maladies tropicales négligées et considérées comme des maladies parasitaires impératives. Elle est endémique dans 98 pays à travers le monde, mettant plus de 350 millions de personnes en risque d'infection et entraînant plus de 12 millions de cas d'infection (Sharma et al., 2021). En Algérie, la leishmaniose est une maladie ré-émergente (Adel et al., 2014). Elle reste l'un des pays les plus touchés par la leishmaniose, avec plus de 20 000 cas signalés chaque année, et une incidence de 28,19 cas pour 100 000 habitants (Izri, et al., 2021). Au niveau national, les deux formes cliniques viscérales et cutanées de la maladie sont répandues, et sont devenues un problème de santé publique en raison de l'augmentation de leur incidence annuelle et de leur propagation à travers le pays, ainsi que de la coexistence des deux types sur un même foyer (Bachi, 2006).

L'expansion de l'aire de répartition de la leishmaniose est liée à celle des populations de vecteurs en réponse au changement climatique (**Cunze et al., 2019**). La compréhension de l'écologie des vecteurs et leur répartition mensuelle en fonction des variations climatiques peut contribuer à une meilleure compréhension de l'épidémiologie des leishmanioses et la dynamique des phlébotomes, ainsi qu'à augmenter l'efficacité des méthodes de lutte dans les zones de transmission (**Pereira et al., 2020**).

L'identification des espèces vectrices doit être, aussi, précise que possible dans le cas des maladies à transmission vectorielle. Certainement, des espèces proches morphologiquement peuvent présenter des variations écologiques ou biologiques majeures, entraînant des rôles différents dans le cycle de transmission (**Fontenille et al., 2017**). La morphométrie traditionnelle reste une méthode efficace pour différencier les espèces de phlébotomes, en particulier celles qui sont étroitement apparentées (**Dujardin et Le Pont, 2004**). En effet, dans un premier temps, seuls les détails de la morphologie externe sont étudiés pour différencier et classer les espèces de phlébotomes, en mettant l'accent sur les mesures et les ratios, une technique connue sous le nom de phlébométrie. Après, les structures internes, notamment le cibarium, le pharynx et les spermathèques sont utilisés comme caractères taxonomiques (**Lane, 1986**).

Les espèces de phlébotomes vectrices de la leishmaniose en Algérie appartiennent au genre *Phlebotomus*. Ils sont classés, ainsi, au nombre de cinq : *Phlebotomus perniciosus* Newstead, 1911 (**Izri et al., 1990**), *Phlebotomus perfiliewi* Parrot, 1930 (**Izri et Belazzoug, 1993**), *Phlebotomus longicuspis* Nitzulescu, 1911 (**Berdjane -Brouk et al., 2012**), *Phlebotomus papatasi* Scopoli, 1786 (**Izri et al., 1992**), et *Phlebotomus sergenti* Parrot, 1917 (**Boubidi et al., 2011**). Ces espèces font partie des vingt-quatre espèces constituant la faune des phlébotomes algériens (**Bounamous et al., 2008 ; Berdjane-Brouk et al., 2011**). Cependant, il faut signaler qu'il y a un manque de données sur la dynamique des phlébotomes et sur l'effet de l'altitude sur la répartition des phlébotomes dans la région de Mila.

Par conséquent, le présent travail étudie l'écologie des espèces de phlébotomes dans la région de Mila et vise :

- 1) A comparer la composition des espèces de phlébotomes entre les différents biotopes, les zones bioclimatiques et les années (2017, 2018, 2019) ;
- 2) A tester si la variation de la composition des phlébotomes entre les biotopes, les zones bioclimatiques et les gradients d'altitude est due au renouvellement des espèces (c'est-à-dire la

restitution d'une espèce dans un site par d'autres espèces dans un autre site), ou l'imbrication communautaire (c'est-à-dire que les sites à faible richesse hébergent une partie des espèces des sites les plus riches) ou les deux.

3) A tester si l'abondance des espèces de phlébotomes varie selon le gradient altitudinal, les différents biotopes (zones urbaines, périurbaines, rurales) et les zones bioclimatiques (humides, subhumides, semi-arides) ;

4) A étudier la variation morphologique des phlébotomes.

Ce travail de thèse est réparti en trois chapitres :

-Le premier chapitre de ce travail expose une synthèse bibliographique décrit tout ce qui concerne les phlébotomes, leurs morphologie, leurs bio-écologie, leurs répartition géographiques, et leurs importance médico-vétérinaire.

-Le deuxième chapitre est dédié à décrire la zone d'étude et la méthodologie d'échantillonnage sur terrain et de traitement au laboratoire des phlébotomes.

-Le troisième chapitre de ce projet de thèse couvre tous les résultats obtenus, ainsi que leurs discussions.

Chapitre I

Synthèse bibliographique

Chapitre I : Synthèse bibliographique

I.1. Les Phlébotomes

I.1.1. Généralité

Les phlébotomes sont des petites insectes de taille réduite, ils estiment d'environ 2 à 3 mm (Izri et al., 2006 ; Kato et al., 2010), de couleur peut aller du gris au jaune ou brun (Willenbrink et Elston, 2018), velus avec une apparence bossu (Rodhain, 2015).

Le mot « sandflies » est le nom conjoint de phlébotomes, vient de l'étude des phlébotomes dans les zones les plus arides de l'Ancien Monde. Le mot « sandflies » est également appliqué aux moucheron piqueurs (*Ceratopogonidae*) et quelquefois aux mouches noires (*Simuliidae*) (Service, 2012 ; Munstermann, 2019). Le premier phlébotome a été révélé en Italie (Scopoli, 1783) depuis environ deux cent trente ans, et actuellement plus de 1000 espèces et sous espèces ont été décrits (Depaquit et Léger, 2017).

En raison de la position caractéristique de leurs ailes dressent en V vertical au-dessus de leurs corps, les phlébotomes se différencient facilement des autres petits Diptères principalement par rapport aux autres membres de la famille de *Psychodidae* à laquelle ils appartiennent (Lane, 1993 ; Alten, 2010).

Aussi, les phlébotomes se différent des autres sous-familles de *Psychodidae* (*Trichomyiinae*, *Sycoracinae*, *Psychodinae* et *Bruchomyiinae*), par la présence de pièces buccales piqueuses aussi moins longues que la tête, de segments antennaires, de palpes à cinq segments, et d'une veine radiale à cinq branches et par l'absence de pont oculaire (Lane, 1993).

Les phlébotomes (petits moucheron hémato-phages) jouent un rôle important dans la chaîne de transmission (Bachi, 2006). En effet, ils considérées le seul vecteur naturel de parasite *Leishmania* (Bates et al., 2015). Il y a 98 espèces de phlébotomes sont des vecteurs confirmés ou suspectés de leishmaniose humaine, dont 42 espèces du genre *Phlebotomus* dans l'Ancien Monde et 56 espèces du genre *Lutzomyia* dans le Nouveau Monde (El Aasri et al., 2018). Cependant, le genre *Sergentomyia* a été décrit récemment comme vecteur de la leishmaniose dans l'Ancien Monde (Maia et Depaquit, 2016).

Le genre *Phlebotomus* n'est présent que dans l'Ancien Monde, depuis les régions méridionales des régions tempérées du nord, principalement la région méditerranéenne, jusqu'en Asie centrale et dans les régions tropicales, mais il n'y a pas beaucoup d'espèces en Afrique subsaharienne ou en Asie du Sud-Est et aucune dans le zone Pacifique. Les espèces de *Sergentomyia* sont également confinées à l'Ancien Monde, se trouvant principalement dans la sous-région indienne, l'Afrique subsaharienne et l'Asie. Le genre *Lutzomyia* ne se trouvent que dans le Nouveau Monde et, en revanche, se trouvent principalement dans les zones forestières d'Amérique centrale et d'Amérique du Sud (Service, 2012).



Figure 1 : Une femelle de *P. mascittii* presque complètement engorgée de sang humain (Naucke et al., 2008).

I.1.2. Classification

Les phlébotomes appartiennent au :

Règne : Animalia

Phylum : Arthropoda

Sous-phylum : Euarthropoda

Superclasse : Antenata

Classe : Insecta

Ordre : Diptera

Sous-ordre : Nematocera

Famille : Psychodidae

Sous famille : Phlebotominae (Torres-Guerrero et al., 2017)

Historiquement, la classification des phlébotomes été basées sur les caractères morphologiques des spécimens morts en utilisant en premier lieu l'étude des armatures morphologiques externes tels que le génétalia male, les nervures alaires, ainsi que la phlébotométrie (les mesures externes). Par la suite, l'examen des organes internes tels que les spermathèques, le cibarium et le pharynx a été utilisée (Akhoundi et al., 2016).

Longtemps, la tentation d'adopter une classification minimaliste employant une nomenclature simplifiée accessible aux utilisateurs non systématiciens a prévalu (Abonnenc, 1972).

Plusieurs classifications ont été proposées (Bounmaous, 2010 ; Akhoundi et al., 2016) :

Synthèse bibliographique

-En 1977, **Lewis et al.** ont suggéré cinq genres, *Phlebotomus* (Rondani) et *Sergentomyia* (França) pour les phlébotomes de l'ancien monde, et *Lutzomyia* (França), *Brumptomyia* (França et Parrot), et *Warileya* (Hertig) pour les phlébotomes du Nouveau Monde.

-En 1987, **Leng** décrit le genre *Chinius*.

-En 1991, **Artemiev** a proposé une nouvelle classification avec 24 genres.

-En 1998, **Rispail et Léger** ont proposé une nouvelle classification pour les phlébotomes de l'Ancien Monde, basée sur une étude morphologique suggérant leur division en sept genres, dont : *Phlebotomus*, *Australophlebotomus*, *Idiophlebotomus*, *Spelaeophlebotomus*, *Sergentomyia*, *Spelaeomyia* et *Chinius*.

-En 1999, **Léger et Depaquit** fixent 13 genres, en se basant sur les preuves biogéographiques et morphologiques.

-En 2003, **Galati** a proposé un nouveau système de classification pour les phlébotomes du Nouveau Monde. Le système a reconnu 464 espèces de phlébotomes néotropicaux, regroupées en 23 genres, 20 sous-genres, trois groupes d'espèces et 28 séries. Cette classification comprend un examen complet et une réorganisation de la sous-famille Phlebotominae, qui est en outre classée en deux tribus, Hertigiini (sous-tribus Hertigiina et Idiophlebotomina) et Phlebotomini (Phlebotomina, Australophlebotomina, Brumptomyiina, Sergentomyiina, sous-Psychodomygina).

L'identification conventionnel peut être négligée la présence de sous-populations aux premiers stades de la divergence génétique, sans changement morphologique remarquable par rapport à la population principale (**Dokianakis et al., 2018**). Ainsi la flexibilité phénotypique et les complexes d'espèces cryptiques posent des problèmes d'identification des espèces basés sur des outils morphologiques (**Kumar et al., 2012**).

Récemment, les marqueurs moléculaires ont été introduit pour enrichie l'étude des phlébotomes permettant de surmonter les limites de la morphologie et de l'écologie classique en manifestant de nouvelles perspectives sur la taxonomie et la systématique des phlébotomes (**Golczer et Arrivillaga, 2015**). Le barcoding d'ADN est devenu un outil efficace pour l'identification des espèces dans différentes catégories taxonomiques et ont été jugés utiles pour l'identification de nombreuses espèces d'insectes (**Kumar et al., 2012**). Cette technique a été utilisée pour l'identification des phlébotomes (**Romero-Ricardo et al., 2016**). En plus la technique (PCR - RFLP) est considéré comme outil moléculaire avantageuse ; rapide et plus fiable en comparaison avec l'identification morphologique. Il a été utilisé pour l'identification des phlébotomes dans le bassin méditerranéen, le Nouveau Monde, en Inde et en Algérie (**Bounamous et al., 2014 ; Dokianakis et al., 2016**).

I.1.3. Morphologie

I.1.3.1. Stades pré imaginaires

Les stades pré imaginaires comprennent trois stades de développement : œuf, larve, et nymphe. Ces stades sont terrestres et non aquatiques (**Killick-Kendrick, 2002**).

I.1.3.1.1. Œuf

L'œuf du phlébotome est de forme ovale, elle mesure d'environ 0.35 à 0.40 mm de longueur et 0.09 à 0.13 mm de largeur, et caractérisé par une surface ventrale un peu concave et une surface dorsale convexe (**Dolmatova et Demina, 1971**). Les œufs nouvellement pondus sont de couleur blanc à gris clair ou brun clair, mais après quelques heures ils deviennent brun foncé, gris ou noir selon les espèces (**Lawyer et Perkins, 2000**). Le chorion d'œuf acquiert une mélanisation brun ou brun foncé, une surface légèrement brillante et un certain nombre de fines marques sur la surface, après douze heures suivant la ponte (**Munstermann, 2019**).

I.1.3.1.2. Larve

La larve du phlébotome est en forme de ver ressemble à des petites chenilles (**Rodhain, 2015**). Elle atteint jusqu'à 10 mm de longueur après quatre stades de développement, et elle a des longues soies caudales, un corps grisâtre clair (**Munstermann, 2019**), une visible tête noire (**Sarwar et al., 2017**), et n'a pas d'yeux (**Dolmatova et Demina, 1971**). La larve est apode, sédentaire, phytophage et saprophile (**Abonnenc, 1972**). Les antennes de la larve sont en forme de volants et petites. Le thorax n'est pas séparé de l'abdomen, et des pseudopodes ventraux sont portés dans les segments abdominaux (**Lawyer et Perkins, 2000**).

-Les larves du premier stade sont de taille réduite moins d'un mm de longueur (**Lawyer et al., 2017**). Dans ce stade, les larves se caractérisent généralement par l'existence d'un éperon d'éclosion qui ne plus être visible après la première mue (**Dolmatova et Demina, 1971**), et par la présence de deux longues soies caudales (**Dolmatova et Demina, 1971 ; Abonnenc, 1972 ; Lane, 1993 ; Claborn, 2010 ; Lawyer et al., 2017**).

-Les larves du deuxième stade ont une taille supérieures à ceux du premier stades (**Lawyer et al., 2017**), elles se caractérisent par quatre soies caudales (**Abonnenc, 1972 ; Claborn, 2010 ; Lawyer et al., 2017**), et le troisième segment de l'antenne se caractérise par être plus long que large (**Abonnenc, 1972**).

-Les larves du troisième stade sont plus grosses et plus fortes que les deuxième stades et possèdent de même quatre soies caudales (**Lawyer et al., 2017**).

- Les larves du quatrième stade sont encore plus grosses, avec des soies latérales plus visibles, et comportent aussi quatre soies caudales. Ce stade a une caractéristique propre qui est la plaque anale dorsale très sclérotisée (**Lawyer et al., 2017**).

I.1.3.1.3. Nymphes

Les nymphes sont initialement ont une couleur jaune pâle (**Munstermann, 2019**). Cependant, suivant les espèces elles prennent rapidement des pigmentations changeantes de brun doré ou d'orange, et s'assombrissent finalement juste avant l'éclosion (**Lawyer et Perkins, 2000**). Elles ont l'aspect d'une chrysalide de papillon et atteignent de 3 à 4 mm en longueur (**Lawyer et Perkins, 2000 ; Lawyer et al., 2017**). Les nymphes adhèrent aux substrats du milieu larvaire en position dressée, et les exuvies de la dernière phase larvaire trouvent liées à l'extrémité caudale. Les nymphes sont couvertes dans un étui rigide, et elle a des pattes, des antennes, et des ailes attentivement rapprochées et apparents par l'entremise de l'enveloppe nymphale. Le prothorax présente une paire d'organes respiratoires tubulaires courts et l'abdomen avec un nombre considérable de soies et épines (**Munstermann, 2019**).

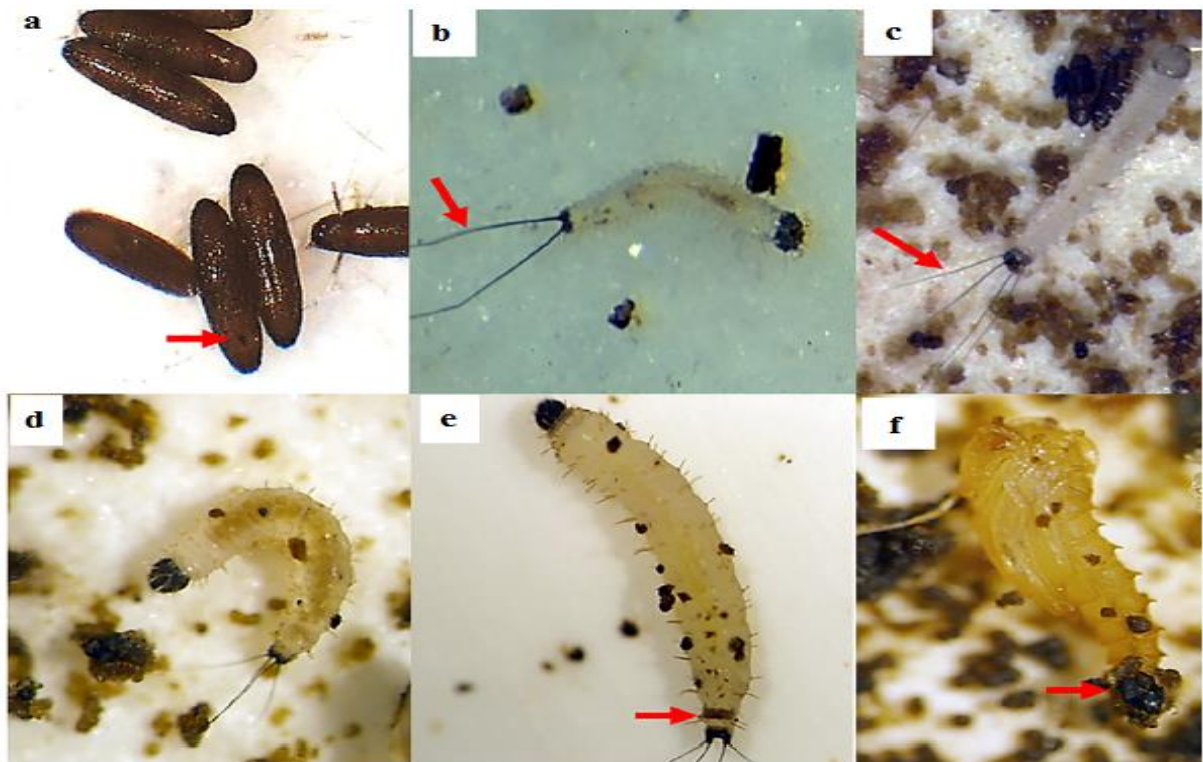


Figure 2 : Les stades pré imaginaires de phlébotome. **a :** Œufs - la flèche orienter vers «le point de départ»; **b :** La larve du 1^{er} stade - la flèche orienter vers les deux soies caudales; **c :** Larve de 2^{ème} stade – flèches orienter vers les quatre soies caudales; **d :** Larve de 3^{ème} stade ; **e :** larve de 4^{ème} stade - la flèche pointe vers la plaque anale dorsale; **f :** Nymphes - la flèche pointe vers l'extrémité caudale du puparium (**Lawyer et al., 2017**).

I.1.3.2. Imago

Le corps du phlébotome adulte est caractérisé par un thorax et un abdomen plus élancés et allongés, avec des écailles dressées mais plus clairsemées de couleur grisâtres, brunâtres ou même jaunâtres (**Munstermann, 2019**). Le corps subdivisé en trois principaux compartiments : tête, thorax et abdomen (**Ba ; 1999**).

I.1.3.2.1. Tête

La tête de phlébotome est principalement constituée d'une capsule chitineuse (épicrâne) (**Abonnenc, 1972**). Elle est petite et hypognathique (**Munstermann, 2019**), avec une forme ovale et deux grands yeux noirs composés, qui couvrent sa plus grande partie (**Dolmatova et Demina, 1971 ; Galati, 2018**). La tête contient les appendices suivants :

- **Les yeux** : les yeux se composent d'un nombre variable de facettes oculaires de différents diamètres. Ils ont une longueur variable, elle peut être inférieure, égale ou supérieure à la moitié de la longueur de la capsule. La largeur d'œil encore varie (**Galati, 2018**).

- **Le front** : "le post-front" la région dorsale où les antennes sont insérées, est souvent appelé le front. Elle porte des protubérances plus ou moins développées et limitée par les sutures interoculaires (**Galati, 2018**).

- **Le pharynx** : nommé aussi "pompe oesophagienne", il est formé d'une plaque dorsale et deux plaques latérales, créant une structure en forme de sac, sa partie postérieure caractérisé par des rides sclérosées transversales (**Galati, 2018**), selon les espèces, le pharynx est plus ou moins marqué (**Abonnenc, 1972**).

- **La face** : ou "le pré-front" elle représenté par la zone située au-dessus du clypeus et au-dessous des antennes (**Galati, 2018**).

- **Le clypeus** : cet organe est de longueur variable, il positionne entre la face et le labrium (**Galati, 2018**), très convexe (**Abonnenc, 1972**), sa surface est entièrement ou partiellement couverte de poils et elle est rarement nue. La zone latérale du clypeus et la zone située entre le bord inférieur de l'œil et la cavité sous-crânienne constituent le géna, qui est lié avec le postgéna situé en position latérale dans la zone ventrale de la tête (**Galati, 2018**).

- **Le cibarium** : Il s'agit d'une cavité créée par des plaques de sclérite dorsoventrales reliées latéralement et constituant les sclérites latéraux. L'armature bucale est formée par diverses séries de dents qui occupent différentes positions et régions par rapport à la lumière et peuvent être présente sur le bord postérieur de la surface ventrale ou du plancher buccal (**Galati, 2018**).

-Les pièces buccales (proboscis)

Chez le phlébotome femelle les pièces buccales consistent six pièces qui sont : le labrium, l'hypopharynx, deux mandibules, et deux maxilles (**Lawyer et Perkins, 2000 ; Rutledge et Gupta, 2009**). Ils sont conservé dans le labium lorsqu'ils ne sont pas utilisés (**Munstermann, 2019**).

***Le labrium** : il provient d'un seul lobe préoral, il est relié extérieurement par le suture clypeolabral au clypeus, et en interne, l'épipharynx forme le haut du canal alimentaire. L'épipharynx est connu comme la surface ventrale de labrium (**Galati, 2018**).

***Les mandibules** : Les mandibules prend l'aspect d'une lame de couteau, le bord interne de la lame est denticulé au sommet (**Dolmatova et Demina, 1971**) et ils sont courbées et articulées à leur base (**Lane, 1993**).

***Les maxilles** : Les maxilles portent les palpes labiaux allongés (**Dolmatova et Demina, 1971**). Chaque côté de la base du mentum contient la lame maxillaire, chaque lame, forte à la base, se rétrécit vers l'apex arrondi (**Abonnenc, 1972**). Lacinia est la base des maxilles, qui grâce à une sécrétion produite par une petite glande à sa base permet la cohérence de labrium, les mandibules, et l'hypopharynx ensemble (**Lane, 1993**). Sur le bord extérieur apical (dents externes), Lacinia peut avoir une rangée de dents disposées longitudinalement ou transversalement au bord. Ils peuvent également être sur une seule ou sur deux rangées longitudinales (**Galati, 2018**).

***L'hypopharynx** : L'hypopharynx a la forme d'une lame (**Abonnenc, 1972 ; Galati, 2018**), il porte beaucoup de dents (**Galati, 2018**), et comprend le canal salivaire (**Lane, 1993 ; Galati, 2018**).

***Le labium** : Le labium est considéré la pièce la plus grosse du proboscis. Une plaque grossièrement triangulaire dite mentum constitué son partie basale. Au sommet de cette pièce basale installent les labelles, appendices mobiles composés de deux segments, dont chacun a une plaque ventrale chitineuse sur laquelle sont insérés des poils. Sur la face dorsale, les bords latéraux des deux segments sont en débordent où un sillon membraneuse interne les séparés. (**Abonnenc, 1972**).

Concernant les pièces buccales mâles, elles ont la même structure à celle du femelle, sauf qu'il n'y a pas de mandibules (**Dolmatova et Demina, 1971 ; Lane, 1993 ; Lawyer et Perkins, 2000 ; Munstermann, 2019**) et que les autres appendices sont plus minces et plus faibles (**Lane, 1993**).

- Les Antennes : Chez les deux sexes, les antennes sont identiques et se composent de seize segments (**Lane, 1993 ; Munstermann, 2019**). Les deux segments basaux ne sont pas plus longs que larges, tandis que les quatorze autres segments qui constituent le flagellum sont

beaucoup plus longs et plus minces. La majorité des segments habituellement du troisième au quinzième portent ce qui appel géniculées ou ascoïdes, des épines coudées leur nombre varie entre un et deux (Abonnenc, 1972).

-**Les palpes maxillaires** : Les palpes maxillaires composé de cinq segments (Dolmatova et Demina, 1971 ; Abonnenc, 1972 ; Lane, 1993 ; Galati, 2018 ; Munstermann, 2019), étroitement associé aux pièces buccales (Munstermann, 2019), généralement, les segments palpaux portent de courtes soies et d'écailles, les deux premiers segments semblent soudés, le troisième et parfois le deuxième, exposent une région munie de petits soies spatulées réfringentes et coudées à leur base; elles sont appelés « Newstead's sensory spines » (Abonnenc, 1972).

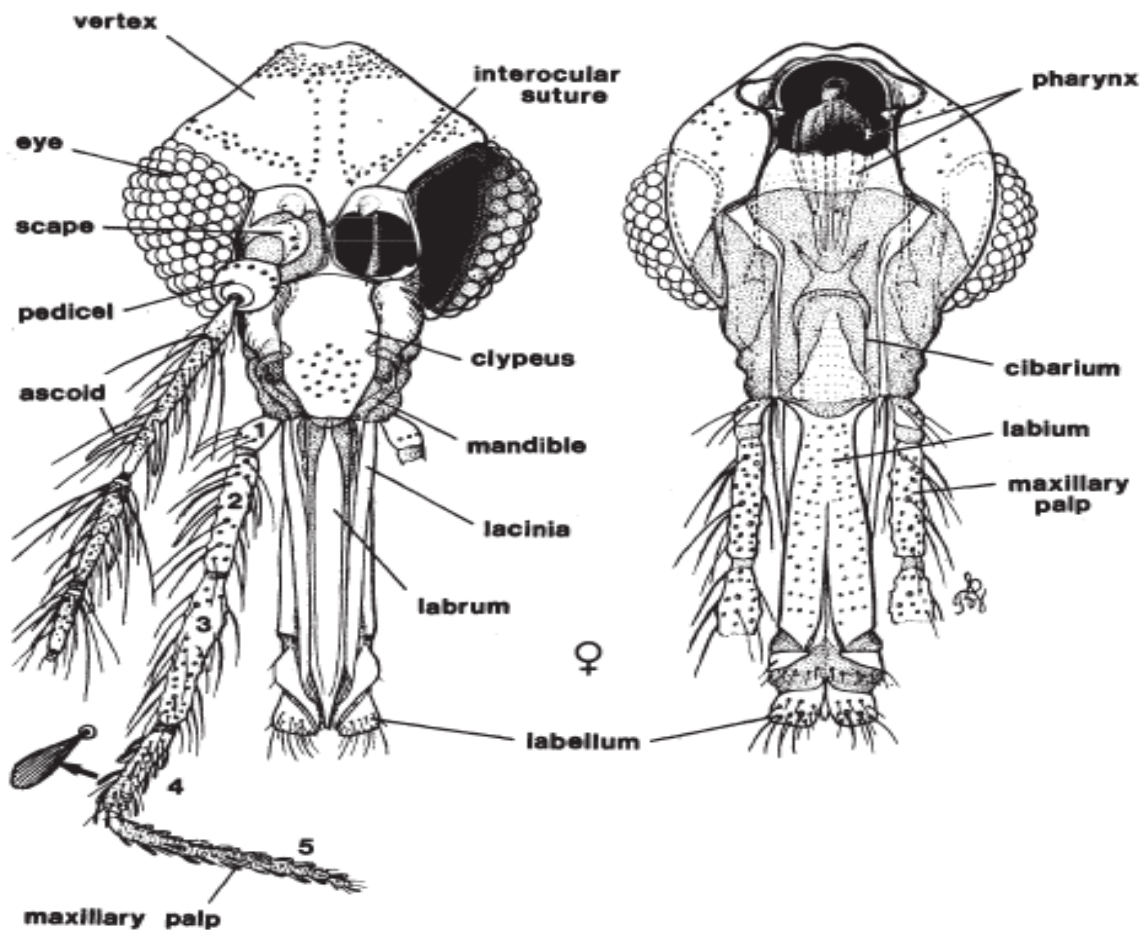


Figure 3 : Anatomie de la tête d'un phlébotome (Lane, 1993).

I.1.3.2.2. Thorax

Le thorax est fortement bossu (Munstermann, 2019). Comme chez tous les Diptères le thorax est bien développé (Abonnenc, 1972). Il comprend le prothorax, le mésothorax et le métathorax (Ba ; 1999). Le thorax à comme appendices trois paires de pattes et une paire d'ailes (Dolmatova et Demina, 1971 ; Galati, 2018).

-Le prothorax est réduit.

Synthèse bibliographique

-Le mésothorax très développé est constitué de nombreuses plaques portant des soies sensorielles (**Ba ; 1999**).

-Le metathorax porte une paire d'haltères ou balanciers, et une paire d'ailes (**Dolmatova et Demina, 1971**).

-les six pattes sont plus longues que le corps de phlébotome (**Sarwar et al., 2017**).

-Les ailes sont grandes, de forme ovales à elliptiques ou pointues (**Munstermann, 2019**), elles sont couvertes de longues soies et des balanciers qui assurent l'équilibration de l'insecte pendant le vol (**Bounamous ; 2010**), et avec une nervation constituée de dix nervures longitudinales atteignant le bord alaire (**Galati, 2018**). La disposition de ces nervures utilisé comme critère pour différencier les différents genres de phlébotomes (**Ba ; 1999**).

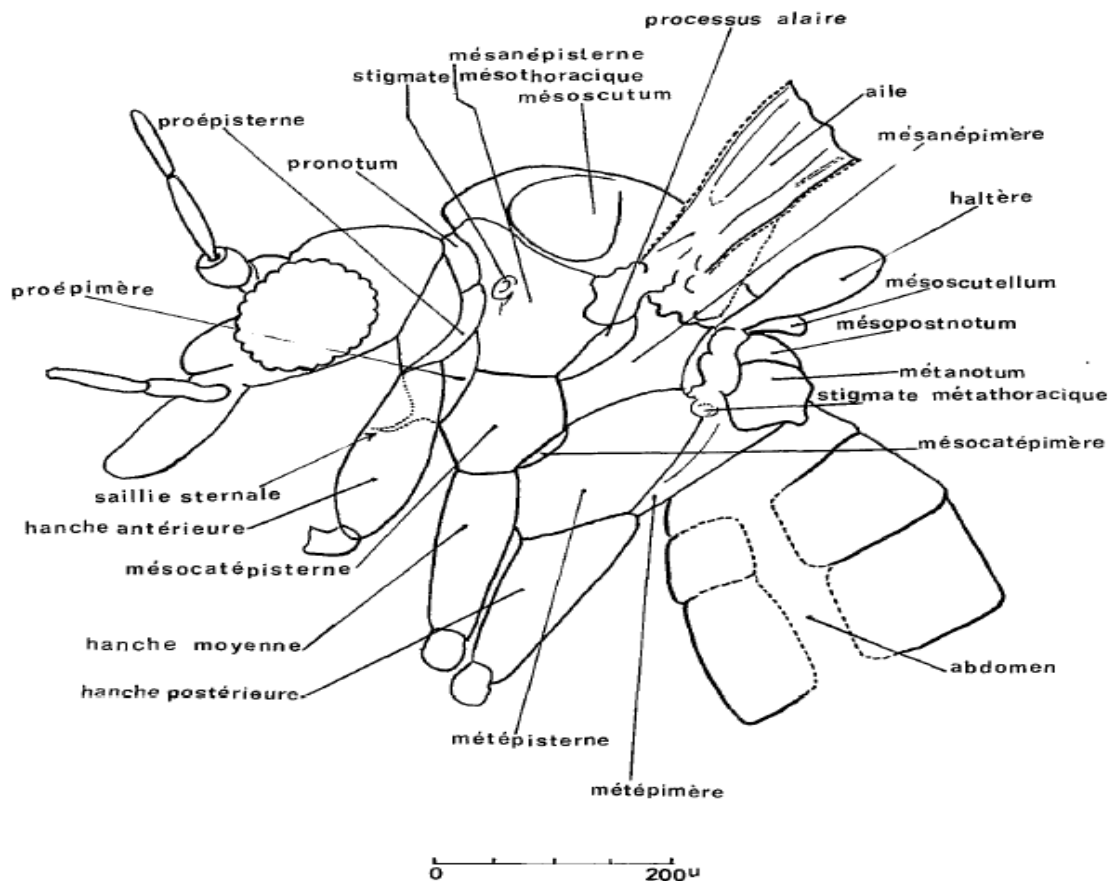


Figure 4 : Le thorax de phlébotome (Abonnenc, 1972).

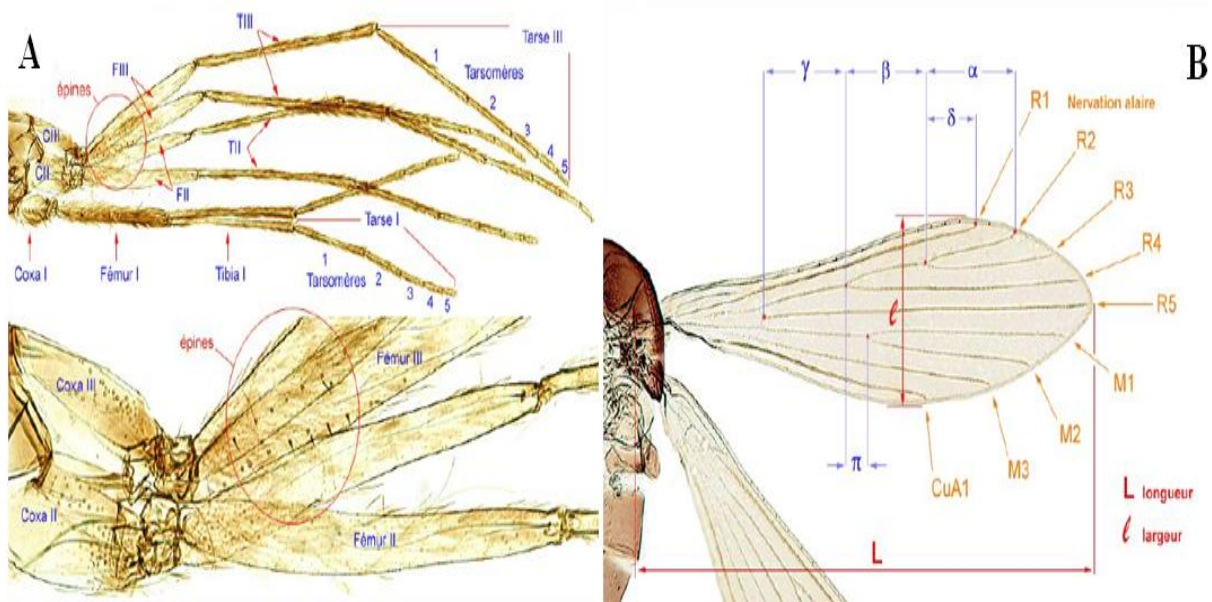


Figure 5 : A- Pattes de phlébotome (Niang et al., 2000) ; B- Aile de phlébotome (Brunhes et al., 2000).

I.1.3.2.3. Abdomen

L'abdomen du phlébotome est composé de onze segments (Galati, 2018), de forme cylindrique et les derniers segments sont changés pour former les organes génitaux (le génitalia) (Abonnenc, 1972). Cependant le génitalia femelle est simple et morphologiquement identique, par contre chez les mâles il est complexe et constituent ce qu'on appelle l'hypopygium (Dolmatova et Demina, 1971).

Chez la femelle l'abdomen est quelque peu effilé distalement, se terminer par cerci (deux segments arrondis en forme de palette). Néanmoins, à l'intérieur il y a une furqua en forme de "Y" inversé et bien sclérotisée, des conduits et un pair de spermathèques (Lawyer et Perkins, 2000).

Les spermathèques prennent la forme d'une capsule tubulaire ou d'un sac, sont reliés à la chambre génitale par les conduits. Dans la chambre génitale, l'ouverture des spermathèques peut être séparée par des canaux spermathécaux individuels ou joints constituant le canal spermathécal commun de longueur variable (Galati, 2018).

La chambre génitale " le vagin " (figure 6 C) est la région entre les branches de la furqua (fourche génitale), dans laquelle ils existent des glandes accessoires (collatérales ou de mucus) et l'ouverture des spermathèques (figure 6 D) (Galati, 2018).

Chez le mâle, les organes génitaux externes sont visibles (Lane, 1993), avec des structures bilatérales symétriques à l'extrémité distale de leur abdomen (Lawyer et Perkins, 2000).

Synthèse bibliographique

Trois paires de prolongements homologues formant l'armature génitale du mâle: une paire de coxites, sur lesquels s'articulent les styles, une paire de pièces médianes, les paramères naissant de la base des coxites, une paire de prolongements ventraux nommés lobes latéraux soudées à la partie interne de ces derniers. Il comprend aussi deux lames membraneuses, les lamelles sous médianes entre lesquelles s'ouvre l'anus. Les gaines pénienes protégeant deux filaments génitaux se trouvent entre les paramères (**Abonnenc ; 1972**).

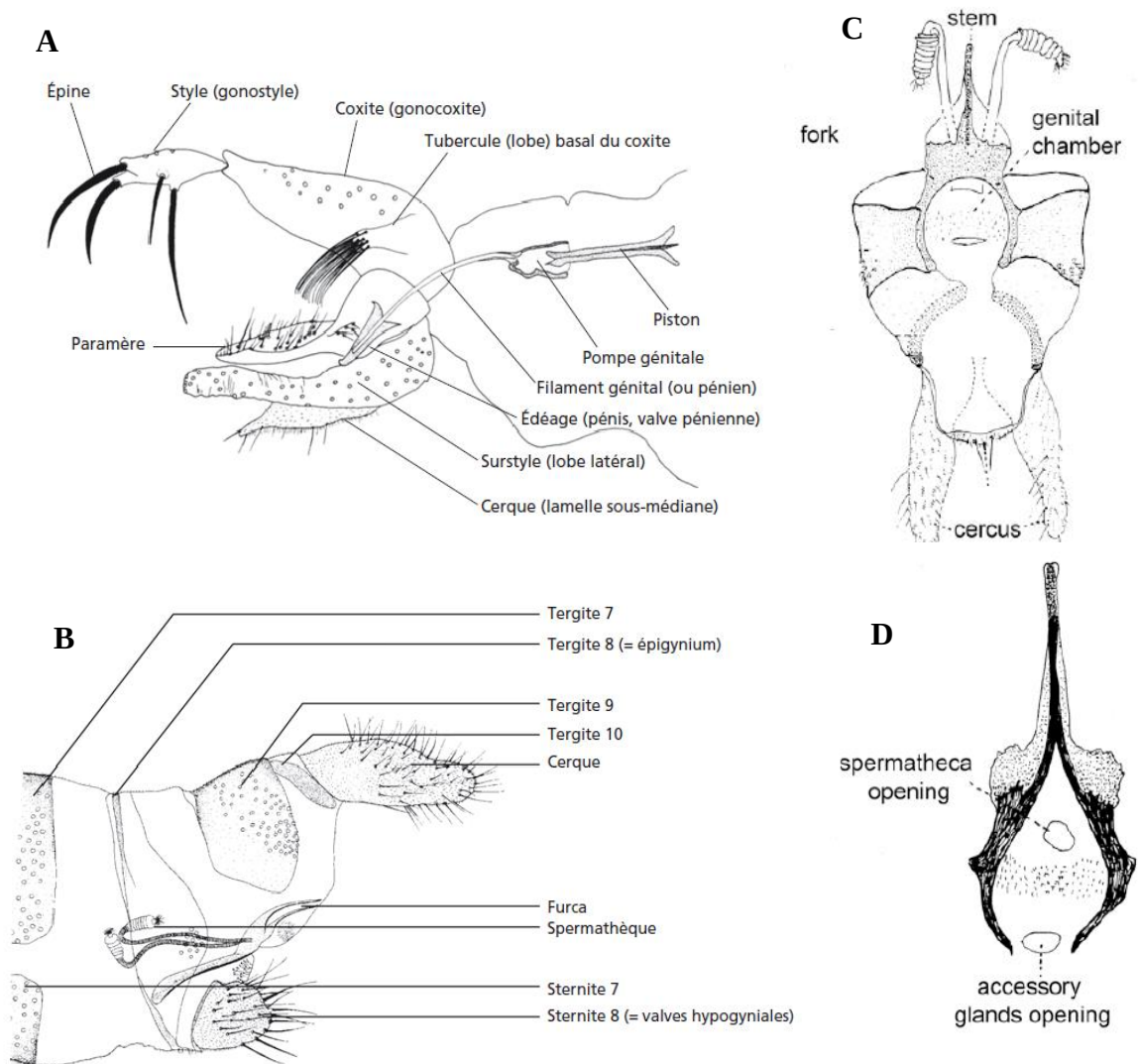


Figure 6 : A : Anatomie de génitalia mâles, B : Extrémité postérieure de l'abdomen d'une femelle (**Depaquit et Léger ; 2017**), C-D : Génitalia femelle (**Galati, 2018**).

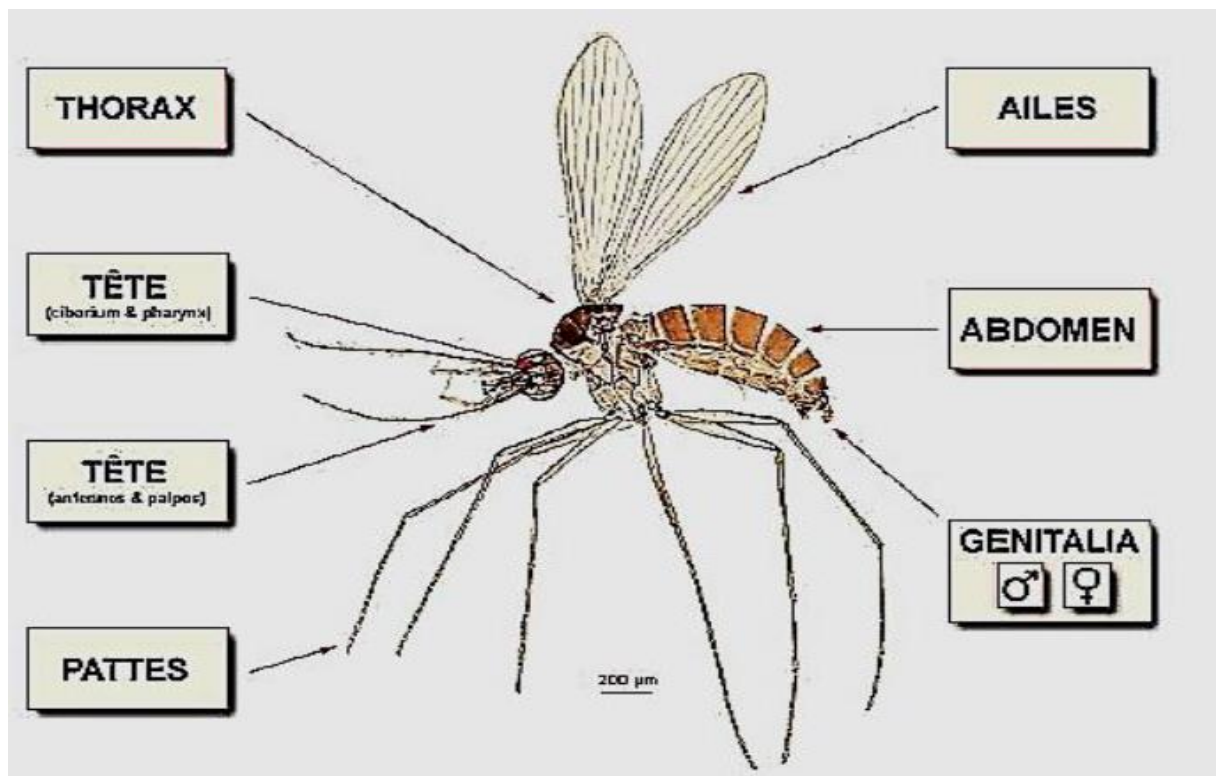


Figure 7 : Morphologie générale de phlébotome adulte (Niang et al, 2000).

I.1.4. Bio-écologie

I.1.4.1. Habitat

Usuellement, les sites de repos des phlébotomes adultes se trouvent à proximité des sites larvaires et près des hôtes qui fournissent une source de sang (Munstermann, 2019). Donc, la prolifération des phlébotomes est plus liée à la présence des hôtes. Cependant, l'absence de l'hôte conduit à la disparition de la niche et donc le déménagement de la population d'insectes vers un autre abri vivant (Izri et al., 2006). Certaines espèces des phlébotomes sont endophiles et entrent dans les maisons ou les abris des animaux facilement, tandis que d'autres sont exophiles. Les phlébotomes se cachent dans des zones retirés, sombres et partiellement humides pendant la journée (Depaquit et léger, 2017). En effet ils reposent dans les grottes, les terriers de rongeurs et d'autres mammifères, les rochers, les trous d'arbres, les végétations dense, les contreforts, la litière forestière, et les nids d'oiseaux (Killick-Kendrick, 1999 ; Claborn, 2010 ; Munstermann, 2019), les endroits domestiques incluent les bâtiments, les craquelles de maçonnerie, les enclos à bétail, et d'autres endroits sombres et humides (Munstermann, 2019).

Dans les régions tropicales, les phlébotomes sont actifs toute l'année. Pendant que, les phlébotomes adultes disparaissent dans les régions tempérés et seules les larves de quatrième stade hibernantes (Abonnenc, 1972). Ceci est dû de la sensibilité des adultes au froid, et la

résistance des larves de quatrième stade qui passent la saison d'hiver sous 5-10 cm de sol (Ozbel, 2013).

I.1.4.2. Nutrition et Reproduction

Les deux sexes de phlébotomes (mâles et femelles) se nourrissent de jus de plantes, cependant, pour assurer la maturation de ces œufs, la plupart des femelles nécessite encore au moins un repas de sang (Killick-Kendrick, 1999 ; Claborn, 2010 ; Ghazanfar et Malik, 2016). Certaines espèces des phlébotomes sont autogènes, c'est-à-dire ont la capacité de produire les œufs viables sans repas sanguin (Killick-Kendrick, 1999 ; Claborn, 2010 ; Ready, 2013 ; Ghazanfar et Malik, 2016). Certaines d'autre sont zoophile sucent uniquement le sang des mammifères, certains sont zooantrophilic sucent le sang des animaux et les êtres humains en même temps, et certains sont antropophilic ne sucent que le sang d'origine humaine (Ozbel, 2013). Les phlébotomes soient attirés par l'hôte, grâce à la production de dioxyde de carbone (CO₂) et aussi la sensibilité de celle-ci aux signaux d'odeur (Pinto et al., 2001).

Les phlébotomes se nourrissent sur divers vertébrés homéothermes (cas de la grande majorité des *Phlebotomus* et de beaucoup de phlébotomes américains) ou poïkilothermes (cas de nombreux *Sergentomyia* de l'Ancien Monde) (Depaquit et léger, 2017).

La copulation des phlébotomes dure de 30 secondes à 5 minutes. Cet accouplement intervient avant ou après le premier repas sanguin (Léger et Depaquit ; 2001), et dans les 48 heures après l'émergence des adultes (Izri et al., 2006). Les mâles produisent une phéromone d'agrégation sexuelle qui médie l'attraction des femelles pour l'accouplement dans les territoires des mâles (Rutledge, et Gupta, 2009).

I.1.4.3. Activité

Les phlébotomes ont une activité nocturne ou crépusculaire (Killick-Kendrick, 1999 ; Léger et Depaquit, 2001 ; Sharma et Singh, 2008 ; Aklilu et al., 2017). Quelques espèces des phlébotomes sont attirées par la lumière, le plus souvent de faible intensité (Léger et Depaquit ; 2001 ; Depaquit et léger, 2017). Le vol des phlébotomes est silencieux et inhibé par la pluie (Rutledge, et Gupta, 2009) et le vent (Rutledge, et Gupta, 2009 ; Fischer et al., 2011).

Ce sont généralement de mauvais voiliers, leur portée est très courte (environ 300 m), ils volent près du sol en courts sauts. Toutefois, en milieu désertique certains espèces ont voyagé jusqu'à 2300 m (Claborn, 2010 ; Ghazanfar et Malik, 2016).

Cependant, l'apparition, la densité, la période d'activité et la disparition des phlébotomes, peuvent changer suivant la saison, la latitude, l'altitude, et l'espèce considérée (**Abonnenc, 1972**).

I.1.4.4. Longévité

La durée de vie des phlébotomes adultes est influencée par la température d'une part (plus la température est basse, plus la durée de vie est élevée) et d'autre part par l'humidité (plus l'hygrométrie est élevée, plus la durée de vie est élevée). Les femelles vivent en moyenne de deux semaines à deux mois, ils prennent plusieurs repas sanguins (ceci est essentiel à la transmission des leishmanies). La durée de vie des mâles est plus brève (**Depaquit et Léger, 2017**).

I.1.4.5. Répartition

Une température optimale proche de 30°C et un taux d'humidité relativement élevé favorisent la prolifération des phlébotomes dans les régions tropicales tout au long de l'année (**Abonnenc, 1972**). Ils ont été capables de s'adapter à des climats très distincts : désertiques, méditerranéens, tropicaux ou équatoriaux (**Depaquit et Léger, 2017**). Alors qu'ils se trouvent principalement dans les régions les plus chaudes (**Killick-Kendrick, 1999 ; Alten et al., 2015 ; Koch et al., 2017**), inclus l'Afrique, l'Australie, l'Europe du Sud, l'Asie, et l'Amérique du Sud (**Killick-Kendrick, 1999 ; Alten et al., 2015**), notamment dans les zones situées entre 50 ° N et 40 ° S (**Killick-Kendrick, 1999 ; Alten et al., 2015 ; Koch et al., 2017**). Les phlébotomes sont présents sur tous les continents mais, ils n'ont pas signalés à la Nouvelle-Zélande et les îles du Pacifique. En Afghanistan, leur distribution altitudinale est entre le niveau de la mer et 3500 mètres d'altitude (*Phlebotomus rupester*) (**Killick-Kendrick, 1999 ; Alten et al., 2015**).

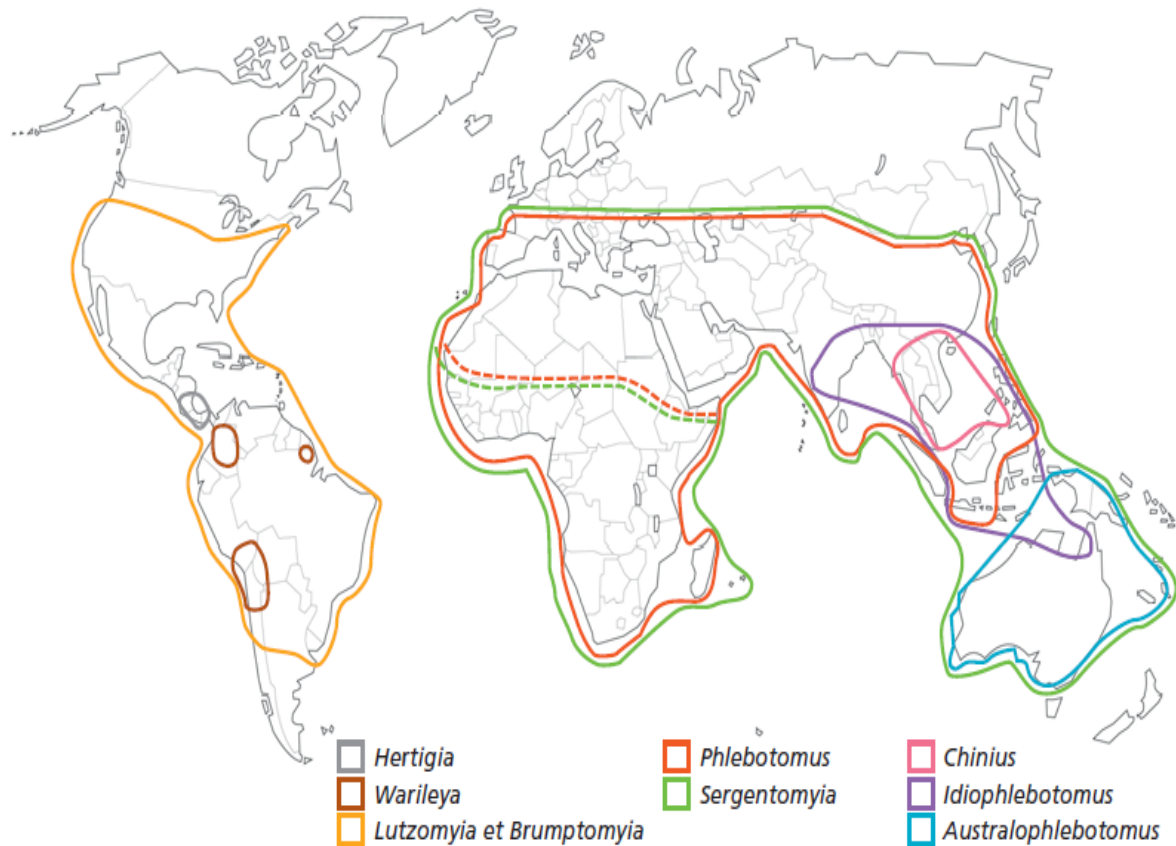


Figure 8 : Distribution des principaux genres de phlébotomes (Depaquit et Léger, 2017).

I.1.5. Cycle de vie

Le cycle de vie du phlébotome débute dans un endroit sèche possédant un environnement humide et pas trop froid afin d'assurer la survivance des œufs (Sarwar et al., 2017). Les phlébotomes passent par une métamorphose complète ou holométabolique, signifiant que quatre stades de développement sont inclus dans leur cycle de vie : œuf, larve (quatre stades), nymphe et adulte (Maroli et al., 2012 ; Sarwar et al., 2017 ; Gálvez et al., 2018). Généralement les processus d'absorption, de digestion, d'assimilation du sang, et de maturation des ovules sont complétés dans les 5 à 8 jours dans les follicules ovariens. Chaque cycle gonotrophique produit environ 30 à 60 œufs (Munstermann, 2019). Les œufs sont déposés en petits groupes dispersés (Rutledge, et Gupta, 2009) par les femelles adultes dans un habitat approprié riche en matière organique, comme le sol et les excréments d'animaux qui fournit un abri, de la nutrition et de l'humidité aux larves nouvellement émergentes (Claborn, 2010 ; Maroli et al., 2012). Les œufs éclosent et deviennent des larves en 10 jours (Halada et al., 2018). Selon la température et la qualité des aliments, le stade larvaire se développe sur une période variant de 30 à 60 jours. La diapause ou l'estivation peuvent survenir au stade de l'œuf ou au quatrième stade larvaire dans les climats avec un hiver froid ou une longue saison chaude ou sèche et peuvent survivre jusqu'à un an. La période nymphale

est d'environ 1 semaine (**Munstermann, 2019**). Les mâles adultes émergent avant les femelles. Selon les espèces et leurs conditions environnementales, le cycle de vie des phlébotomes peut durer de 1 à 3 mois (**Sarwar et al., 2017**).

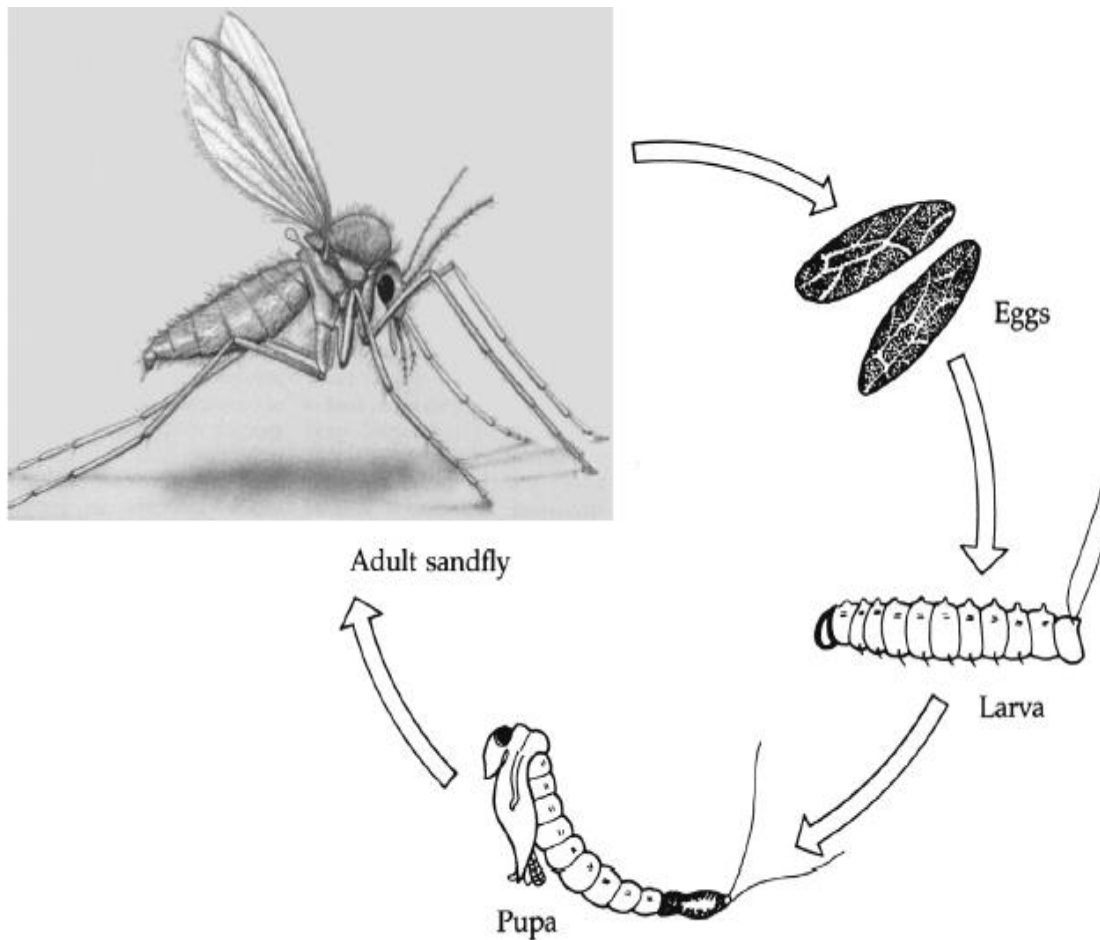


Figure 9 : Cycle de vie du phlébotome *Phlebotomus* spp (**Bogitsh, 2019**).

I.1.6. Les phlébotomes et les changements climatiques

Une partie ou la totalité de cycle de vie des arthropodes hématophages se déroule dans le milieu extérieur, ils sont donc sensibles aux changements climatiques (**Duvallet, 2006**). En effet la biologie et l'écologie des vecteurs sont affectées par les variations de la température, des précipitations et de l'humidité (**Githeko et al., 2000 ; Cheghabalaki et al., 2019**). Ces facteurs climatiques influence sur les phlébotomes en affectant leurs processus métaboliques, la digestion, et les périodes de développement. Dont la température ambiante affecte la survie des stades pré-imaginaux, les taux de développement des stades immatures, et la longévité des adultes (**Cheghabalaki et al., 2019**), ainsi que la durée entre un repas sanguin et la mûrissage des œufs, l'éclosion des œufs, et la période de développement du parasite (**Gálvez et al., 2018**).

Les phlébotomes sont des insectes thermophiles et pour leur survie et leur développement ils nécessitent des températures élevées. Par exemple, pendant une période prolongée au laboratoire, les femelles de *Phlebotomus papatasi* ne peuvent pas survivre à des températures inférieures à 15 ° C. Des températures froides comprises entre 2 ° C et 10 ° C, immobilisent et meurent les larves de *P. perniciosus*, la principale espèce vectrice de la région méditerranéenne. La température est donc considérée comme un facteur important pour le développement et la survie des phlébotomes et influe donc sur leur répartition géographique. La précipitation et l'humidité ayant encore un effet considérable sur le cycle de vie des phlébotomes. Les phlébotomes comparativement à d'autres arthropodes vecteurs comme les moustiques, ne pondent pas leurs œufs dans l'eau et ne possèdent pas de stade de vie aquatique. Cependant, une humidité suffisante est nécessaire pour l'immortalité des œufs. Egalement, les fortes précipitations peuvent tuer les stades immatures et aussi limiter le vol, et la disponibilité des sites de repos pour les phlébotomes adultes (**Koch et al., 2017**).

I.2. Importance médicale des phlébotomes

I.2.1. Pathogénicité propre

Les phlébotomes pratiquer une phlébotomie qui s'accompagne souvent d'une blessure de nerfs sensitifs ce qui rend leur piqûre douloureuse (**Depaquit et léger ; 2017**). Cette dernière provoque une irritation importante et des réactions allergiques (**Gebresilassie et al., 2015 ; Rafatbakhsh-Iran et al., 2016**). L'intensité des réactions observées (douleur, apparition d'une papule ou d'une tache hémorragique) varie en fonction de l'espèce causale et de la sensibilité individuelle des victimes. Celles-ci peuvent causer ce que l'on appelle le harara (se sensibiliser progressivement et présenter des réactions anaphylactiques plus ou moins violentes avec prurit, exanthème étendu, œdèmes (de la face en particulier), troubles généraux (fièvre, nausées, malaise, troubles du rythme cardiaque)). Certaines espèces sont principalement venimeuses pour l'homme. En outre, l'inhalation des soies qui couvrent le corps de phlébotomes peut développer une allergie respiratoire chez les individus qui manipulent de ces insectes (captures à l'aspirateur, élevages) (**Depaquit et léger ; 2017**).

I.2.2. Transmission vectorielle

Les phlébotomes ont une grande importance médico-vétérinaire en raison de leurs propriétés hématophages. Ce sont les vecteurs de nombreux pathogènes et jouent un rôle majeur dans la pathologie des infections humaines et animales (**Dantas-Torres et al., 2014; Kahime et al., 2015**). En effet, ils transmettent les parasites protozoaires (*Leishmania*), les bactéries pathogènes (*Bartonella bacilliformis*) et les virus (**Shymanovich et al., 2019**). Le phlébotome

mâle non hématophage peut transmettre des parasites à quelques plantes, et il est considéré depuis longtemps comme non vecteur d'affections. En effet, cinq parasites des plantes, à savoir *Brevipalpus phoenicis*, un parasite des plantes du genre Citrus, Thea, Coffea, qui cause des dommages multiples ont été trouvé portaient par un mâle de *P. langeroni* et une femelle de *Sergentomyia minuta parroti* (Abonnenc, 1972).

I.2.2.1. Transmission des virus

Trois genres distincts de virus sont transmis par les phlébotomes : les *phlébovirus*, les *vésiculovirus* et les *orbivirus* (Depaquit et al., 2010 ; Guler et al., 2012 ; Ozbel, 2013 ; Es-Sette et al., 2014 ; Jancarova et al., 2019), auxquelles causent plusieurs maladies virales notamment :

-La fièvre à phlébotomes, également appelée la fièvre de Phlebotomus, la fièvre à pappataci ou la fièvre de trois jours (Temocin et al., 2016 ; Tavana, 2017), est une maladie causée par les différents types des virus de la famille des *Bunyaviridae* et le genre *Phlebovirus* (Reeves et al., 2015 ; Temocin et al., 2016). Elle caractérisée par différentes symptômes comme la fièvre, douleurs musculaires diffuses, éruption cutanée, maux de tête, nausées et vomissements, et manque d'appétit (Özkale et al., 2015 ; Marklewitz et al., 2020). Les agents causals endémiques dans la région méditerranéenne sont le virus de la Toscane (TOSV) et le virus de la fièvre sicilienne (SFSV) (Ayhan et al., 2021). Les vecteurs des virus de la fièvre à phlébotomes sont : *P. papatasi*, *P. perfiliewi*, *P. perniciosus*, *P. major*, *P. longiscuspis*, *P. sergenti*, *P. neglectus*, *S. minuta* dans l'Ancien Monde (Tavana ; 2015 ; Ayhan et Charrel, 2018), *Lu (Ny) trapidoi* et *Lu (Ny) ylephiletor* dans le nouveau Monde (Ayhan et Charrel, 2018).

-La maladie à virus *Chandipura* est l'une des infections mortelles (Menghani et al., 2012) causée par le virus de *Chandipura* qui appartient à la famille des *Rhabdoviridae* et le genre *Vesiculovirus* (Ghosh et al., 2013 ; Bais et al., 2019). La maladie est caractérisée par une fièvre, une altération du sens sensoriel, des vomissements, une encéphalite-encéphalopathie aiguë, des convulsions généralisées et une posture de décérébration conduisant à un coma, et le décès (Sapkal et al., 2018). Le virus *Chandipura* a été isolé du *Phlebotomus* spp et *Sergentomyia* spp, ainsi *P. papatasi* a été prouvée comme vecteur de virus (Sudeep, et al., 2016).

-La maladie du virus de la stomatite vésiculeuse est une affection virale causée par des virus appartient à la famille des *Rhabdoviridae*, et le genre *Vesiculovirus* (Li et al., 2014). Cette maladie se caractérise par des narines, des lésions vésiculaires de la bouche (lèvres, gencives,

langue), bande coronaire et tétines (**Xue et al., 2021**). Le virus est transmis par les espèces du genre *Lutzomyia*, spécialement *Lu. shannoni* et *Lu. trapidoi* (**Rozo-Lopez et al., 2018**).

-La maladie à virus *Changuinola*, le virus appartient à la famille des *Reoviridae*, genre *Orbivirus* (**Silva et al., 2013**). Il été isolé de *Phlebotomus papatasi* et *Sergentomyia khawi* (**Phumee et al., 2021**) et *Lutzomyia* spp (**Silva et al., 2014, Phan et al., 2020**).

I.2.2.2.Transmission des bactéries

La bartonellose ou la maladie de carrion due à *Bartonella bacilliformis* (**Minnick et Anderson, 2015**) une bactérie suspectée transmise entre les humains par les phlébotomes (**Minnick et al., 2014**). C'est une affection manifestée sous deux phases disparates (**Pons et al., 2016**) dont la première présente une forte fièvre et une anémie hémolytique sévère appelée la fièvre d'Oroya (**Breitschwerdt et Kordick, 2016**), et la deuxième nommée verruga peruana est signalée par une maladie asymptomatique bactériémie et maladie éruptive chronique (**Angkasekwinaï et al., 2014**). *Bartonella bacilliformis* transmis par les espèces du genre *Lutzomyia* tel que *Lutzomyia verrucarum* (**Angkasekwinaï et al., 2014 ; Minnick et Anderson, 2015 ; Ulloa et al., 2018**), *Lu.peruensis*, et *Lu. maranonensis* (**Ulloa et al., 2018**).

I.2.2.3.Transmission des parasites

Les phlébotomes sont impliquées dans la transmission des parasites protozoaires du genre *Leishmania*, les agents pathogènes les plus abondamment transmis par les phlébotomes (**Amaro et al., 2015**). Ces parasites sont transmis par les espèces du genre *Phlebotomus* et *Sergentomyia* dans l'Ancien Monde et les espèces de plusieurs genres dans le Nouveau Monde (*Lutzomyia*, *Psychodopygus* et *Nyssomyia*) (**Maia et Depaquit, 2016**).

Tableau 1 : Sous-genres et principales espèces de phlébotomes impliquées dans la transmission des diverses leishmanioses (Léger et Depaquit, 2001).

Genre	Sous genre	Espèce incriminées	Leishmanies
<i>Phlebotomus</i> (Ancien monde)	<i>Phlebotomus</i>	<i>papatasi</i> <i>dubosqi</i>	<i>L. major</i>
	<i>Paraphlebotomus</i>	<i>sergenti</i> <i>alexandri</i> <i>caucasicus (alexandri)</i>	<i>L. tropica</i> <i>L. donovani</i> <i>L. major</i>
	<i>Synphlebotomus</i>	<i>martini</i> <i>guggisbergi</i> <i>ansarii</i>	<i>L. donovani</i> <i>L. tropica</i> (<i>L. major</i>)
	<i>Larrousius</i>	<i>ariasi, langeroni,</i> <i>neglectus, perfiiewi,</i> <i>perniciosus, tobbi</i> <i>longipes, pedifer</i>	<i>L. infantum</i> <i>L. aethiopica</i>
	<i>Adlerius</i>	<i>Chinensis</i>	<i>L. infantum</i>
	<i>Euphlebotomus</i>	<i>zrgentipes</i>	<i>L. donovani</i>
<i>Lytzomyia</i> (Nouveau monde)	<i>Lutzomyia</i>	<i>langipalpis</i> <i>diadolica</i>	<i>L. infantum</i> (= <i>L. chagasi</i>) <i>L. mexicana</i> (souche texane)
	<i>Nyssomyia</i>	<i>olmea olmea</i> <i>flaviscutrlata</i> <i>olmea bicolor</i> <i>intermedia</i> <i>umbratilis, anduzei,</i> <i>whitmani</i> <i>trapidoi</i>	<i>L. mexicana</i> <i>L. amazonensis</i> <i>L. venezuelensis</i> <i>L. braziliensis</i> <i>L. uyanensis</i> <i>L. panamensis</i>
	<i>Psychodopygus</i>	<i>wellcomei</i> <i>panamensis</i>	<i>L. braziliensis</i> (<i>L. panamensis</i>)
	<i>Helcocyrtomyia</i>	<i>peruensis</i>	<i>L. peruviana</i>
	<i>Pintomyia</i>	<i>pessoai</i>	<i>L. braziliensis</i>

Les voies de transmission secondaires, géographiquement limitées ou incertaines, sont entre parenthèses.

I.3. La leishmaniose

La leishmaniose est une maladie parasitaire (Mashal et al., 2020) cutanée ou viscérale (Arroub et al., 2016) due aux protozoaires flagellés du genre *Leishmania* (Rispaïl et al., 2002 ; Maia et Depaquit, 2016; Khezzani et Bouchemal, 2017), dont les hôtes sont des animaux, comme les rongeurs, les chiens, et l'homme (OMS, 2000 ; Medkour et al., 2019). Les signes de ces maladies à spectre multiple vont des lésions cutanées ulcéreuses aux lésions déformantes des muqueuses (leishmaniose tégumentaire) ou à une hypertrophie du foie et de la rate (leishmaniose viscérale) (Telleria et al., 2018). Ces parasitoses sont endémique dans 98 pays, avec une estimation de 20 000 à 40 000 décès chaque année et environ 1,3 million de nouveaux cas sont signalés par an (Salam et al., 2014). En fonction de la réponse immunitaire de l'hôte et de l'espèce en cause, la leishmaniose se manifeste sous différentes formes cliniques (Andrade-Narváez et al., 2001 ; El Hajj et al., 2018) : la leishmaniose viscérale, la leishmaniose cutanées et la leishmaniose cutanéomuqueuses (Besbes et al., 1994 ; Dedet,

2009 ; Gomila et al., 2017 ; Laboudi et al., 2018 ; Wijerathna et al., 2018 ; Moradi-Asl et al., 2019 ; Konate et al., 2020).

-La leishmaniose viscérale (LV) ‘‘kala-azar’’ est une maladie infectieuse chronique (Song et al., 2020), fatale si elle n’est pas diagnostiquée et traitée et considéré la forme la plus grave des leishmanioses (Carré et al., 2010 ; Van Griensven et al., 2014). Elle causée par trois espèces du complexe *Leishmania donovani* (Lewis et al., 2020), (*L. donovani* et *L. infantum* dans l’Ancien Monde, *L. chagasi* dans le Nouveau Monde) (Carré et al., 2010 ; Gomila et al., 2017). La leishmaniose viscérale résulte de la diffusion de *Leishmania* à la rate et au foie, et elle est caractérisée par une fièvre, perte de poids, l’anémie, hépatomégalie, splénomégalie (Sakthianandeswaren et al., 2009) et hyperpigmentation de la peau (Lemma, 2018). Elle touche les enfants âgés de 1 à 5 ans, mais encore les adultes qui souffrent de l’immunodéficience (Pace, 2014 ; Zanjirani Farahani et al., 2019). Une complication cutanée dite la leishmaniose dermique post kala-azar (le PKDL) est observé après le traitement de la leishmaniose viscérale (Aronson et Magill, 2020 ; Wamai et al., 2020 ; Ashwin et al., 2021), les symptômes sont généralement une éruption maculaire, maculopapulaire ou nodulaire (Chappuis et al., 2007 ; Piscopo et Azzopardi, 2007) apparaissent premièrement autour de la bouche et se propage sur le reste du visage et, sur les surfaces extenseurs des bras, du tronc et parfois des jambes. Au début, ils apparaissent sous forme de petites plaques hypopigmentées, qui se dilatent et peuvent se transformer en nodules ressemblent à la lèpre (Aronson et Magill, 2020).

-La leishmaniose cutanée (LC) la forme la plus commune des leishmanioses, est une infection cutanée (El Aasri et al., 2016) causée par nombreuses espèces de *Leishmania*, notamment *L. tropica*, *L. major*, *L. aethiopica* et *L. mexicana* (Saliba et Oumeish, 1999 ; Rajni et al., 2019, Chanyalew et al., 2020), *L. amazonensis*, *L. braziliensis* (Rajni et al., 2019 ; Chanyalew et al., 2020). Elle présente différentes formes cliniques : localisée, diffuse, et cutanéomuqueuse (Steverding, 2017 ; Bennis et al., 2018).

* La leishmaniose cutanée localisée (LCL) touche les parties exposées du corps, laisse des cicatrices permanentes (Steverding, 2017), et les lésions peuvent être ulcérées végétantes, nodulaires, ou croûteuses sèches (Buffet, 2008). Elles sont indolores et peut s'auto-soigner sans traitement. Dans le cas de LCL non compliquées, les parasites restent localisés dans les tissus cutanés et contribuent aux ulcères chroniques, qui guérissent lentement (Scorza et al., 2017).

* La leishmaniose cutanée diffuse (LCD) cette forme est très rare, elle est provoquée par *L. aethiopica* ou à *L. amazonensis* (Buffet, 2008). LCD se différencie de la LCL par le

développement de nombreux nodules à progression lente, sans ulcération impliquant tout le corps (Steverding, 2017).

* La leishmaniose cutanéomuqueuse (LCM) appelée aussi «espundia», elle cause une destruction des pharyngiennes et des cavités naso-orales avec une mutilation du visage et des lésions hideuses affaiblissantes. Le LCM existe normalement comme une infection zoonotique dans laquelle *Lutzomyia spp* est impliqué dans la transmission de rongeur au rongeur et des mammifères (Kumar, 2013). Elle est causée par *L. braziliensis* (Kumar, 2013 ; Strazzulla et al., 2013), *L. panamensis*, *L. amazonensis* et *L. guyanensis* (Strazzulla et al., 2013).

MCL et DCL se développent par extension directe, circulation sanguine ou circulation lymphatique à partir de la LCL primaire (Tegegne and Alemu, 2020).

I.3.1. Le parasite *Leishmania*

I.3.1.1. Classification

D'après Levine et al., 1980, le parasite *Leishmania* appartient au :

Règne de *Protista* (Haeckel, 1866),

Sous-règne de *Protozoa* (Goldfuss, 1817 ; emend Siebold, 1848),

Embranchement de *Sarcomastigophora* (Honigberg et Balamuth, 1963),

Sous-Embranchement de *Mastigophora* (Diesing, 1866),

Classe de *Zoomastigophorea* (Calkins, 1909),

Ordre de *Kinetoplastida* (Honigberg, 1963 ; emend Vickerman, 1976),

Sous-ordre de *Trypanosomatina* (Kent, 1880),

Famille de *Trypanosomatidae* (Doflein, 1901 ; emend Grobben, 1905),

Genre *Leishmania* (Ross, 1903).

I.3.1.2. Morphologie

Le parasite *Leishmania* est un eucaryote unicellulaire possède un organe spécifique aux *Kinetoplastidae*, le kinétoplaste, localisé en position antérieure. Il comprend deux types de molécules d'ADN, les maxi et les minis cercles. Les organites plus classiques tels que le noyau, le flagelle et sa poche flagellaire ou l'appareil de Golgi présentent la composition cellulaire des leishmanies (Hide, 2004).

Le parasite *Leishmania* présente deux phases de développement distinct. Il existe sous des formes promastigotes dans l'intestin des phlébotomes et sous des formes amastigotes dans l'hôte mammifère (Kima , 2007 ; Moradin et Descoteaux, 2012 ; Teixeira et al., 2013 ; Sunter et Gull ,2017).

I.3.1.2.1. Les promastigotes

Le stade promastigote (figure 10 A) est de forme ellipsoïde à mince, d'environ 15 à 25 μm de longueur (Ogden et Melby, 2009). Les organites caractéristiques sont un noyau à peu près central, le kinétoplaste localisé en position antérieure, et le flagelle libre qui s'échappe à l'extrémité antérieure (Dedet, 2009). Les promastigotes sont les stades extracellulaires mobiles (Bates et Rogers, 2004) qui présentent le parasite dans le tube digestif du phlébotome (Dedet, 2009). Le changement de conditions tel que la diminution de la température et l'augmentation du PH se déplaçant de l'hôte mammifère à l'intestin moyen du phlébotome, provoque la métamorphose et le développement du parasite dans le vecteur (Bates, 2007 ; Dostálová et Volf 2012).

I.3.1.2.2. Les amastigotes

Le stade amastigote (figure 10 B) est de forme ovale ou arrondi et mesure de 2 à 6 μm de diamètre (Dedet, 2009). Il est aflagellaire c'est-à-dire que le flagelle ne dépasse pas la limite de la cellule, il présente le kinétoplaste et le noyau qui restent visibles dans les amastigotes colorés (Ogden et Melby, 2009). Les amastigotes sont non mobiles (Bates et Rogers, 2004), intracellulaires qui sont trouvés dans les phagolysosomes, les macrophages et autres phagocytes (Bates, 2007).

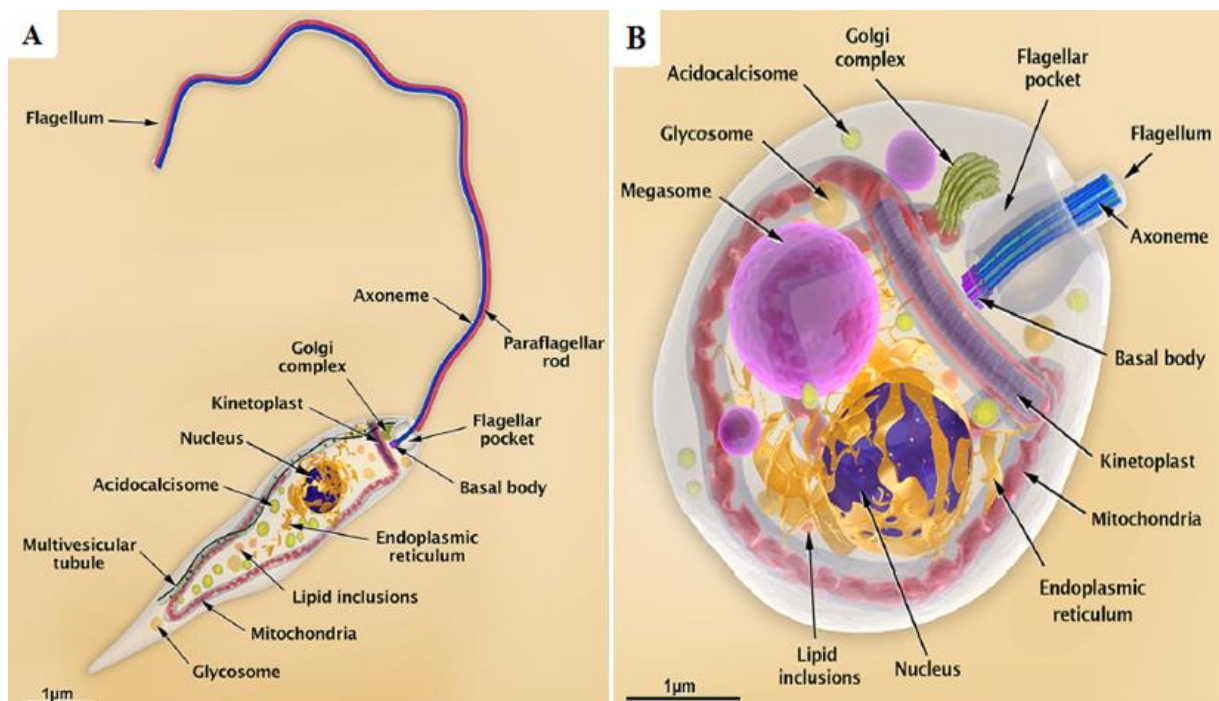


Figure 10 : Organisation structurale des deux formes de *Leishmania* promastigote (A) et amastigotes (B) (Teixeira et al., 2013).

I.3.1.3. Cycle de vie

Le cycle de vie des leishmanies implique l'alternance de deux hôtes : le phlébotome vecteur et le mammifère réservoir (**Gossage et al., 2003 ; Laranjeira-Silva et al., 2020**).

Chez le vecteur, le cycle de vie de parasite inclut une série de réactions (figure 11) qui sont spécifiques à l'espèce dans de nombreux cas. Plusieurs facteurs moléculaires motivent cette spécificité d'espèce en permettant au parasite d'infecter, de survivre et de se multiplier dans l'intestin moyen et de transmettre à un hôte vertébré approprié (**Bockstal et al., 2020**).

Le cycle commence lorsque le phlébotome femelle ingère le sang d'un mammifère infecté. Dans son tube digestif, les parasites subissent des modifications au cours de leur croissance pour se conformer à leur nouvel environnement et évoluer vers une forme contagieuse pour l'hôte mammifères. Dans le mécanisme connu sous le nom de métacyclogenèse, les parasites passent à des formes extracellulaires métacycliques flagellées allongées infectieuses à partir des amastigotes intracellulaires sphériques aflagellés (**Telleria et al., 2018**). Après le développement, la différenciation et la migration antérieure des parasites dans l'intestin moyen, suivi d'une fixation extensive de promastigotes aux parois de l'intestin moyen thoracique et à la valvule stomodale, un phlébotome infecté devient capable pour transmettre l'infection (**Kimblin et al., 2008**).

Les amastigotes transforment en promastigote procycliques ovoïdes, courts, et peu mobiles après 12-18 heures (**Inbar et al., 2017**). Les parasites commencent à ralentir leur réplication et se différencient dans environ 48 à 72 heures plus tard en nectomonades (**Dostálová et Volf, 2012**) longue, élancée et plus activement motile qui se fixer à la partie antérieure de l'intestin moyen abdominal, dont beaucoup sont attachés via leurs flagelles aux microvillosités des cellules épithéliales (**Inbar et al., 2017**). Les nectomades se transforment en des formes plus petites et plus rondes appelées heptomonades, et en promastigotes métacycliques minces et très actives avec un long flagelle. La valve du stomodaeum se dégrade et permet les métacycliques de se déplacer vers l'oesophage, le pharynx et le proboscis (**killick-Kendrick, 1990**). Ces derniers qui obtenus après sept jours de la différenciation des promastigotes (**Ghazanfar et Malik, 2016**) sont des formes infectieuses pour les mammifères (**Walker et al., 2014**).

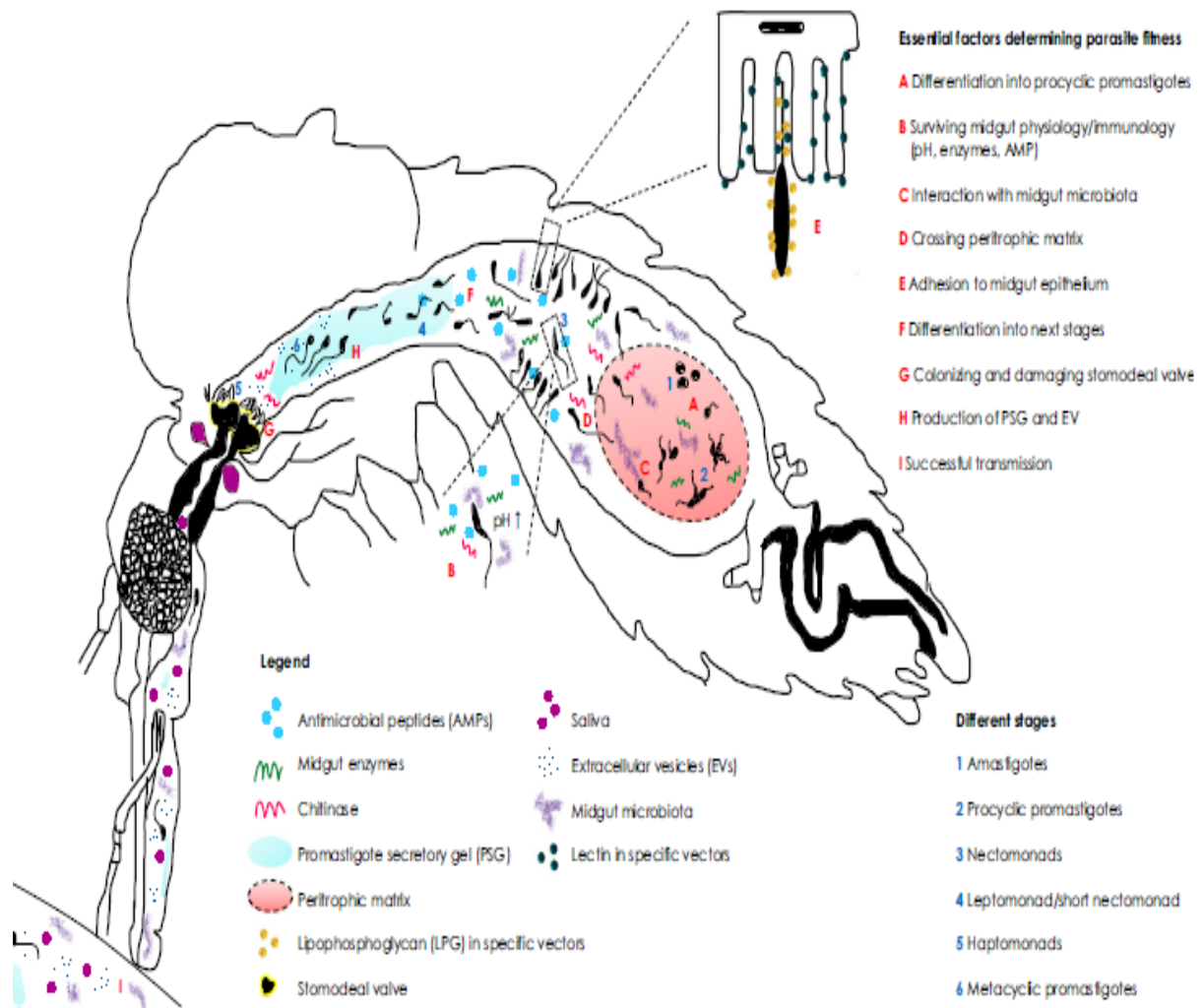


Figure 11 : Différents stades de parasite dans le vecteur (Bockstal et al., 2020).

Chez les mammifères, les promastigotes métacycliques infectieux inoculés dans les hôtes avec la salive du femelle infectée lors d'un repas de sang (Ouellette et al., 2003 ; Sunter et Gull, 2017). Les promastigotes sont engloutis par les macrophages de l'hôte dans lesquelles ils se transforment en amastigotes non flagellée, rond et immobile qui se reproduisent par fission binaire (Alemayehu et Alemayehu, 2017 ; Ikeogu et al., 2020) et finalement rompre les cellules infectées (Ikeogu et al., 2020).

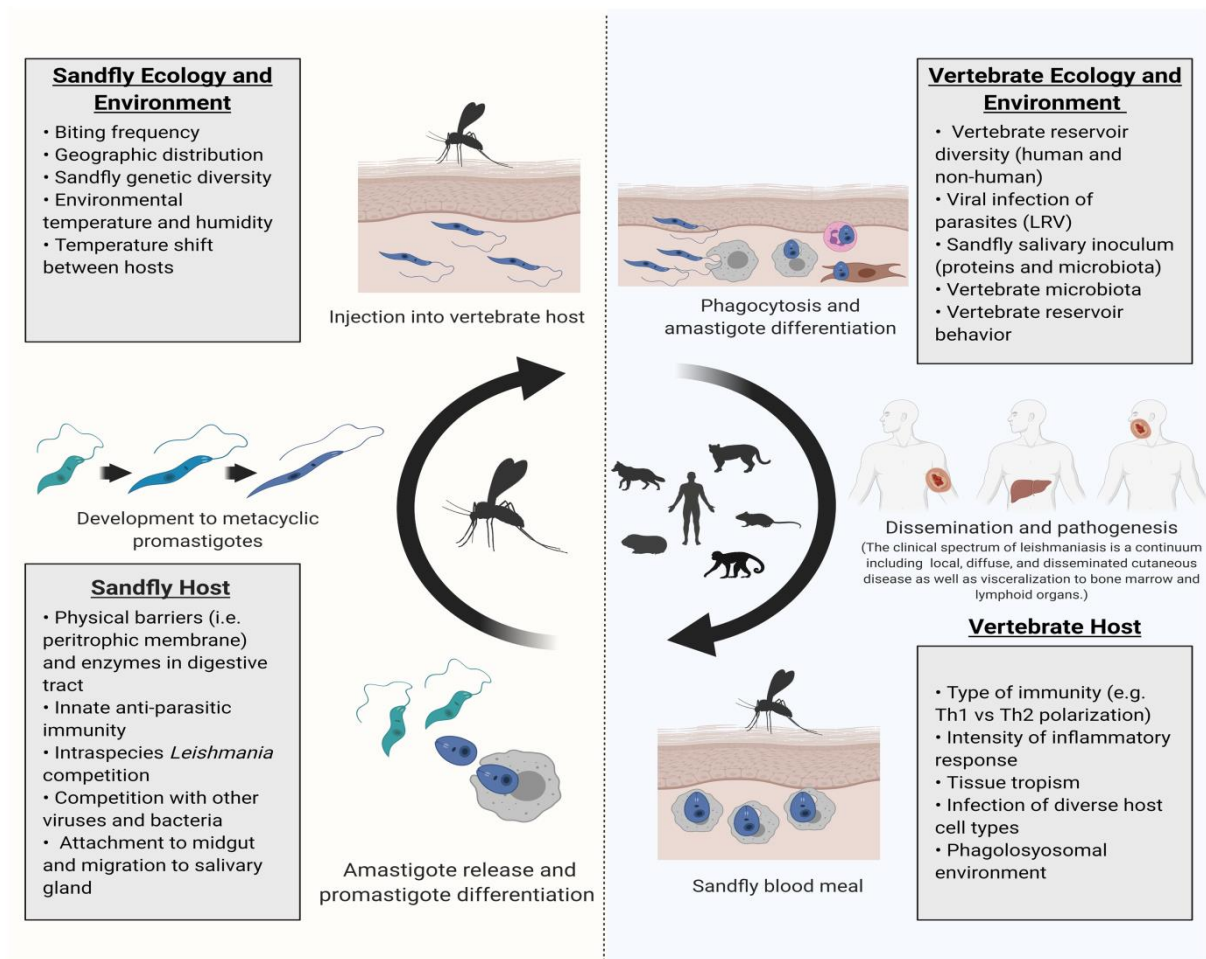


Figure 12 : Cycle de vie de leishmaniose (Antonia et Ko, 2020).

I.3.1.4. Réservoirs des leishmanies

La continuité du cycle de vie de nombreuses espèces de *Leishmania* nécessite la présence des animaux réservoirs. Les hôtes réservoirs des leishmanies représentés par les mammifères sauvages, domestiques et synanthropes ya compris Hyrax des roches, rongeurs, mangouste, chiens, chats, renards, chacals, loups, chauves-souris, primates, tatous...etc (Alemayehu et Alemayehu, 2017).

Dans le cas de leishmanioses humaines, deux sources primordiales ont été enregistrées : les leishmanioses zoonotiques, qui acceptent les animaux sauvages, commensals ou animaux domestiques comme hôtes réservoirs, et les leishmanioses anthroponotiques, dont l'hôte réservoir est l'homme (Alemayehu et Alemayehu, 2017).

En Algérie les réservoirs de leishmanioses sont principalement représentés par le chien, les rongeurs sauvages et le chat (Tableau 2) suivant l'espèce parasitaire.

Tableau 2 : Les principaux réservoirs des leishmanies en Algérie.

Réservoirs	Parasite	Références
Le chien	<i>L. infantum</i>	Harrat et al., 1996 ; Benikhlef et al. 2000 ; Benikhlef et al., 2004.
<i>Canis aureus</i>		Bessad et al., 2012.
Le chat		Djoudi et al., 2015.
<i>Psammomys obesus</i> et <i>Meriones shawi</i>	<i>L. major</i>	Belazzoug, 1983 ; Belazzoug 1986 ; Izri et al., 1992 ; Harrat et al., 1996 ; Boubidi et al., 2011 ; Boudrissa et al. 2012.
Le hérisson		Thomas-Perez et al., 2014
<i>Massoutiera mzabi</i> (suspecté)	<i>L. killicki</i>	Boubidi et al., 2011 ; Gaouaoui et al., 2017.

I.3.2. Les modes de transmission

En particulier, la transmission des leishmanies est assurée par la piqûre de phlébotome infectieux. Cependant, la transmission peut également être possible par contact direct avec les sécrétions nasales et oculaires du chien ou avec les lésions de rongeurs. Des modes de contamination, mais beaucoup moins fréquents constituent l'inoculation parentérale accidentelle et le partage de seringues contaminées. La transmission congénitale de la mère à l'enfant reste exceptionnelle et la contamination est susceptible de se produire pendant l'accouchement avec un contact entre le sang de la mère et du nouveau-né, plutôt que pendant la grossesse, par passage transplacentaire (Carré et al., 2010).

I.3.3. Répartition géographique

La leishmaniose est largement répandue dans le monde entier. Elle est présente dans 88 pays, dont 13 parmi les plus pauvres du monde, 16 pays industrialisés et le reste des pays en développement. Elle traverse les zones intertropicales de l'Amérique et de l'Afrique et se propagent dans les régions tempérées d'Amérique du Sud, d'Europe du Sud et d'Asie. Les limites d'extension de la maladie sont la latitude 45 ° nord et 32 ° sud. La distribution géographique de la leishmaniose est liée à la distribution géographique d'espèces vectrices de phlébotomes, à leur écologie et aux conditions de croissance interne du parasite (Dedet, 2002).

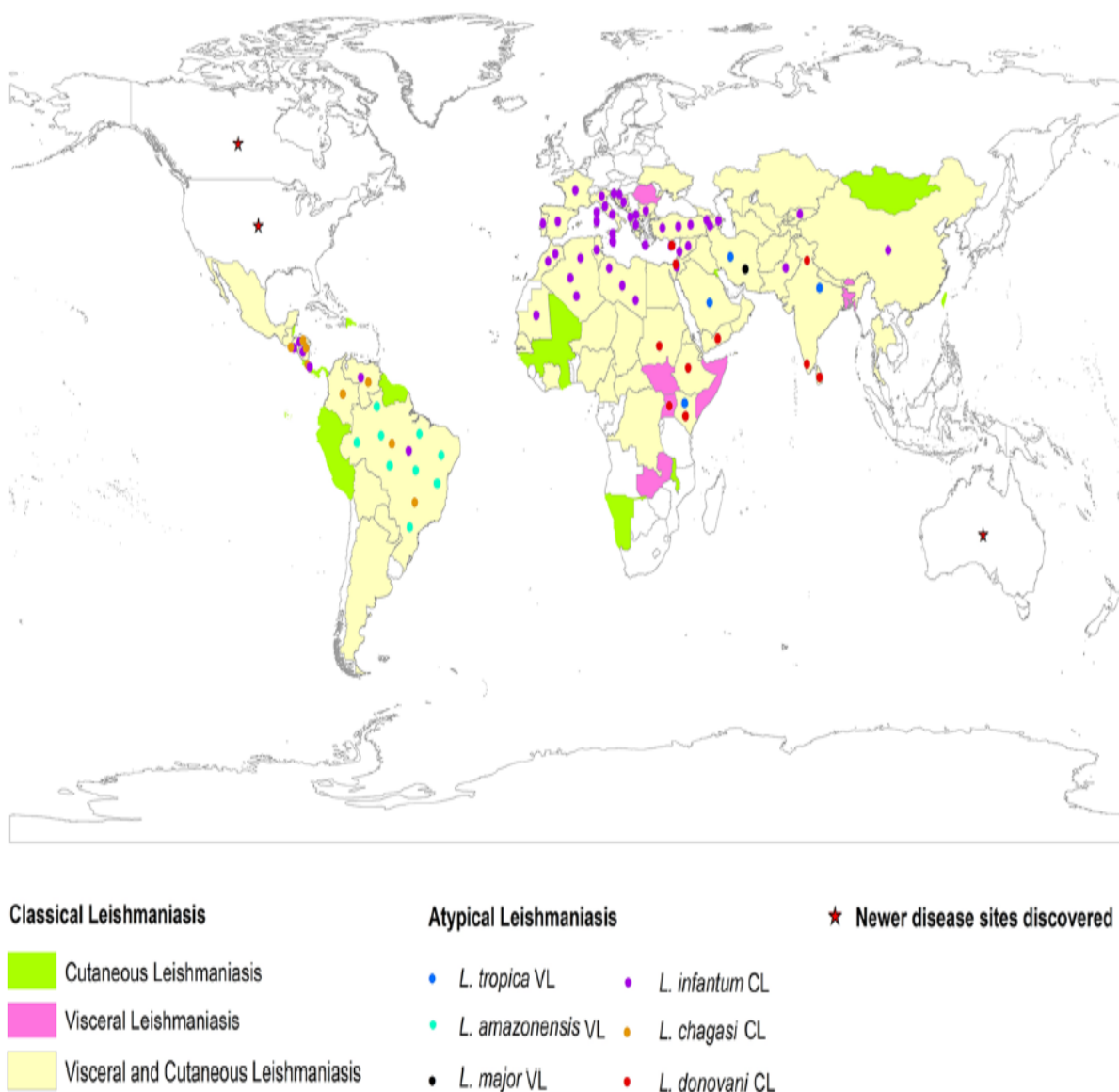


Figure 13 : Répartition mondiale de la leishmaniose (Thakur et al., 2018).

I.4. Les phlébotomes et la leishmaniose en Algérie

I.4.1. Les phlébotomes

I.4.1.1. Liste de phlébotomes d'Algérie

En Algérie, Foley et Leduc ont signalé pour la première fois l'existence de phlébotomes en 1912, les phlébotomes ont fait l'objet de travaux très importants sous la direction de Parrot et des frères Sergent à l'Institut Pasteur d'Algérie. Des découvertes capitales y ont été faites concernant à la fois leur systématique et leur potentiel pathogène (Dedet et al., 1984). A l'heure actuelle la faune des phlébotomes d'Algérie se compose de vingt-quatre espèces réparties en deux genres (14 appartenant au genre *Phlebotomus* et 10 au genre *Sergentomyia*) et huit sous-genres.

Tableau 3 : Les espèces des phlébotomes d'Algérie.

Famille : <i>Psychodidae</i>		
Genre	Sous genre	Espèces
<i>Phlebotomus</i>	<i>Phlebotomus</i> <i>Rondani</i> 1843	- <i>Phlebotomus papatasi</i> Scopoli, 1786 - <i>Phlebotomus bergeroti</i> Parrot, 1934
	<i>Paraphlebotomus</i> <i>Theodor</i> , 1948	- <i>Phlebotomus sergenti</i> Parrot, 1917 - <i>Phlebotomus alexandri</i> Sinton, 1928 - <i>Phlebotomus riouxi</i> (Depaquit, Killick-Kendrick et Léger, 1998) - <i>Phlebotomus chabaudi</i> Croset, Abonnenc et Rioux, 1970 - <i>Phlebotomus kazeruni</i> Theodor et Mesghali, 1964
	<i>Larroussius</i> <i>Nitzulescu</i> , 1931	- <i>Phlebotomus perniciosus</i> Newstead 1911 - <i>Phlebotomus ariasi</i> Tonnoir, 1921 - <i>Phlebotomus langeroni</i> Nitzulescu, 1950 - <i>Phlebotomus longicuspis</i> Nitzulescu, 1930 - <i>Phlebotomus perfiliewi</i> Parrot, 1930 - <i>Phlebotomus chadlii</i> Rioux, Juminer et Gibily, 1966
	<i>Transphlebotomus</i>	- <i>Phlebotomus (Transphlebotomus) mascittii</i> , Grassi, 1908*
<i>Sergentomyia</i>	<i>Sergentomyia</i> <i>Franca</i> , 1920	- <i>Sergentomyia antennata</i> Newstead, 1912 - <i>Sergentomyia fallax</i> Parrot, 1921 - <i>Sergentomyia minuta parroti</i> Adler et Theodor, 1927 - <i>Sergentomyia schwetzi</i> Adler, Theodor et Parrot, 1929
	<i>Parrotomyia</i>	- <i>Sergentomyia africana</i> Newstead, 1921 - <i>Sergentomyia eremetis</i> Parrot et Jolinière, 1945 - <i>Sergentomyia lewisi</i> Parrot, 1948
	<i>Grassomyia</i>	- <i>Sergentomyia dreyfussi</i> Parrot, 1933
	<i>Sintonius</i>	- <i>Sergentomyia clydei</i> Sinton, 1928 - <i>Sergentomyia christophersi</i> Sinton, 1927

*nouvelle espèce décrite par Berdjane-Brouk et al., 2011.

I.4.1.2. Distribution

I.4.1.2.1. Etage humide

Sept espèces du genre *Phlebotomus* ont été signalées : *P. perniciosus*, *P. ariasi*, *P. perfiliewi*, *P. sergenti*, *P. chadlii*, *P. longicuspis* et *P. papatasi*, et une seule espèce pour le genre *Sergentomyia* qui est : *S. minuta parroti*, l'espèce prédominante (Dedet et al., 1984, Belazzoug, 1991 ; Bounamous, 2010).

I.4.1.2.2. Etage subhumide

Pour le genre *Phlebotomus* on rencontre sept espèces qui sont : *P. perniciosus*, *P. langeroni*, *P. perfiliewi*, *P. sergenti*, *P. chadlii*, *P. longicuspis* et *P. papatasi* où l'espèce *P. perfiliewi* est à son maximum d'abondance. Alors que, le genre *Sergentomyia* on trouve la même espèce

rencontrée à l'étage précédent : *S. minuta parroti* (Dedet et al., 1984, Belazzoug, 1991, Bounamous, 2010).

I.4.1.2.3. Etage semi-aride

P. perniciosus, *P. langeroni*, *P. perfiliewi*, *P. sergenti*, *P. chadlii*, *P. longicuspis*, *P. papatasi* et *P. chabaudi* sont les huit espèces du genre *Phlebotomus* rencontrées à cet étage et *P. perniciosus* est l'espèce prédominante où elle trouve son optimum écologique (Dedet et al., 1984, Belazzoug, 1991, Bounamous, 2010). Concernant le genre *Sergentomyia* deux espèces trouvées : *S. minuta parroti* et *S. fallax*.

I.4.1.2.4. Etage aride

On rencontre sept espèces du genre *Phlebotomus* qui sont les mêmes espèces rencontrées à l'étage précédent. On trouve également l'espèce *P. alexandri* du genre *Paraphlebotomus*. En parallèle, quatre espèces du genre *Sergentomyia* ont été trouvées : *S. fallax* (où elle trouve son optimum écologique) est restée l'espèce prédominante et l'espèce *S. minuta parroti*, *S. antennata* et *S. dreyfussi* (Dedet et al., 1984, Belazzoug, 1991, Bounamous, 2010).

I.4.1.2.5. Etage saharien

Cet étage est occupé par cinq espèces du genre *Phlebotomus* de l'étage précédent dans lequel *P. papatasi* trouve son optimum écologique. Et quatre espèces du genre *Sergentomyia* : *S. minuta parroti*, *S. fallax*, *S. christophersi* et *S. dreyfussi* (Dedet et al., 1984, Belazzoug, 1991, Bounamous, 2010).

I.4.2. La leishmaniose

L'Algérie due de sa situation géographique qui regroupe plusieurs étages bioclimatiques allant du climat méditerranéen au nord, climat saharien au sud, et des spacieuses zones semi-arides et arides ainsi que sa forte population rurale présente un terrain adéquat à l'émergence de nombreuses formes cliniques de la leishmaniose (Harrat et al., 1995).

Dans le bassin méditerranéen et au Maghreb, l'Algérie est le pays le plus concerné par deux types cliniques, la leishmaniose cutanée et la leishmaniose viscérale (Hadj Slimane et al., 2018), avec une prévalence plus élevée de la leishmaniose cutanée que la leishmaniose viscérale. Cependant, les leishmanioses humaines représentent un sérieux problème de santé publique où plus de sept millions sont à risque d'infection (Bennai et al., 2018).

I.4.2.1. Leishmaniose Viscérale

La leishmaniose viscérale (LV) c'est la forme qui occupe la partie nord du pays (**Harrat et al., 1995 ; Benallal et al., 2013**), particulièrement les étages bioclimatiques humide et sub-humide (**Harrat et al., 1995 ; Adel et al., 2014**). Dernièrement elle progresse des anciens foyers de Kabylie (Tizi-Ouzou, Bejaïa) jusqu'au centre (Blida, Chlef, Médéa, Tipaza) également au partie Nord-est du Nord Algérien, avec des cas signalés à l'Ouest (Oran, Tlemcen) (**Adel et al., 2014**). Sa extension arrivé aux régions semi-arides et arides où de nombreux cas ont été enregistrés dans les wilayas de M'sila, de Batna et de Biskra (**Harrat et al., 1995**). Néanmoins, on note d'autres foyers dans le sud de l'Algérie, spécialement dans le Hoggar (**Harrat et al., 1995 ; Benallal et al., 2013**). L'agent causale de la maladie est *L. infantum* MON-1, le principal vecteur représentée par *Phlebotomus perniciosus* (**Izri et al., 1990 ; Harrat et al., 1995 ; Harrat et al., 1996**) alors que le réservoir est un chien (**Harrat et al., 1996 ; Benikhlef et al., 2000 ; Bessad et al., 2012**).

I.4.2.2. La Leishmaniose cutanée du Nord

La leishmaniose cutanée du Nord (LCN) nommée aussi le clou de Mila énoncée en 1923 par sergent qui a décrit les premiers cas. Elle a la même distribution de la leishmaniose viscérale (**Harrat et al., 1995**). Couvert tout le littoral et le tell algérien (Tizi-Ouzou, Bouira, Bord Menail et Alger), moins fréquente et bénigne, présente toute l'année à l'état endémique dans la partie Nord du pays (**Barchiche et Madiou, 2009**). En Algérie cette forme clinique causée par trois zymodèmes du complexe *infantum* : Mon-1, Mon-24, Mon-80 (**Harrat et al., 1996**), transmise par *P. perfiliewi* trouvé infecté par le zymodèmes *L. infantum* Mon-24 (**Izri et Belazzoug, 1993**) et présente le chien comme réservoir (**Benikhlef et al., 2004**).

I.4.2.3. Leishmaniose Cutanée Zoonotique

La leishmaniose cutanée zoonotique (LCZ) ou le clou de Biskra, décrite pour la première fois en 1860 par Hamel, sévit à l'état endémo-épidémique dans les étages bioclimatiques arides et semi-arides principalement à Biskra et Abadla (les foyers historiques). Cette forme se propage vers le Nord de pays d'une façon épidémiologique. Des nouveaux foyers sont apparus au niveau des étages arides (représentés par les Wilayas d'El-Oued, Ghardaïa, Béchar et Laghouat) ainsi qu'au Nord d'Alger (incluent Batna, Médéa, Tiaret et Bordj Bou Arreridj) (**Bachi, 2006**). La LCZ d'Alger causée par deux zymodemes du complexe *L. major* : *L. major* MON-25 (**Harrat et al., 1996 ; Pratlong et al., 2009**) et *L. major* MON-269 (**Pratlong et al., 2009**). L'espèce vectrice de la LCZ est *Phlebotomus papatasi* (**Izri et al., 1992 ; Harrat et al., 1996**) et les réservoir sont *Psammomys obesus* et *Meriones shawi* (**Belazzoug, 1983 ; Belazoug, 1986**). Aussi bien, le hérisson a été trouvé naturellement

infesté par *L. major* par **Thomàs-Pérez et al, 2014**, suggèrent que les hérissons sont des réservoirs possibles de *L. major* en Algérie.

I.4.2.4. Leishmaniose cutanée anthroponotique

En 2009 **Harrat et al**, découvertes une forme urbaine de LC causée par *L. killicki* MON-301 du complexe *L. tropica* qui coexiste en sympatrie avec *L. major* dans la région de Ghardaïa. Cette forme a été noté dans deux autres foyers : à Annaba (**Mansouri et al, 2012**) et à Tipaza (**Izri et al., 2014**). Cette forme de LC existe à Ghardaïa depuis 2005, où *Phlebotomus sergenti* et *Massoutiera mzabi* sont considérés comme vecteur et susceptible réservoir de *L. killicki* respectivement (**Boubidi et al., 2011**).

I.4.2.5. La leishmaniose canine

Depuis 1908, il est reconnu que le chien joue un rôle majeur dans le cycle de vie du parasite leishmania (*L. infantum*) (**Ait- Oudhia et al., 2009**). Le rôle du chien en tant que réservoir du parasite le rend responsable de la persistance de la leishmaniose viscérale humaine (**Adel et al., 2010**). Les premiers cas de la leishmaniose canine ont été enregistrés par Sergent et Sergent en 1910 dans le pays. Elle est très fréquente à Alger ce qui explique la survenue de cas de leishmaniose viscérale chez les enfants n'ayant jamais quitté la capitale (**Djerbouh et al., 2005**). En Algérie cinq zymodemes du complexe *L. infantum* responsables de la leishmaniose canine : MON-34 et MON-77 (**Harrat et al., 1996**), MON-1 (**Harrat et al., 1996 ; Harrat et Belkaid, 2003 ; Ait-Ouadhia et al., 2009**), MON-24 (**Benikhlef et al., 2004**), MON-281(**Ait-Ouadhia et al., 2009**).

I.5. Lutte contre les phlébotomes

Le contrôle des phlébotomes est difficile parce que les biotopes de leurs stades immatures sont peu connus et souvent inaccessibles. Par conséquent, la majorité des efforts de contrôle se concentre sur les phlébotomes adultes (**Sirak-Wizeman et al., 2008**).

L'une des méthodes de lutte les plus efficaces consiste à pulvériser les insecticides rémanents sur les murs intérieurs et extérieurs des maisons et les abris d'animaux. Il existe plusieurs insecticides à effet résiduel sur les phlébotomes qui peuvent être utilisées pour les pulvérisations, particulièrement le DDT, l'hexachlorure de benzène (BHC), le malathion, le diazinon, le diclorvos, la resméthrine, et la deltaméthrine (**Çetin et Özbel, 2017**).

La dose d'application, la concentration, la sensibilité aux insecticides, et plusieurs facteurs peuvent avoir un impact positif ou négatif sur l'efficacité et la persistance des insecticides. En outre, pour éviter une résistance potentielle, il faut changer l'insecticide à des intervalles appropriés (**Çetin et Özbel, 2017**).

Synthèse bibliographique

Les mesures environnementales de lutte contre les phlébotomes sont aussi disposées, ils consistent à éliminer les sites de repos des adultes et les habitats larvaires et réduire les contacts entre le phlébotome et les réservoirs (chiens, rongeurs) (**Munstermann, 2019**).

Chapitre II

Matériel et méthodes

Chapitre II : Matériel et méthodes

II.1. Présentation de la zone d'étude

II.1.1. Cadre administratif

Notre étude a été réalisée dans la wilaya de Mila. Elle est située entre $36^{\circ} 37' 30''$ et $35^{\circ} 52' 15''$ de la latitude Nord et $5^{\circ} 44' 13''$ et $6^{\circ} 32' 55''$ de longitude au nord-est de l'Algérie. Elle se trouve dans la partie orientale de l'Atlas Tell avec une altitude de 464 m, et à 33 km de la mer Méditerranée (**Ouelbani et al., 2016**). Elle est subdivisée en 13 daïras, 32 communes et s'étend sur une superficie de 3478 km² soit 0,14% du territoire national. La wilaya est née du découpage administratif de 1984, et sa population a atteint plus de 66000 habitants en 2012 (**Debbache, 2017**). Le Chef-lieu de la wilaya « Mila » est à environ 100 km de Jijel et de 25 km à vol d'oiseau de Constantine. Elle est limitée par six wilayas : au Nord par la wilaya de Jijel, au Nord-Est par la wilaya de Skikda, à l'Est par les wilayas de Constantine, au Sud-Est par la wilaya d'Oum El-Bouaghi, au Sud par la wilaya de Batna et enfin à l'Ouest par la wilaya de Sétif.

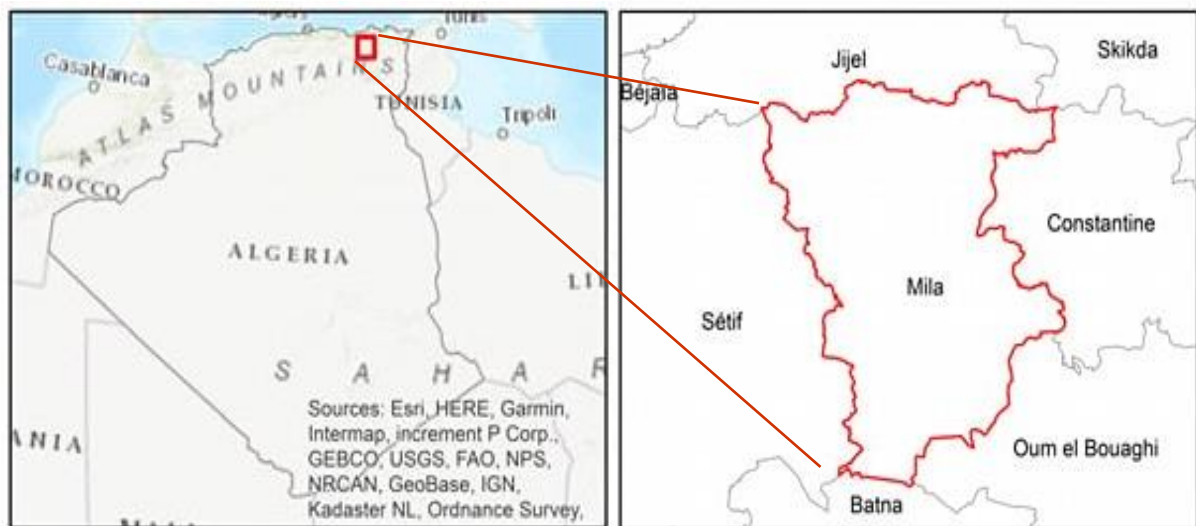


Figure 14 : Situation géographique de la wilaya de Mila préparé par ArcGis 10.8 (www.esri.com).

II.1.2. Cadre climatique

Le climat forme l'environnement ; les changements climatiques ont un impact sur les différentes composantes de l'environnement (**Poitou et al., 2015**). En effet, le climat est un facteur primordial qui affecte directement la régulation et la distribution des organismes vivants et la dynamique des écosystèmes (**Lévêque, 2001 ; Faurie et al, 2003 ; Zeroual, 2017**). La région de Mila a un climat de type méditerranéen. Ce climat est caractérisé par un Hiver pluvieux et doux et une longue période de sécheresse estivale se prolongeant du mois de Mai au mois d'Octobre avec une variation saisonnière et spatiale (**Soukehal, 2009**).

La wilaya présente trois microclimats modelés sur la distribution des trois groupes morphologiques du Nord au Sud :

- Un climat humide dans le Nord montagneux et la partie médiane s'étendant de Bouhatem à Aïn Tine.
- Un climat subhumide à semi-aride dans la partie médiane.
- Un climat semi-aride dans les hautes plaines au Sud (**ANDI, 2013**).

II.1.2.1. Température

La température dans cette wilaya est méditerranéenne modérée en Automne, Hiver et Printemps. Par contre elle augmente rapidement en Eté surtout à l'intérieur de la wilaya (**Soukehal, 2009**). Pendant la période d'étude (2017-2019), les basses températures sont enregistrées durant la période hivernal (Janvier et Décembre) alors que les hautes températures sont enregistrées au mois de Juillet et Août (Annexe I) (fig.15).

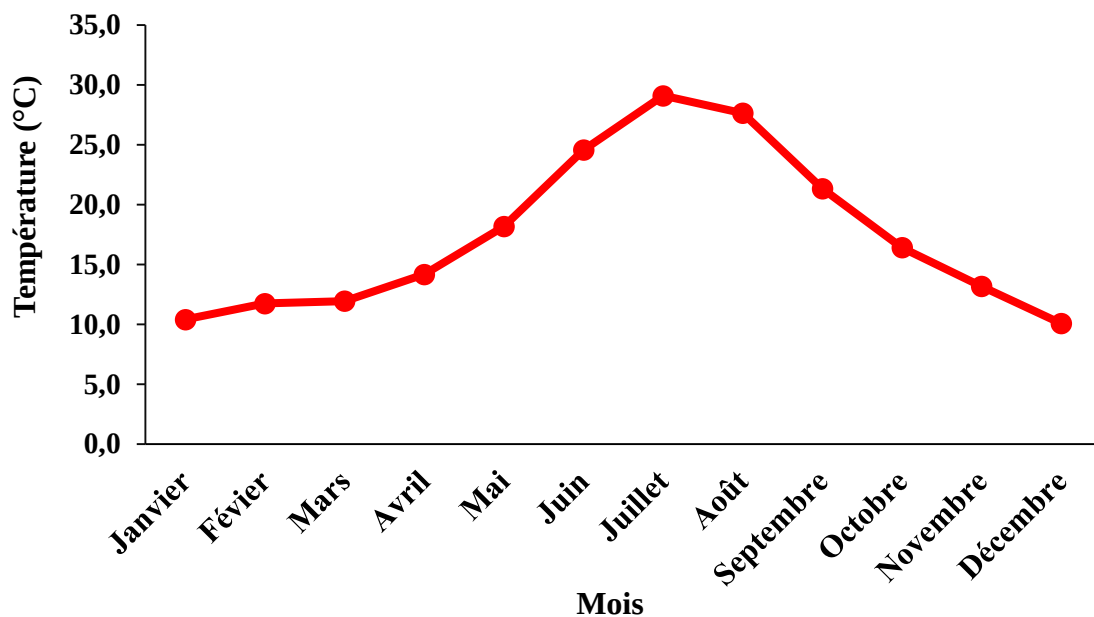


Figure 15 : Températures mensuelles moyennes (en°C) de la région de Mila pour la période d'étude (2017– 2019).

II.1.2.2. Précipitation

La précipitation s'applique à toute sorte d'eau sous forme liquide ou solide qui tombe du ciel, inclus la pluie, la grêle, la neige, etc (**Sadoune, 2012**). Les précipitations annuelles sont caractérisées par une irrégularité dans la région de Mila. Tout au long des mois de l'année, les précipitations sont inégalement réparties (**Soukehal, 2009**). Généralement, il y a une décroissance des précipitations du Nord au Sud :

- La région Nord est la partie la bien arrosée et caractérisée par des précipitations allant de 600 à 700 mm/an.
- La région médiane est caractérisée par des précipitations variant entre 400 et 600 mm/an.
- La région Sud présente par contre une pluviométrie annuelle moyenne bien répartie tout au long de l'année à l'exception de la période estivale (entre Juin et Septembre). Elle est estimée à 350 mm (**Zouaidia, 2006**).

Durant la période d'étude (2017-2019), les précipitations atteignent leur maximum au mois de Février 2017 avec 155 mm, Mars 2018 avec 136 mm et Décembre 2019 avec 134 mm. Les précipitations les plus basses sont enregistrées en Mars 2017, Juillet 2018 et Juin et Juillet 2019 (Annexe I) (fig. 16).

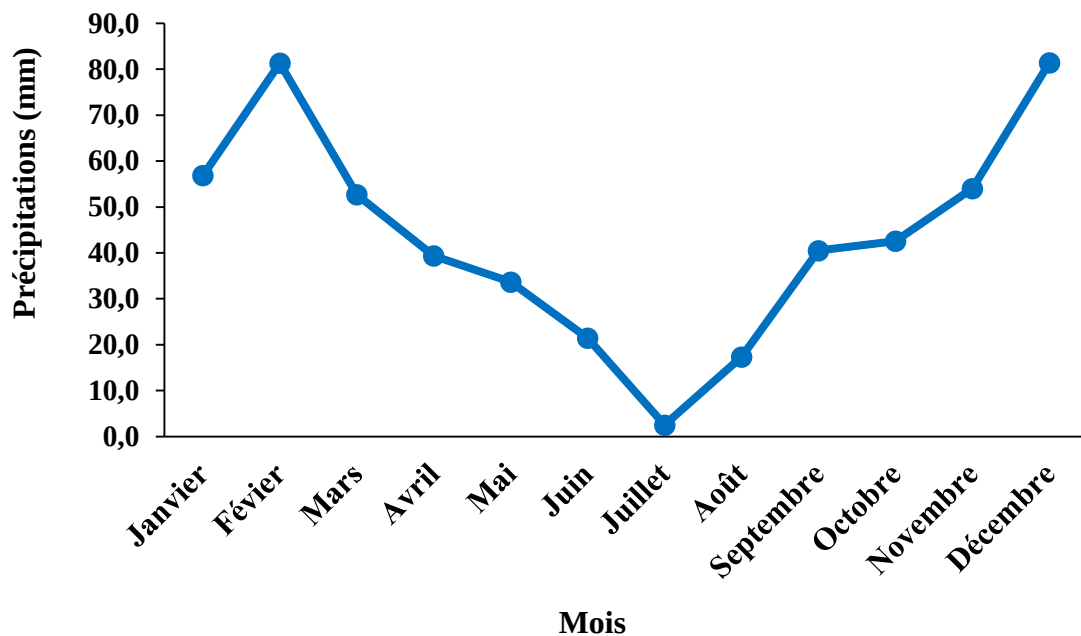


Figure 16 : Précipitations mensuelles moyennes (en mm) de la région de Mila pour la période d'étude (2017 – 2019).

II.1.2.3. Humidité

L'humidité représente la vapeur d'eau se trouvant dans l'atmosphère. Elle résulte principalement de l'évaporation au niveau des surfaces d'eau, ou de l'évapotranspiration des plantes et des sols humides (**Lekouch, 2010**). Durant la période d'étude (2017-2019), les mois les plus humides sont Décembre 2017 et 2018 et Février 2019. Par contre les mois les plus secs sont Juillet 2017 et 2019 et Août 2018 (Annexe I) (fig. 17).



Figure 17 : Humidité mensuelles moyennes (en %) de la région de Mila pour la période d'étude (2017 – 2019).

II.1.2.4. Vent

Les vents qui viennent du Sud (sirocco) sont les plus importants ; ils sont secs et chauds, provoquant une élévation de température et une forte baisse d'humidité. Et en Hiver, les vents qui viennent du Nord soufflent, apportant de la pluie (**Manseur, 2015**). Les vitesses moyennes du vent ont atteint leur maximum en Juillet 2018 avec 7.7 m/s (Annexe I) (fig. 18).

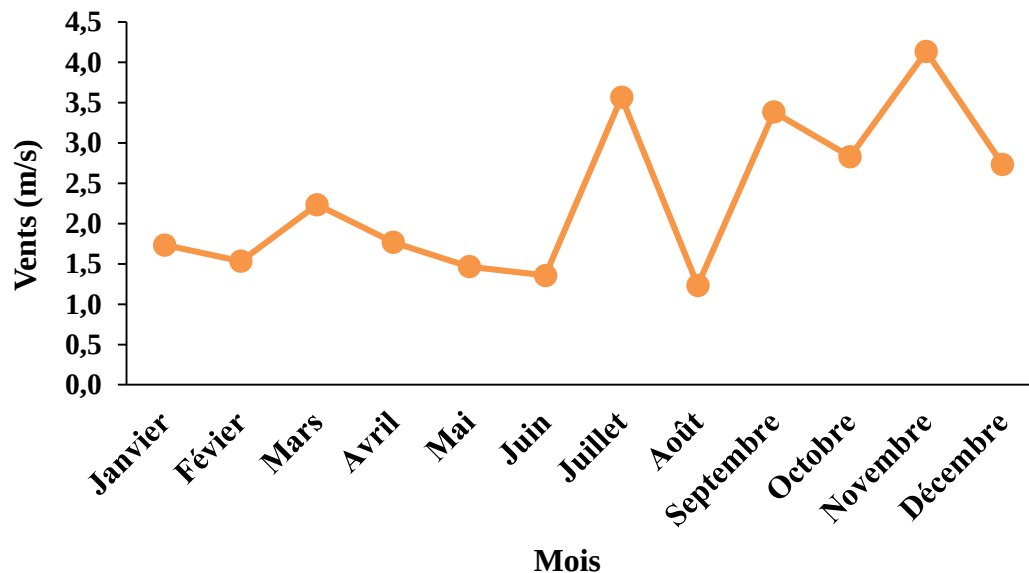


Figure 18 : Vitesses mensuelles moyennes du vent (en m/s) de la région de Mila pour la période d'étude (2017– 2019).

II.1.2.5. Synthèse climatique

Afin d'estimer l'effet des principaux éléments climatiques, plusieurs indices climatiques sont donnés en intégrant les différents paramètres climatiques notamment les précipitations et la température. Les indices les plus utilisés sont : l'indice xérothermique de Bagnouls et Gaussen, l'indice pluviométrique d'Emberger, et l'indice de De Martonne.

II.1.2.5.1. Indice de Bagnouls et Gaussen

Le diagramme ombrothermique de **Bagnouls et Gaussen (1953)** est un graphique climatique qui permet de déterminer la durée de la période sèche. Il résulte de la combinaison des variations mensuelles moyennes des températures en °C et des précipitations en mm. Les deux courbes ombrothermiques sont tracées selon une échelle où les précipitations correspondent au double des températures ($P = 2T$). La période de sécheresse est définie lorsque la précipitation est inférieure ou égale au double de la température ($P \leq 2T$).

Ainsi nous avons établi un diagramme Ombrothermique pour notre région d'étude durant la période s'étalant de 2017 à 2019. D'après ce diagramme, cette région est caractérisée par une saison sèche qui s'étend sur 6 mois (de la fin du mois d'Avril jusqu'à mi-Octobre) (fig. 19).

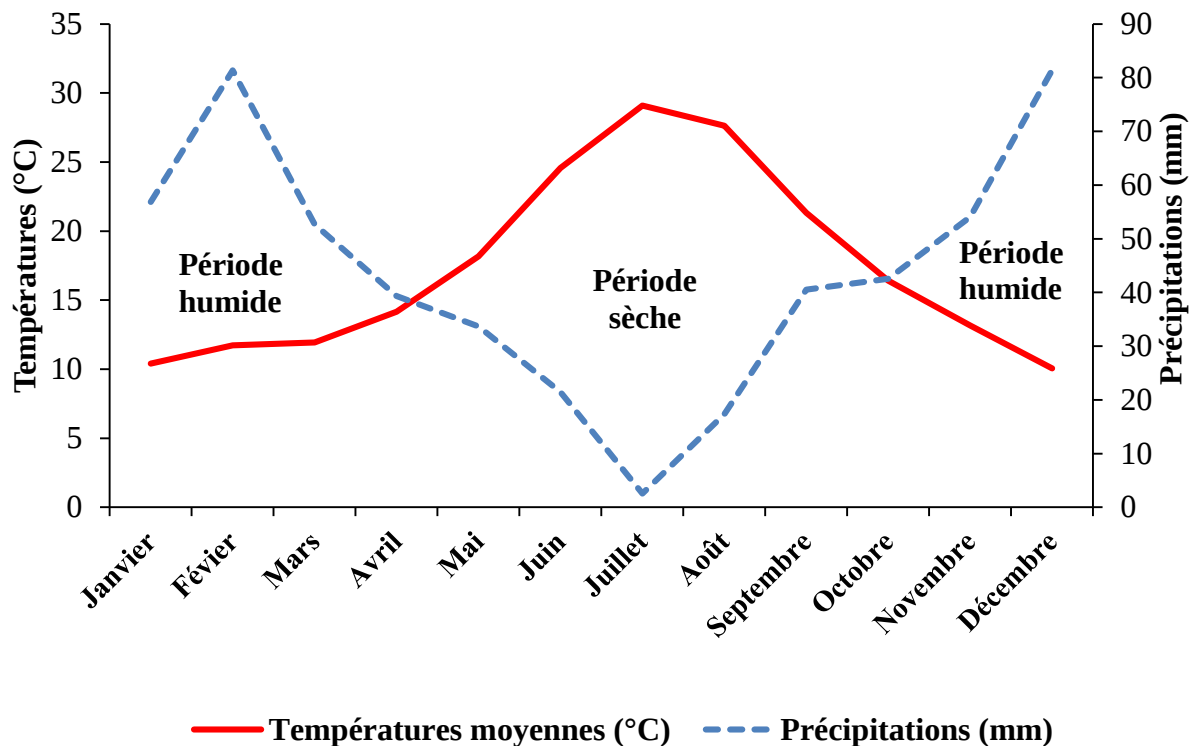


Figure 19 : Diagramme Ombrothermique de Bagnouls et Gaussen de la région de Mila durant la période d'étude (2017-2019).

II.1.2.5.2. Indice pluviothermique d'Emberger (Q)

L'indice pluviothermique d'Emberger ou le quotient pluviothermique d'Emberger adapté aux régions méditerranéennes, permet de distinguer les différents étages climatiques (saharien, aride, semi-aride, subhumide et humide). Cet indice prend en considération les précipitations annuelles (P en mm), la moyenne des minima de température du mois le plus froid (m en °C) et la moyenne des maxima de température du mois le plus chaud (M en °C) (**Emberger, 1955**). L'indice d'Emberger (Q) est donné par la formule suivante :

$$Q2 = 1000 \times P \times (M+m) \times (M-m) / 2 = 2000 \times P / (M^2 - m^2).$$

La formule de l'indice d'Emberger (Q) applicable pour l'Algérie, simplifiée par **Stewart en 1969** se présente comme suit : $Q2 = 3.43 P / M - m$.

Où P : pluviométrie annuelle en mm.

M : température moyenne maximale du mois le plus chaud en degré Celsius (°C).

m : température moyenne minimale du mois le plus froid en degré Celsius (°C).

Le climagramme d'Emberger est un plan déterminé par deux axes, dont l'axe des ordonnées porte le quotient pluviothermique (Q2) et l'axe des abscisses porte les températures minimales du mois le plus froid (m). L'aire du climagramme est subdivisée selon un gradient d'aridité en zones correspondant à divers étages bioclimatiques. Le climagramme considère un climat est d'autant plus sec que le quotient est petit.

Tableau 4 : Variation annuelle du quotient pluviothermique d'Emberger (Q2) sur une période de 10 ans (2010-2019) dans la région de Mila.

Années	P (mm)	Mois le plus chaud	Mois le plus froid	M (°C)	m (°C)	Q2
2010	1029,5	Juillet	Janvier	35	5,6	120,11
2011	745,8	Août	Février	35,2	4,5	83,33
2012	550,1	Août	Février	37,4	1,4	52,41
2013	929,8	Juillet	Février	34,2	3	102,22
2014	654,7	Août	Décembre	34,4	4,9	76,12
2015	773,2	Juillet	Février	36,3	2,2	77,77
2016	505,5	Juillet	Janvier	34,3	5,7	60,62
2017	454,2	Juillet	Décembre	36,1	5,4	50,75
2018	454	Août	Janvier, Décembre	25,1	6	81,53
2019	663	Août	Janvier	35,7	3	69,54
2010-2019	675,98			34,37	4,17	77,44

Le quotient pluviothermique d'Emberger (Q2) permet de déterminer l'étage bioclimatique et la valeur de la température minimale du mois le plus froid (m), permet de déterminer le sous étage. Sur la base de la projection de Q2 et m sur le climagramme d'Emberger, la région de Mila se trouve dans l'étage subhumide à Hiver doux (fig.20).

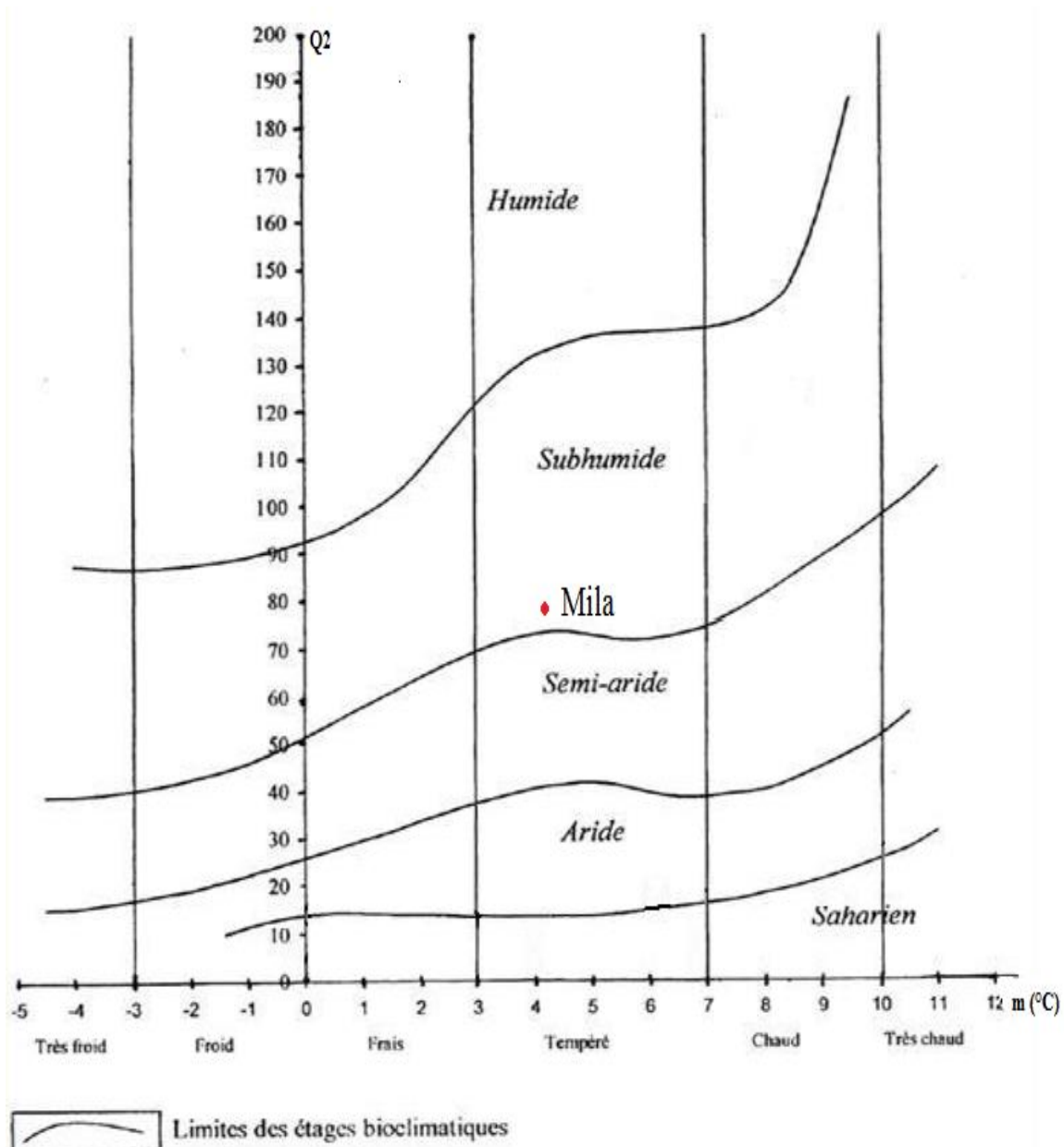


Figure 20 : Position de la région de Mila dans le climagramme d'Emberger (2010-2019).

II.1.3. Cadre hydrologique

La Wilaya de Mila possède un important réseau hydrographique constitué par le barrage de Béni-Haroun, qui est actuellement le plus grand en Algérie et qui fournit de l'eau potable et de l'eau d'irrigation à une grande partie de l'est algérien, le barrage de Oued Athmania, et celui de Oued Seguène. En plus des Oueds tels que Oued El-Kébir, Oued Enja, Oued El Rhumel et Oued Athmania.

II.1.4. Cadre géologique

Le bassin de Mila, fait partie du domaine externe de la chaîne Alpine d'Algérie Nord Orientale. Cette branche de la chaîne Alpine est rattachée entre le détroit de Gibraltar à

l'Ouest et la Sicile et la Calabre à l'Est à la branche Sud du Maghreb. La chaîne Alpine de l'Algérie est divisée en deux grands domaines :

- Le domaine interne, renfermant les formations des flyschs et le socle Kabyle.
- Le domaine externe, correspondant aux formations telliennes et de l'avant pays (**Athmania, 2010**).

La région est une zone de transition entre les matières internes allochtones du Nord, qui sont caractérisées par des nappes de charriage, et un système tectonique polyphasique compressif du Cénozoïque, et le champ parautochtone du bassin des nappes néogènes post-Constantineau Sud. Les formations géologiques se composent principalement d'un ensemble de roches carbonatées, de substratum rocheux, du Crétacé à l'Éocène, ainsi que d'une couverture discordante de dépôts continentaux du Mio-Pliocène et du Quaternaire (**Athmania et al., 2010**).

▪ Les reliefs

En raison de sa situation de transition entre deux régions physiques différentes ; la région montagneuse de l'Atlas tellien au Nord et la région des hautes plaines au Sud le relief de la wilaya de Mila se caractérise par sa diversité, et comprend trois zones naturelles (**Debbache, 2017**) : une chaîne montagneuse au Nord, des bassins à l'intérieur et une partie inséparable des hautes plaines constantinoise au Sud (**Soukhal, 2009**).

La région montagneuse du Nord est une partie intégrante de la petite Kabylie, elle constitue un relief inséparable de la chaîne tellienne de l'Est Algérien (**Soukhal, 2009**). Ce relief est considéré le plus élevé (altitudes élevés) et s'étend sur une superficie de plus de 500 km², soit 14% de la superficie totale de la wilaya, et comprend 16% de la population totale de la wilaya avec plus de 130 000 personnes en 2012. Elle englobe sept communes : Arres Amira, Terrai Bainen, Tassala Lemtai, Tassadane Hadada, Minar Zaraza, Chigara et Hamala (**Debbache, 2017**). Cette région est caractérisée par un relief accidenté et des sols érodés. Il existe deux unités géomorphologiques importantes qui composent le relief : **1**-Au centre Ouest, les hauts piedmonts ont une pente allant de 12,5 à 25%, **2**-Pour le reste de la région, montagne dont la pente est habituellement supérieure à 25% (**Zouaidia, 2006**).

La région centrale de la wilaya est constituée par les bassins et les collines aux altitudes moyennes (**Soukehal, 2009**). Elle s'étend sur une superficie de 35% de la superficie totale de la wilaya couvrant plus de 1 200 km² avec environ 380 000 habitants en 2012, soit 47% (près de la moitié de la population de la wilaya) (**Debbache, 2017**). Ce relief est composé par :

- Les plaines intra montagneuses d'une altitude moyenne de 400m.

- Les collines et les piedmonts de la partie Est de la wilaya, ils sont bordé par la région montagneuse au Nord, et forment la limite des hautes plaines au Sud. Ce sont des collines avec un relief montagneux très désordonné.

-La région des hauts piedmonts qui forment l'extension des reliefs Telliens au Nord-Ouest est concernée par la dépression de Ferdjioua et de l'Oued Enja.

-La dépression de Mila se compose d'une série de collines basses (500 à 600 mètres d'altitude) et de massifs isolés (massif d'Ahmed Rachedi) (**Zouaidia, 2006**).

Ces bassins comprennent seize communes : Derrahi Bousslah, Bouhateme, Ain Beida Ahrich, El Ayadi Barbes, Ferdjioua, Yahia Beni Guecha, Tiberquent, Rouached, Oued Endja, Ahmed Rachedi, Zeghaia, Mila, Ain Tine, Sidi Khelifa, Grarem Gouga et Sidi Merouane (**Debbache, 2017**).

La région des hautes Plaines au Sud de la wilaya occupe plus de 50% de la superficie totale de la wilaya avec plus de 1700 km², et inclut 37% de la population totale de la wilaya (plus de 310 000 personnes en 2012) (**Debbache, 2017**).

Les communes des hautes Plaines sont : Oued Athmania, Tadjenanet, Ben Yahia Abderrahmane, Chelghoum-Laid, Ain Melouk, Teleghma, Oued Seguen, M'chira et Ouled Khoulouf (**Soukehal, 2009 ; Debbache, 2017**).

La majeure partie de la superficie est couverte par les deux unités géomorphologiques (plaines et glacés) avec une faible pente entre 0 et 3% (plaines) et une pente entre 3 et 12% (bas piedmonts) (**Zouaidia, 2006**).

II.1.5. Cadre végétatif

Le couvert végétal forestier de la wilaya présente un taux de 9,68% par rapport à la superficie totale. Ce couvert occupe une superficie estimée à 36.674,7 ha (**ANDI, 2013**) avec :

-20, 08% représentent les forêts naturelles dont l'espèce dominante est le chêne liège.

-54,92% représentent les reboisements et les principales espèces sont le pin d'Alep et le cyprès.

-25% représentent les maquis (maquis de chêne vert et genévrier) (**Zouaidia, 2006**).

II.1.6. Stations d'études

Un totale de 42 stations dans de nombreuses localités de la wilaya de Mila sont choisies pour la capture des phlébotomes. Les sites de piégeage examinés sont représentés par des milieux urbains, périurbains et ruraux, qui symbolisent les différents biotopes favorables au développement des phlébotomes (milieu de ponte et de repos). Le choix des stations est effectué en fonction de leurs dispositions bioclimatiques (humide à l'extrême Nord, sub-

humide dans la partie médiane de la wilaya et semi-aride au Sud) et leurs divergences en latitudes et longitudes.

Les étables, les anciennes fermes, les jardins et les habitations humaines sont les principales espaces sélectionnées pour la collecte des phlébotomes. L'échantillonnage a été accompli sur une période de 3 ans (une période s'étalant de 2017 à 2019) pendant l'activité des phlébotomes.

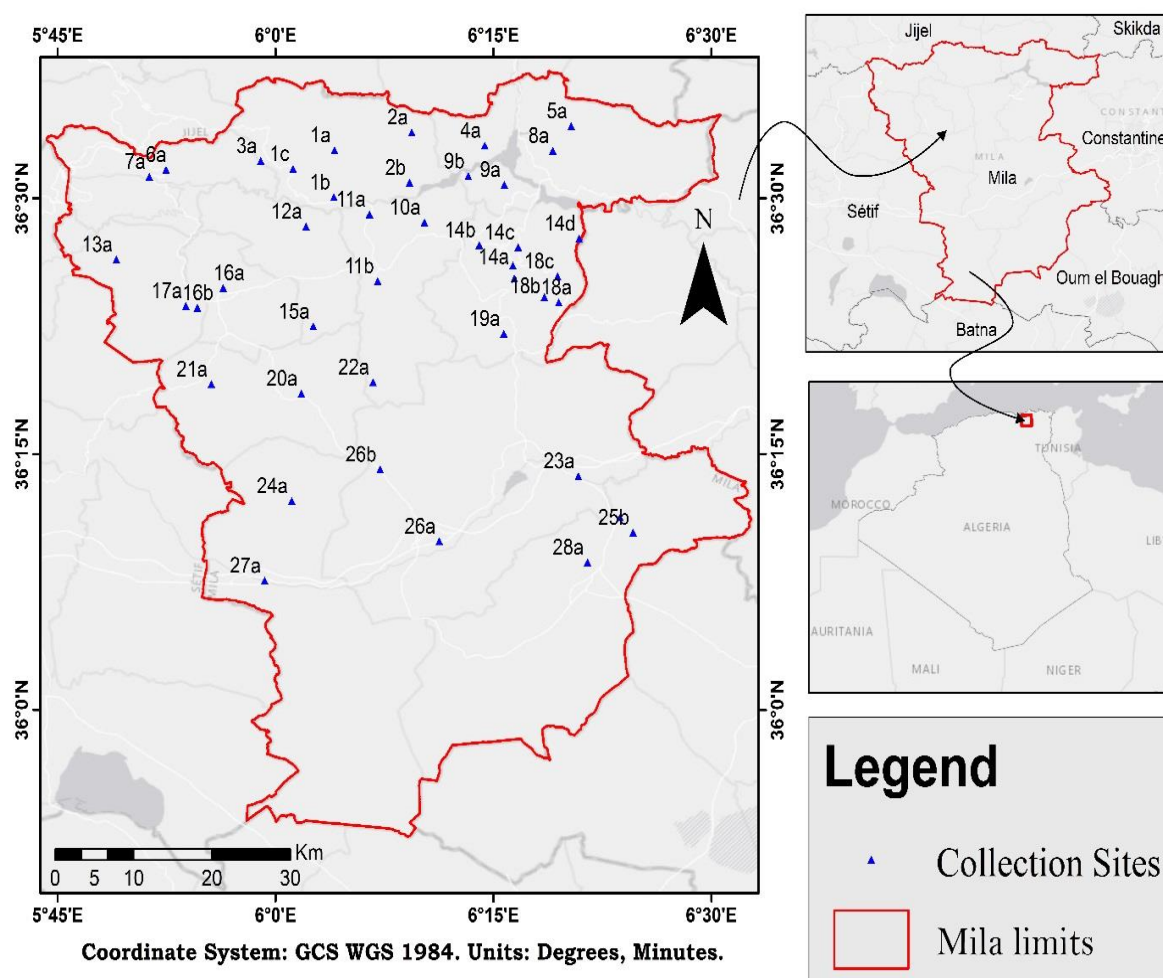


Figure 21 : Localisation géographiques des sites d'étude dans la région de Mila (les codes des sites sont mentionnés dans le tableau 5) préparé par ArcGis 10.8 (www.esri.com).

Tableau 5 : Caractéristiques des sites examinés dans la zone d'étude (région de Mila au Nord-Est de l'Algérie).

Communes	Sites	Type de site	Coordonnée	Altitude	Climat
Amira Arrès (1)	Tassafet (1a)	Rural	36°32'44.6"N 6°04'03.8"E	1008 (m)	Humide
	Boughardayan (1b)	Périurbain	36°29'59.4"N 6°04'01.0"E	248 (m)	
	Oued Elghoul (1c)	Rural	36°31'39.2"N 6°01'12.0"E	494 (m)	
Terraï Bainen (2)	Dar Elhamra (2a)	Rural	36°33'47.2"N 6°09'22.9"E	790 (m)	Humide
	El Mahjer (2b)	Rural	36°30'50.8"N 6°09'13.9"E	240 (m)	
Tessala Lemtaï (3)	El karniya (3a)	Rural	36°32'06.8"N 5°58'59.2"E	393 (m)	Humide
Chigara (4)	El kikba (4a)	Rural	36°33'01.1"N 6°14'24.2"E	427 (m)	Humide
Hamala (5)	Hamala (5a)	Rural	36°34'09.4"N 6°20'21.2"E	602 (m)	Humide
Minar Zarza (6)	Minar Zareza (6a)	Rural	36°31'36.2"N 5°52'27.5"E	699 (m)	Humide
Tassadane Haddada (7)	Oued Elmanar (7a)	Rural	36°31'11.7"N 5°51'18.8"E	411 (m)	Humide
Grarem Gouga (8)	Grarem Gouga (8a)	Rural	36°32'42.9"N 6°19'05.6"E	491 (m)	Sub-humide
Sidi Merouane (9)	Sidi Merouane (9a)	Urbain	36°30'42.8"N 6°15'45.0"E	368 (m)	Sub-humide
	Ezawya (9b)	Rural	36°31'13.3"N 6°13'16.5"E	222 (m)	
Zeghaia (10)	Elmachta (10a)	Rural	36°28'30.8"N 6°10'15.1"E	504 (m)	Sub-humide
Oued Endja (11)	Kribca (11a)	Rural	36°28'59.3"N 6°06'28.2"E	221 (m)	Sub-humide
	Elmachta (11b)	Périurbain	36°25'03.8"N 6°07'02.2"E	389 (m)	
Rouached (12)	Ouled Alioua (12a)	Rural	36°28'16.2"N 6°02'05.6"E	535 (m)	Sub-humide
Elayadi Barbes (13)	Ayadi Barbes (13a)	Rural	36°26'19.8"N 5°49'02.5"E	1004 (m)	Sub-humide
Mila (14)	Sennaoua (14a)	Urbain	36°25'58.8"N 6°16'20.3"E	617 (m)	Sub-humide
	Cité 240 (14b)	Urbain	36°27'11.0"N 6°14'01.8"E	418 (m)	
	Vieux Mila (14c)	Périurbain	36°27'03.2"N 6°16'42.2"E	448 (m)	
	Kikaya (14d)	Rural	36°27'33.4"N 6°20'54.0"E	248 (m)	
	Marechou (14e)	Rural	36°25'13.4"N 6°16'26.3"E	758 (m)	
Tiberguent (15)	Draa ben khalifa (15a)	Rural	36°22'24.7"N 6°02'35.7"E	722 (m)	Sub-humide
Ferdjioua (16)	Cité Soummam (16a)	Urbain	36°24'40.0"N 5°56'23.4"E	539 (m)	Sub-humide
	Sbikhia (16b)	Rural	36°23'30.5"N 5°54'37.1"E	554 (m)	
Aïn Beida Harriche (17)	Ain Bayda Harriche (17a)	Périurbain	36°23'36.9"N 5°53'49.3"E	521(m)	Sub-humide
Aïn Tine (18)	Ain Tine (18a)	Périurbain	36°23'49.1"N 6°19'30.3"E	655 (m)	Sub-humide
	Douar ben zekri (18b)	Rural	36°24'07.5"N 6°18'30.4"E	841(m)	
	Azzaba (18c)	Rural	36°25'20.5"N 6°19'25.4"E	569 (m)	
Sidi Khelifa (19)	Ouled Elkayem (19a)	Rural	36°21'59.3"N 6°15'42.9"E	942 (m)	Sub-humide
Bouhatem (20)	Tarmast (20a)	Rural	36°18'28.5"N 6°01'46.4"E	890 (m)	Sub-humide
Derradji Bousselah (21)	Derradji Bousselah (21a)	Rural	36°19'01.2"N 5°55'34.7"E	667 (m)	Sub-humide
Ahmed Rachedi (22)	Oued Edrabla (22a)	Rural	36°19'08.4"N 6°06'42.6"E	1060 (m)	Sub-humide
Oued Athmania (23)	Ouled Kassah (23a)	Périurbain	36°13'37.7"N 6°20'50.8"E	671 (m)	Semi-aride
Benyahia Abderrahmane (24)	Benyahia A,R (24a)	Rural	36°12'10.3"N 6°01'06.7"E	927 (m)	Semi-aride
Oued Seguen (25)	Oued Seguen (25a)	Périurbain	36°11'13.1"N 6°23'43.1"E	685 (m)	Semi-aride
	Ain Bouyakni (25b)	Rural	36°10'19.3"N 6°24'36.8"E	737 (m)	
Chelghoum Laid (26)	Chelghoum Laid (26a)	Urbain	36°09'48.6"N 6°11'16.5"E	767 (m)	Semi-aride
	Bekhbakha (26b)	Rural	36°14'01.4"N 6°07'12.1"E	812 (m)	
Tadjenanet (27)	Tadjenanet (27a)	Urbain	36°07'29.9"N 5°59'15.1"E	848 (m)	Semi-aride
Teleghma (28)	Teleghma (28a)	Rural	36°08'34.6"N 6°21'28.7"E	760 (m)	Semi-aride



Figure 22 : Paysages de quelques sites d'échantillonnage (photos originales).

II.2. Techniques d'échantillonnage sur terrain et traitement des échantillons au laboratoire

II.2.1. Techniques d'échantillonnage sur terrain

La collection des phlébotomes est effectuée durant les mois de Juin à Septembre sur une période de trois ans (2017, 2018 et 2019). Dans cette enquête entomologique, deux techniques de piégeage ont été utilisées pour la capture des phlébotomes : la première est une méthode rentable, peu sélective des insectes, bien adaptée à l'échantillonnage quantitatif et ne fournit que les spécimens morts ; elle est représentée par la technique des pièges adhésifs (huileux).

La seconde consiste en la technique des pièges lumineux (CDC) qui permet de capturer les phlébotomes vivant.

II.2.1.1. Technique de pièges adhésifs (pièges huileux)

Les pièges adhésifs sont composés de feuilles de papier blanc de format A4 (21X 29,7 cm) imprégné d'huile de ricin qui est caractérisée comme n'étant pas répulsive, visqueuse et soluble dans l'alcool ce qui favorise la récupération des insectes. La technique a été utilisée dans les importants travaux des épidémiologistes Russes (Vlazov, 1932) et (Petracheva, 1935) **(Croset et al., 1977)**. Elle est considérée la mieux adaptée à l'inventaire qualitatif et quantitatif des phlébotomes de la région méditerranéenne **(Bounamous, 2010)**.

Les deux faces du papier ont été imprégnées d'huile de ricin en utilisant un pinceau et gardées dans des sachets en plastique jusqu'à leur utilisation. Les pièges sont placés dans différents biotopes, fixés sur les arbres, à l'intérieur et à l'extérieur d'étables, les vieilles maisons, à proximité des habitations...etc. Le piégeage a duré une nuit, en effet les pièges étaient posés le soir avant le coucher du soleil et récupérés le lendemain matin. Les pièges récupérés ont été comptés et rassemblés dans des poches en plastique.

Les phlébotomes piégés sont détachés délicatement et le plus rapidement possible par un pinceau imbibé d'alcool et conservés dans l'alcool à 70% dans des tubes renfermant les informations de piégeage (le code de la station, la date du piégeage, nombre de papiers récupérés, et la localité). 656 pièges sont récupérés sur le total de 690 pièges déposés lors de cette période d'échantillonnage.



Figure 23 : Pièges adhésifs installés dans différents biotopes (photos originales).

II.2.1.2. Technique de pièges lumineux

Cette technique convient pour capturer des espèces photophiles. Contrairement à d'autres insectes, la lumière vive attire rarement les phlébotomes et semble également échapper à une certaine intensité de lumière. Certaines espèces, par contre, sont attirées par les lumières de faible intensité, compatibles avec leur comportement au crépuscule et la nuit, ainsi que par les UV (**Bounamous, 2010**).

Nous avons utilisé des pièges lumineux CDC (Centre for Diseases Control) modifiés pour capturer les phlébotomes à l'état vivant. L'appareil est composé de deux parties :

- Une partie supérieure, constituée d'un cylindre en matière plastique avec un grillage métallique à larges mailles sur le dessus, entoure un moteur qui contrôle un petit ventilateur qui assure une aspiration continue des insectes et une unité d'éclairage (lumière blanche). Le tout est alimenté par l'électricité.

Matériel et méthodes

-Une partie inférieure, constituée d'un pot en plastique fixé à un tissu de type moustiquaire à mailles extrêmement serrées dont sa partie supérieure s'ajuste à la partie supérieure du piège grâce à un élastique (fig. 24).

Les pièges sont installés à une hauteur d'environ 1.5 m du sol et restent opérationnels toute la nuit puis récupérés tôt le matin. Après la récupération, la partie inférieure du piège est fermée pour éviter la fuite des insectes et placée au réfrigérateur pour immobiliser les phlébotomes. Après l'avoir sorti du réfrigérateur, le pot est ouvert et est déchargé sur du papier blanc, puis les phlébotomes sont collectés à l'aide d'un pinceau imbibé dans l'alcool et conservés directement dans des tubes contenant de l'alcool 70%. Nous avons utilisé 31 CDC installés pour 31 nuits.



Figure 24 : Piège lumineux de type CDC ; **A-** en milieu urbain, **B-** en milieu rural (photos originales).

II.2.2. Traitement des échantillons au laboratoire

II.2.2.1. Technique de tri et de conservation des phlébotomes

- Cette étape permet la séparation des phlébotomes des autres insectes en se basant sur les caractères morphologiques généraux.
- Les phlébotomes triés sont scindés par sexe grâce à leur génitalia (développée chez les mâles et simple chez les femelles. L'opération se fait sous la loupe binoculaire.
- Les phlébotomes sont ensuite conservés dans des tubes contenant l'éthanol 70%.

Les phlébotomes adultes triés sont éclaircis et montés entre lame et lamelle en passant par les étapes développées dans les points qui suivent.

II.2.2.2. Eclaircissement

-Les phlébotomes sont retirés de l'alcool et versés dans des boîtes de pétri contenant un mélange d'alcool-éther pendant 3 minutes (cette étape s'applique uniquement aux captures des pièges adhésifs). Après ils sont éclaircis pendant trois heures dans une solution de potasse à 10%. Ensuite les phlébotomes sont lavés en subissant six bains successifs de 15 minutes chacun dans l'eau distillée. Après les avoir rincés, les phlébotomes sont passés au liquide de Marc-André (30 ml d'eau distillée, 30 ml d'Acide acétique cristallisable, et 40g d'Hydrate de Chloral (**Abonnenc, 1972**)) pendant une heure. Il n'y a pas d'inconvénient à la conservation prolongée des échantillons dans le liquide de Marc-André.



Figure 25 :Tri, conservation et éclaircissement des phlébotomes, (A) tri et conservation dans l'éthanol 70%, (B) dégraissage des captures de papier huilés dans l'alcool-éther, (C) éclaircissement dans la potasse à 10%, (D) rinçage dans l'eau distillée, (E) conservation dans le liquide de Marc-André (photos originales).

II.2.2.3. Montage rapide dans la gomme au chloral

L'étape qui suit l'éclaircissement, est le montage rapide des spécimens. Les phlébotomes sont montés entre lame et lamelle dans une goutte de gomme au chloral (eau distillée 10 ml, acide acétique cristallisable 3 ml, hydrate de chloral 74 g, gomme arabique pulvérisée 8 g, et sirop de glucose à 98% 5 g (**Madulo-Leblond, 1983**)) qui favorise la visualisation des spermathèques qui apparaissent très réfringentes et permet une bonne observation microscopique en contraste de phases. Toutefois, ce milieu (la gomme au chloral) présente l'inconvénient de se rétracter après un certain temps ce qui conduit à la suppression des structures internes et toute la préparation devient inobservable avec le temps. Ainsi, pour une conservation à long terme, ce type de montage n'est pas recommandé.

La technique de montage est comme suite :

La dissection des phlébotomes a été faite sous la loupe binoculaire à l'aide de fines aiguilles. Alors, les adultes de phlébotomes sont placés en position latérale dans le milieu de montage sur une lame. Pour faciliter l'observation des structures cibariales et pharyngiennes, la tête est séparée du reste du corps et orientée ventrale en position supérieure pour le genre *Sergentomyia* ou en position inférieure pour le genre *Phlebotomus*. Les ailes sont étendues avec précaution sur la face dorsale.

Concernant le génitalia, l'armature génitale des mâles est déposée suivant son orientation chez l'insecte afin d'illustrer les différents éléments nécessaires à l'identification (l'édéage, la touffe de soie, le coxite, le style ...).

En ce qui concerne le génitalia femelle, la dissection de celle-ci est nécessaire (fig. 26 A) afin d'isoler la furca avec les spermathèques (critères d'identification). On découpe alors l'abdomen au niveau de l'avant dernier segment. On fixe un côté des téguments qui entourent l'abdomen par une aiguille et on retraits l'autre côté par une autre aiguille.

Les phlébotomes disséqués sont montés entre lame et lamelle dans une goutte de gomme au chloral, une légère pression est exercée sur la préparation recouverte d'une lamelle dans le but d'aplatir les tissus, pour acquérir une meilleure observation microscopique.

Les lames sont ensuite marquées d'une étiquette portant le code de la station et sur laquelle nous écrivons le nom de l'espèce après l'identification.

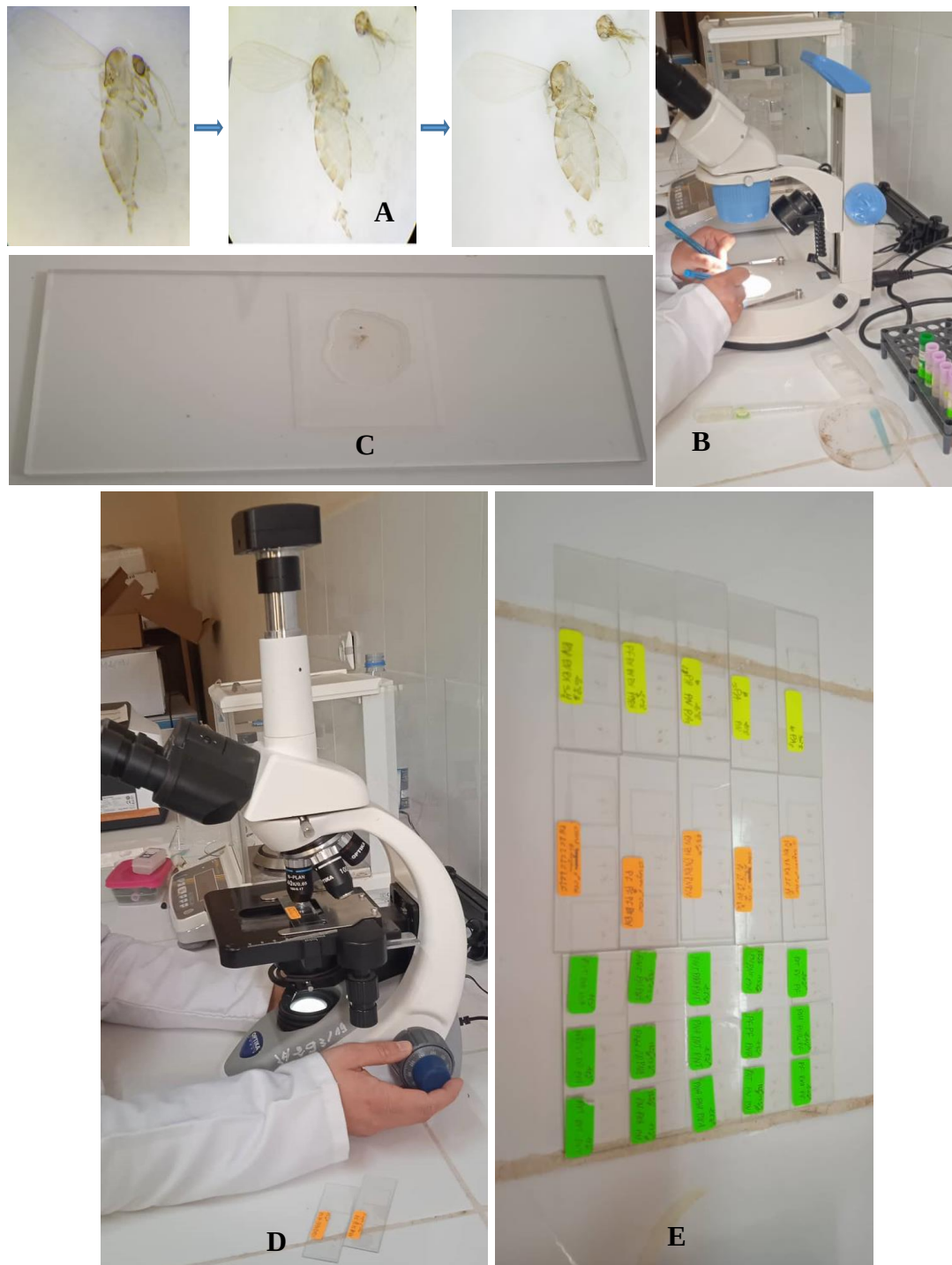


Figure 26 : La technique de montage, A : dissection d'un phlébotome femelle, B : dissection sous la loupe binoculaire, C : montage dans la gomme au chloral, D : identification par microscope, E : lames étiquetées après l'identification (photos originales).

II.2.2.4. Identification des spécimens

Après le montage, les lames sont laissées à sécher pendant quelques jours. Par la suite, les spécimens ont été observés et identifiés avec un microscope optique Optika Via Rigla, 30. Chaque spécimen est identifié suivant les clés d'identification des phlébotomes d'Algérie selon **Dedet et al. (1984)**. L'identification se base sur la morphologie de l'appareil génital

pour les phlébotomes males, et l'anatomie des spermathèques, la morphologie du cibarium et du pharynx pour les phlébotomes femelles.

Le traitement des échantillons a été effectué à l'université de Mohamed Khider- Biskra et au laboratoire des sciences naturelles et des matériaux Centre Universitaire A. Boussouf – Mila.

II.2.2.5. Etude morphométrique

Après l'identification, les spécimens sont soumis à une analyse morphométrique au niveau du laboratoire des sciences naturelles et des matériaux Centre Universitaire A. Boussouf - Mila. Les mensurations ont été effectuées à l'aide d'un logiciel PROVIEW préalablement calibré par un micromètre grâce à une caméra vidéo montée sur le microscope (fig. 27). Les mesures morphométriques ont été réalisées sur les phlébotomes et les organes mesurés sont :

La tête : les mesures ont été faites pour les deux sexes, sur : les antennes (longueur d'A 3, longueur d'A 4 et d'A 5), les palpes (longueur de P1, P2, P3, P4, et P5), la distance interoculaire (DIO), le pharynx, le cibarium, le clypeus, et l'epipharynx (E) (fig. 28).

Les ailes : la longueur (L), la largeur (l), α , β , δ , γ et π (fig. 29).

Le génitalia : chez le male plusieurs appendices ont été mesurés : la longueur du coxite, la longueur du style, la longueur du paramère, la longueur de surstyle, la longueur de la valve pénienne, la longueur du piston, la longueur de la pompe génitale, la longueur des filaments génitaux, la longueur du lobe basale du coxite, la longueur du pavillon génitale (fig. 30).

Chez la femelle les mesures concernant le génitalia sont celles du corps des spermathèques et la longueur du conduit.

Concernant les organes au nombre pair seul le côté gauche a été traité. En effet, pour éviter le risque de phénomènes d'asymétrie entre les organes pairs, un seul des deux côtés droit ou gauche est utilisé (Rohfl et Slice, 1990).

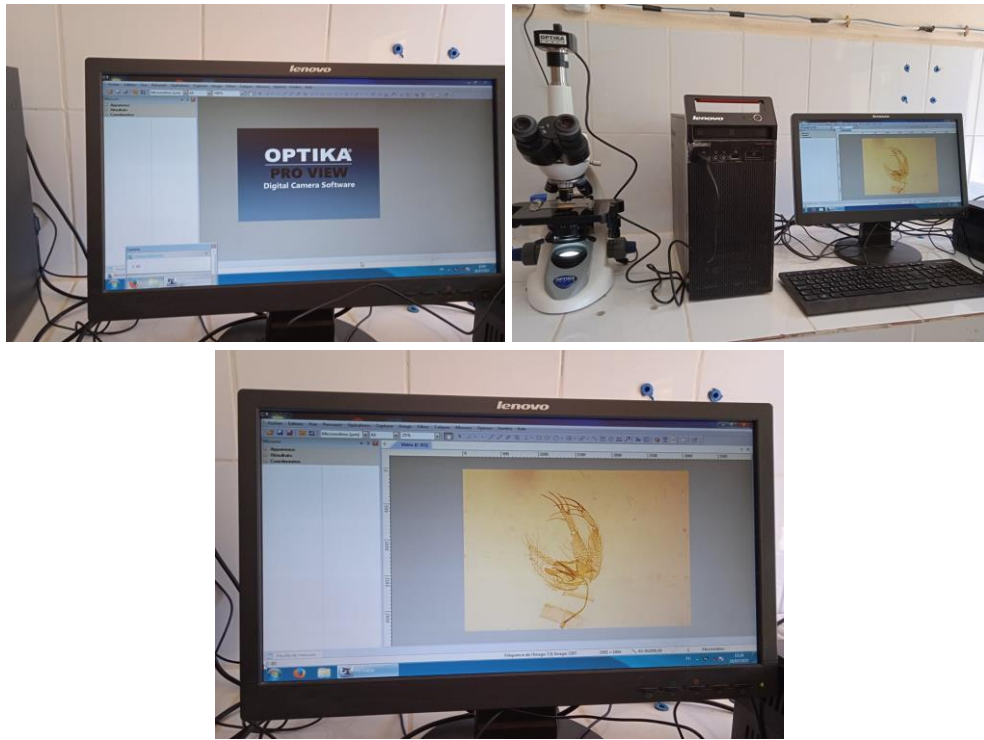


Figure 27 : Photos représentant le logiciel utilisé pour l'étude morphométrique (photos originales).

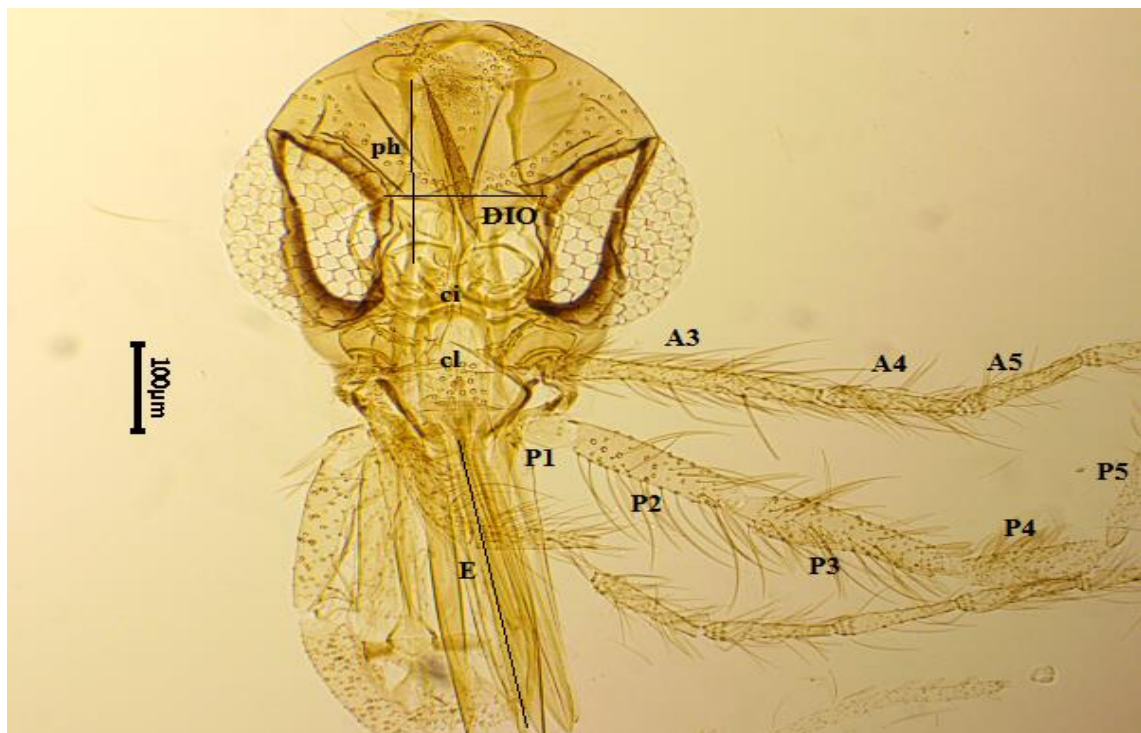


Figure 28 : Tête d'un phlébotome, les différents caractères mesurés ; Ph : pharynx, DIO : distance interoculaire, ci : cibarium, cl : clypeus, E : epipharynx, P1-P5 : palpes 1-5 (photo originale).

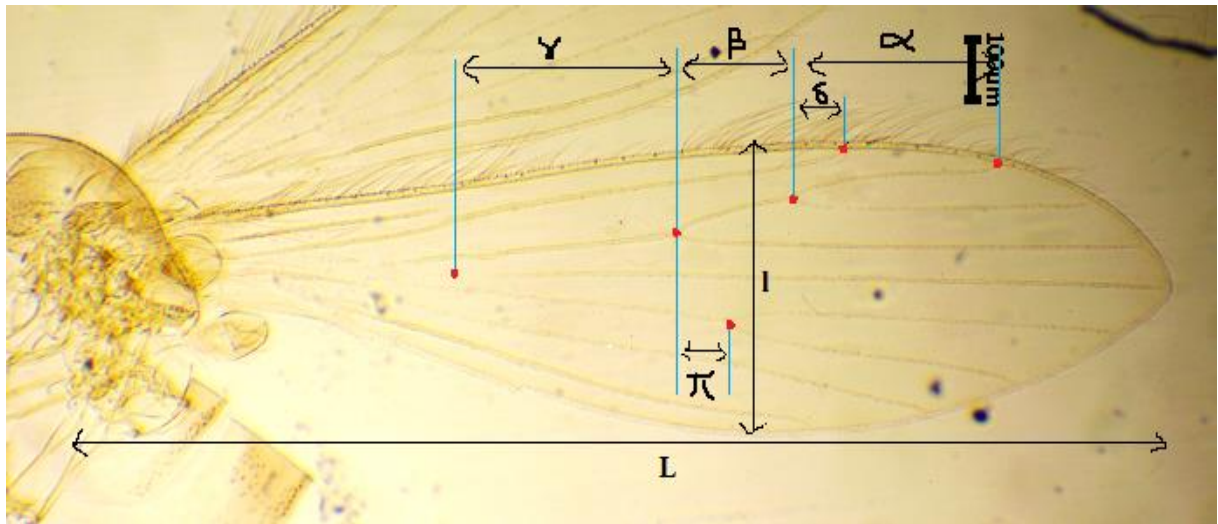


Figure 29 : Aile d'un phlébotome, les différents caractères mesurés. L : longueur de l'aile, l : largeur de l'aile (photo originale).

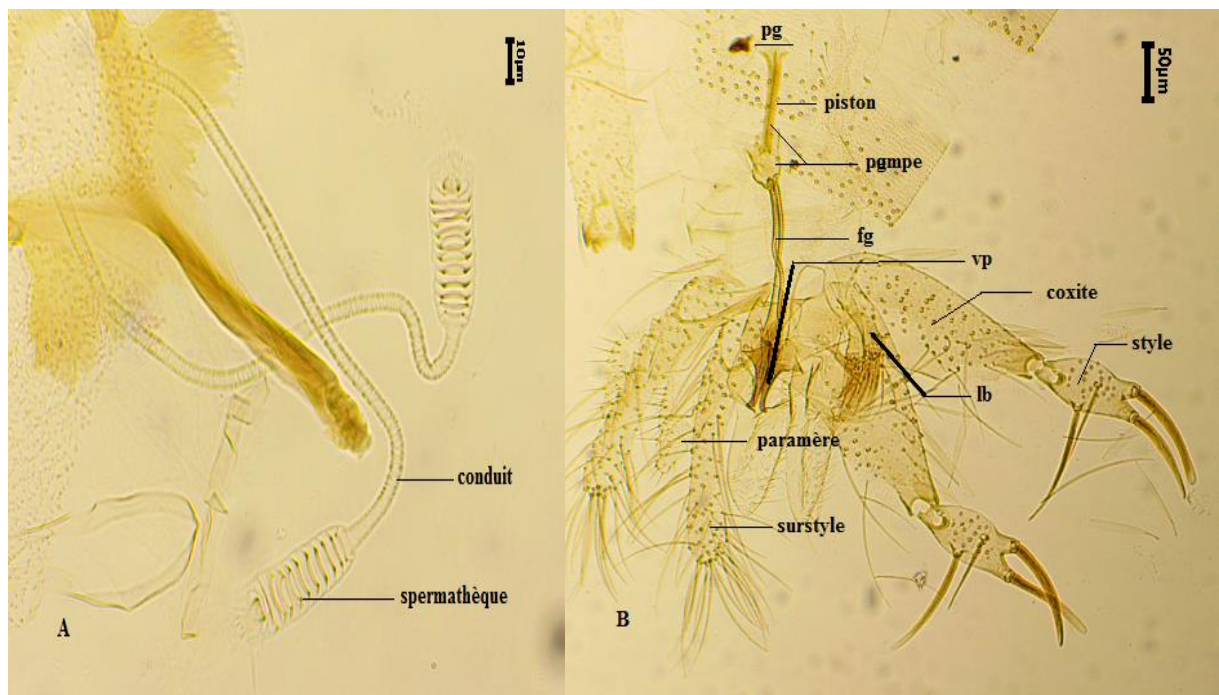


Figure 30 : Génitalia d'un phlébotome (A : femelle, B : male), les différents caractères mesurés. pg : pavillon génitale, fg : filaments génitaux, vp : valve pénienne, lb : lobe basale du coxite (photos originales).

II.3. Traitement des données

II.3.1. Analyse écologique

Les différents indices écologiques (la richesse spécifique, l'abondance relative, la fréquence d'occurrence, l'indice de Simpson, l'indice d'équitabilité et l'indice de Jaccard) ont été utilisés pour l'analyse de la population phlébotomienne dans la présente étude.

II.3.1.1. Richesse spécifique (RS)

La richesse spécifique est le nombre total d'espèces qui composent une population donnée (Tchapgnouo et al., 2012).

II.3.1.2. Abondance relative (AR)

C'est le pourcentage des individus d'une espèce données (n_i) par rapport au total des individus (N) dénombrés d'une population (Dajoz, 1985).

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

n_i : nombre d'individus d'une espèce i .

N : nombre total d'individus relevés

II.3.1.3. Indice d'occurrence (C)

L'indice d'occurrence est le rapport entre le nombre de sites renfermant l'espèce i (p_i) et le nombre total de sites (p) $\times 100$:

$$C (\%) = P_i / P \times 100$$

p_i : nombre de relevés contenant l'espèce i .

p : nombre total des relevés.

On distingue cinq groupes d'espèces selon la valeur d'occurrence :

- Les espèces sporadiques : ont une occurrence entre 0 et 20%
- Les espèces peu fréquentes : ont une occurrence entre 20.1 – 40%
- Les espèces modérées : ont une occurrence entre 40.1 – 60%
- Les espèces fréquentes : ont une occurrence entre 60.1 – 80%
- Les espèces constantes : ont une occurrence entre 80.1 – 100% (Rydzanicz et Lonc 2003)

II.3.1.4. Indice de Simpson (IS)

Indice de Simpson permet d'estimer la biodiversité d'une population donnée (Tchapgnouo et al., 2012). Il est donné par la formule suivante :

$$IS = 1 / \sum (P_i^2)$$

$$P_i = AR / 100$$

Cet indice a une gamme de valeurs allant de 1 au nombre total d'espèces trouvées à un site donné (RS), les valeurs les plus élevées indiquant une plus grande diversité d'espèces (Zeroual, 2017).

II.3.1.5. Indice d'équitabilité (E)

L'équitabilité permet d'estimer l'équilibre des peuplements. Elle est calculée selon la formule suivante :

$$E = (IS-1)/(SR-1)$$

L'indice d'équitabilité varie entre 0 et 1. Si elle tend vers 0, elle indique la dominance d'une espèce (la population n'est pas équilibrée), si elle tend vers 1, elle indique que toutes les espèces sont équitablement distribuées (**Spellerberg et Fedor, 2003**).

II.3.1.6. Indice de Jaccard (CJ)

Cet indice compare les sites étudiés deux par deux. L'indice de similarité de Jaccard est exprimé par la formule suivante :

$$CJ = c / (a + b - c)$$

a et **b** : le nombre total d'espèces existant respectivement dans les sites A et B donnés.

c : le nombre d'espèces présentes dans les deux sites A et B.

II.3.2. Analyses statistiques

Pour s'assurer que nous avons réalisé une enquête acceptable sur la communauté des phlébotomes, c'est-à-dire que le nombre d'espèces que nous avons collectées avec chaque méthode (pièges huileux et pièges lumineux CDC) était représentatif de la richesse spécifique de la région couvrée par nos sites d'échantillonnage, nous avons estimé la richesse spécifique avec des courbes d'accumulation des espèces par l'ordre aléatoire des sites d'échantillonnage. Nous avons également estimé la richesse spécifique extrapolée pour chaque méthode d'échantillonnage à l'aide de l'indice de Chao corrigé du biais (**Chiu et al., 2014**). Cette analyse a été réalisée à l'aide des fonctions « specaccum » et « poolaccum » du package *vegan*.

Pour tester les différences significatives dans l'abondance des espèces de phlébotomes (c'est-à-dire l'abondance totale et l'abondance de chaque espèce séparément) entre les zones bioclimatiques (humides, subhumides, semi-arides) et entre les différents biotopes (ruraux, périurbains, urbains), nous avons mis en œuvre les tests non paramétriques de Kruskal-Wallis et Dunn par paires (utilisés pour les comparaisons multiples par paires). Nous avons également utilisé le coefficient de corrélation de Spearman pour évaluer la relation entre l'abondance de chaque espèce avec le gradient altitudinal.

Pour regrouper des sites similaires en grappes en fonction de la présence et de l'abondance des espèces de phlébotomes, nous avons appliqué une analyse de cluster à l'aide de la fonction "hclust" du package *stats*. En outre, nous avons utilisé une analyse de variance multivariée permutacionnelle (PERMANOVA) et une mise à l'échelle multidimensionnelle non métrique (NMDS) pour comparer la composition de la communauté de phlébotomes entre différents biotopes, zones bioclimatiques et années d'échantillonnage. PERMANOVA et NMDS ont été réalisés à l'aide des fonctions "adonis" et "metaMDS" du package *vegan*.

Pour analyser si les variations de la composition des espèces de phlébotomes parmi les biotopes, les zones bioclimatiques et les gradients d'altitude étaient dues au renouvellement ou à l'imbrication des espèces, nous avons utilisé l'approche de partitionnement additif de la diversité bêta (**Baselga, 2010**) mise en œuvre avec la fonction "beta.sample" du package betapart (**Baselga et Orme, 2012**). Dans cette approche, la diversité bêta, qui est mesurée par l'indice de dissemblance de Sørensen (β_{SOR}), est divisée en bêta Simpson (β_{SIM}), indiquant le renouvellement des espèces, et l'imbrication bêta (β_{SNE}) qui quantifie le sous-ensemble de la communauté ($\beta_{\text{SOR}} = \beta_{\text{SIM}} + \beta_{\text{SNE}}$). Ces analyses statistiques ont été réalisées à l'aide du logiciel R (**R Core Team 2021**).

Les analyses statistiques des données morphométriques ont été effectuées à l'aide du logiciel SPSS (Statistical Package for the Social Science) version 19 sur Windows 7. Pour vérifier la présence de valeurs aberrantes dans les données, les boîtes à moustaches ont été utilisées. Le test de Kolmogorov-Smirnov et le test de Levene ont été utilisés pour évaluer la normalité des données et l'homogénéité des variances, respectivement.

Pour évaluer les différences moyennes significatives des caractéristiques évaluées entre les populations *P. perniciosus* et *P. longicuspis*, le test t des échantillons indépendants pour les données paramétriques et le test de Mann-Whitney pour les données non paramétriques ont été utilisés.

Pour vérifier les différences statistiquement significatives entre les différentes espèces, les tests ANOVA et Kruskal-Wallis ont été employés. Les analyses ont été réalisées avec les caractères présents chez toutes les espèces pour les deux sexes. Les populations analysées sont celles de *P. perniciosus*, *P. longicuspis*, *P. perfiliewi*, *P. papatasi*, *S. minuta* et *P. sergenti* (seulement les spécimens mâles de ce dernier ont été analysés). Pour toutes les mesures morphométriques, le niveau de signification statistique a été fixé à $P < 0,05$.

Chapitre III

Résultats et discussion

Chapitre III : Résultats et discussion

III.1. Inventaire faunistique des phlébotomes recensés dans la région de Mila

L'inventaire faunistique réalisé dans la région de Mila permet de récolter 7478 phlébotomes adultes à l'aide de pièges huileux et de pièges lumineux CDC tout au long d'une période de douze mois répartis sur trois ans 2017, 2018 et 2019 (Juin à Septembre qui coïncide avec la saison d'activité des phlébotomes). Cependant, 7162 spécimens ont été identifiés morphologiquement.

Les résultats de capture totalisent l'existence de huit espèces répartis sur deux genres : *Phlebotomus* et *Sergentomyia* et quatre sous-genres : *Larroussious*, *Phlebotomus*, *Paraphlebotomus* et *Sergentomyia*. L'ensemble des espèces recensées est illustré dans le tableau 6.

Tableau 6 : Liste des espèces de phlébotomes recensés dans la région de Mila.

Genre	Sous-genre	Espèce
<i>Phlebotomus</i>	<i>Larroussious</i>	<i>P. perniciosus</i> (Newstead, 1911)
		<i>P. longicuspis</i> (Nitzulescu, 1911)
		<i>P. perfiliewi</i> (Parrot, 1930)
		<i>P. chadlii</i> (Rioux, Juminer et Gibily 1966)
<i>Phlebotomus</i>	<i>Phlebotomus</i>	<i>P. papatasi</i> (Scopoli, 1786)
	<i>Paraphlebotomus</i>	<i>P. sergenti</i> (Parrot, 1917)
<i>Sergentomyia</i>	<i>Sergentomyia</i>	<i>S. minuta</i> (Adler et Theodor, 1927)
	<i>Sergentomyia</i>	<i>S. fallax</i> (Parrot, 1921)

Les 7162 spécimens identifiés étaient répartis sur huit espèces parmi les 24 espèces documentées en Algérie (**Bounamous et al., 2008 ; Berdjane-Brouk et al., 2011**), dont six *Phlebotomus* et deux *Sergentomyia*. Ces espèces sont *P. perniciosus*, *P. perfiliewi*, *P. longicuspis*, *P. papatasi*, *P. sergenti*, *P. chadlii*, *S. minuta* et *S. fallax*. En comparaison avec la population de phlébotomes collectée dans la même région où seules quatre espèces (*P. perniciosus*, *P. perfiliewi*, *P. longicuspis* et *S. minuta*) ont été trouvées (**Messai et al., 2011**). La présente étude présente une faune de phlébotomes un peu plus diversifiée. L'absence de certaines espèces dans l'étude menée par Messai et al, (2011) peut s'expliquer par le fait que les pièges n'ont pas été placés dans leurs habitats naturels (**Ramdane et al., 2018**). Dans l'ensemble, la composition en espèce de notre faune de phlébotomes ne différait pas beaucoup de celles trouvées auparavant dans le nord de l'Algérie (**Kabbout et al., 2014; Mouloua et al.,**

2017; Ramdane et al., 2018; Bennai et al., 2018; Gherbi et al., 2020). Mais divergent nettement de celui enregistré dans les zones désertiques (Boukraa et al., 2011; Zeroual et al., 2016).

III.2. Identification des espèces

III.2.1. Sous-genre *Larroussious*

Les critères d'identification morphologiques du sous-genre *Larroussious* sont :

- Style à 5 longues épines, épine médiane du style plus rapprochée de l'épine basale que des épines terminales ;
- Touffe de longues soies bien différenciées à l'apex du coxite ;
- Pharynx postérieur muni de denticulations irrégulières
- Spermathèques annelé avec une tête arrondie de petite taille.

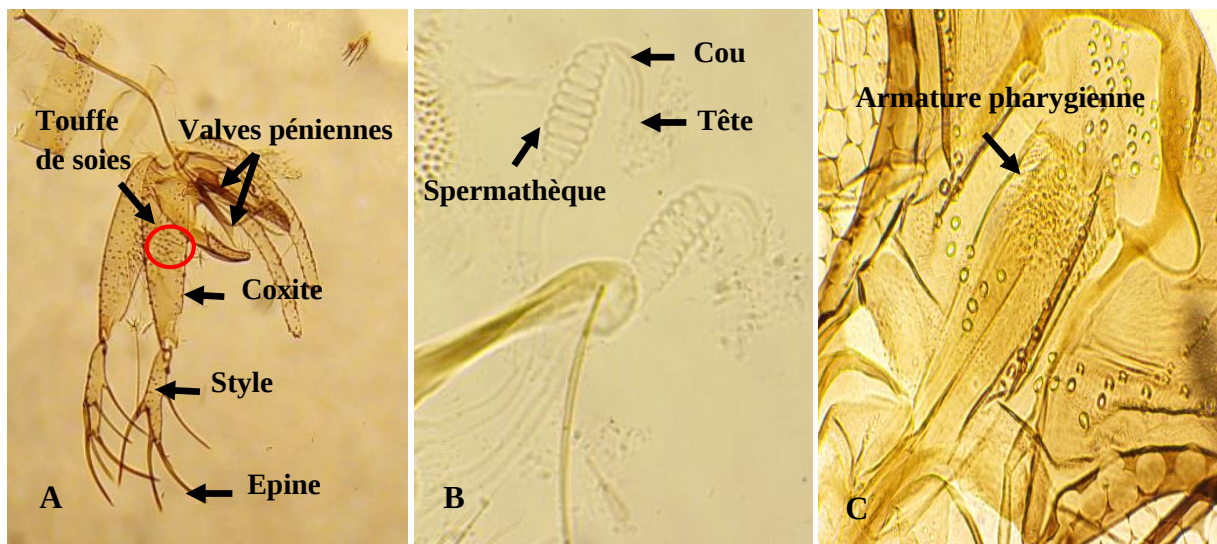


Figure 31 : Critères d'identification du sous-genre *Larroussious* ; (A) Génitalia mâle (x10), (B) spermathèque femelle (x400), (C) pharynx (x400) (photos originales).

III.2.1.1. *Phlebotomus (Larroussious) perniciosus*

Phlebotomus perniciosus est une espèce endophile et anthro-po-zoophile (Bounamous, 2010). Sa répartition géographique est principalement dans les zones bioclimatiques subhumides et semi-arides, du Portugal à la Croatie en Europe, et du Maroc à la Libye en Afrique du Nord (Pesson et al., 2004). Cette espèce est très répandue en Algérie, elle se retrouve dans tous les étages bioclimatiques dans l'Est algérien avec une fréquence élevée dans les zones humides, elle présente une répartition constante en grande Kabylie et dans le constantinois, sa répartition s'étend au Sud vers les étages bioclimatiques aride et saharien telles que les Aures, la Steppe et la zone présaharienne mais elle se trouve comme espèce rare (Dedet et al., 1984 ; Bounamous, 2010 ; Mouloua, 2014). En Algérie, l'activité de *Phlebotomus perniciosus* atteint son

maximum en Juin à Juillet et en Octobre. Cependant en Afrique du Nord les pics maximums sont observés en Juin et en Août à Septembre (**Ramdane et al., 2018**). *Phlebotomus perniciosus* est le principal vecteur de la leishmaniose canine et viscérale dans la partie occidentale du bassin méditerranéen (**Benalla et al., 2022**).

III.2.1.1.1. Description morphologique

Le mâle de *Phlebotomus perniciosus* présente des valves péniennes à pointe unique (formes atypiques) (fig. 32 B) ou bifurquées à leurs extrémité (formes typiques) (fig. 32 A) ; la touffe de soies médianes sur le coxite est varié entre 10 à 17.

La femelle se caractérise par une spermathèque annelée de 9 à 11 anneaux, munie d'un long grêle cou dont le diamètre diminue progressivement de la base à l'extrémité distale avec une petite tête arrondie ; le conduit de la spermathèque est strié transversalement, de calibre uniforme, depuis son origine jusqu'à l'extrémité ; la base d'insertion de conduits en forme d'oreille (fig. 32 C).

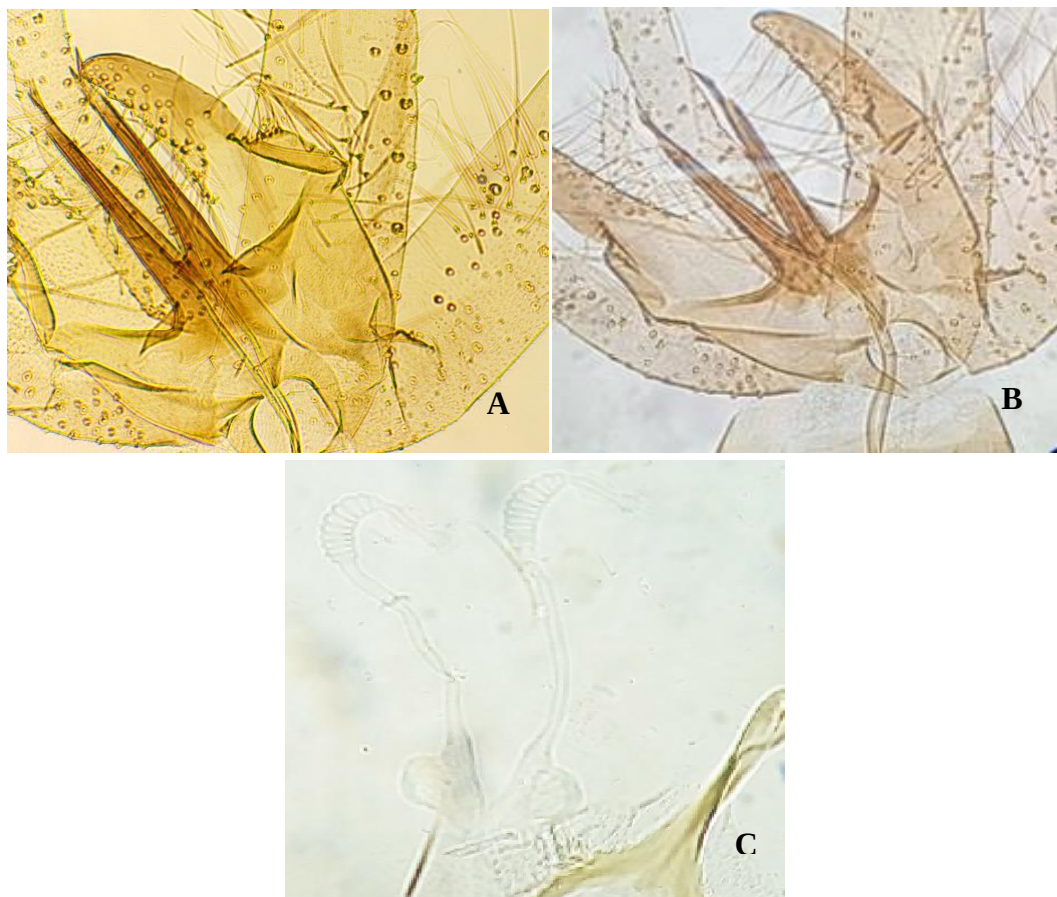


Figure 32 : Critères d'identification de *Phlebotomus perniciosus* ; (A) valves péniennes forme typique, (B) valves péniennes forme atypique, (C) spermathèque femelle (x400) (photos originales).

III.2.1.1.2. Etude morphométrique

Les mesures ont été effectuées sur des exemplaires (8 mâles et 8 femelles) sélectionnés aléatoirement dans différents sites d'étude (tableau 7 ; 8).

Tableau 7 : Valeurs des mensurations morphométriques (en μm) des mâles *Phlebotomus perniciosus*.

Caractères mesurés	Moyenne $\pm$ Ecart-type
Tête	
Longueur pharynx (L Ph)	173,34 $\pm$ 12,06
Largeur pharynx (l Ph)	40,03 $\pm$ 6,38
Distance inter-oculaire (DIO)	119,85 $\pm$ 9,13
Longueur cibarium (L ci)	59,81 $\pm$ 10,88
Largeur cibarium (l ci)	35,79 $\pm$ 3,89
Longueur clypeus (L cl)	117,93 $\pm$ 9,75
Largeur clypeus (l cl)	96,81 $\pm$ 7,25
Epipharynx (E)	237,77 $\pm$ 11,77
A 3	288,45 $\pm$ 16,76
A 4	124,73 $\pm$ 8,99
A 5	120,54 $\pm$ 4,19
A 3 / A 4 + A 5	1,18 $\pm$ 0,07
A 3 / E	1,22 $\pm$ 0,09
Palpe 1	37,57 $\pm$ 3,38
Palpe 2	142,08 $\pm$ 8,38
Palpe 3	154,59 $\pm$ 10,37
Palpe 4	119,91 $\pm$ 9,51
Palpe 5	328,47 $\pm$ 51,38
Aile	
Longueur aile (L)	2020,61 $\pm$ 74,87
Largeur aile (l)	587,41 $\pm$ 30,94
L/l	3,45 $\pm$ 0,16
Alpha (α)	399,24 $\pm$ 36,87
Sigma (δ)	114,12 $\pm$ 31,36
Beta (β)	233,90 $\pm$ 16,24
Gamma (γ)	360,26 $\pm$ 22,43
Pi (π)	53,09 $\pm$ 19,22
α/β	1,72 $\pm$ 0,23
δ/α	0,28 $\pm$ 0,06
l / gamma	1,63 $\pm$ 0,09
Génitalia	
Longueur coxite (L cox)	298,17 $\pm$ 13,39
Nombre de soi (NS)	12,88 $\pm$ 2,47
Longueur style (L st)	141,93 $\pm$ 6,45
L coxite / L style (L cox/L st)	2,10 $\pm$ 0,10
Longueur surstyle (L sur)	313,01 $\pm$ 15,58
L coxite / L surstyle (L cox/ L sur)	0,95 $\pm$ 0,05
Longueur paramère (L pa)	207,21 $\pm$ 16,59
Valve peniène (vp)	142,74 $\pm$ 6,97
Pavillon génital (pg)	28,37 $\pm$ 2,00
Piston (pis)	101,08 $\pm$ 7,72
Pompe (po)	129,09 $\pm$ 9,11
Filament génital (fg)	377,52 $\pm$ 56,31

Tableau 8 : Valeurs des mensurations morphométriques (en μm) des femelles *Phlebotomus perniciosus*.

Caractères mesurés	Moyenne $\pm$ Ecart-type
Tête	
Longueur pharynx (L Ph)	184,22 $\pm$ 7,68
Largeur pharynx (l Ph)	44,92 $\pm$ 5,29
Distance inter-oculaire (DIO)	132,60 $\pm$ 23,03
Longueur cibarium (L ci)	60,36 $\pm$ 8,89
Largeur cibarium (l ci)	38,17 $\pm$ 3,44
Longueur clypeus (L cl)	111,47 $\pm$ 17,12
Largeur clypeus (l cl)	96,26 $\pm$ 10,91
Epipharynx (E)	287,13 $\pm$ 27,23
A 3	248,43 $\pm$ 26,47
A 4	104,04 $\pm$ 5,07
A 5	105,60 $\pm$ 8,84
A 3 / A 4 + A 5	1,19 $\pm$ 0,11
A 3 / E	0,87 $\pm$ 0,07
Palpe 1	46,08 $\pm$ 7,94
Palpe 2	175,84 $\pm$ 19,69
Palpe 3	165,80 $\pm$ 16,66
Palpe 4	146,30 $\pm$ 10,66
Palpe 5	359,38 $\pm$ 51,30
Aile	
Longueur aile (L)	2157,88 $\pm$ 112,53
Largeur aile (l)	704,69 $\pm$ 40,61
L/l	3,06 $\pm$ 0,06
Alpha (α)	458,63 $\pm$ 35,55
Sigma (δ)	149,69 $\pm$ 27,58
Beta (β)	273,21 $\pm$ 15,81
Gamma (γ)	372,17 $\pm$ 29,15
Pi (π)	69,48 $\pm$ 24,73
α/β	1,68 $\pm$ 0,14
δ/α	0,33 $\pm$ 0,05
l / gamma	1,90 $\pm$ 0,12
Génitalia	
Longueur spermathèque (L sper)	32,82 $\pm$ 5,48
Largeur spermathèque (l sper)	12,64 $\pm$ 0,86
Nombre d'anneaux (NA)	9,75 $\pm$ 0,71
Longueur du conduit (L co)	101,91 $\pm$ 8,49
Longueur du cou (L c)	27,27 $\pm$ 3,24

III.2.1.2. *Phlebotomus (Larroussious) longicuspis*

Phlebotomus longicuspis est une espèce endophile et anthropo- zoophile (Gherbi, 2020). Elle a été décrite en Tunisie, et jusqu'en 1982 n'a été enregistrée qu'en Libye, l'Algérie et le Maroc, dans lequel elle est plus répandue dans les zones semi-arides, per-arides et arides (Pesson et al., 2004). Sa répartition s'étend de la partie occidentale du bassin méditerranéen à la limite Sud de l'Espagne et du Portugal et elle est également identifiée à Ouagadougou (Bounamous, 2010). En Algérie, cette espèce est signalée à l'étage saharien dans le tell algérien, mais plus

particulièrement dans les étages arides et per-arides sur les hauts plateaux, et rapporté aussi en zones rurales et sauvages. Elle est active de Mai à Octobre, avec une densité maximale de Juin à Septembre (**Bounamous, 2010 ; Ramdane et al., 2018**). *Phlebotomus longicuspis* est l'espèce vectrice de *Leishmania infantum* qui cause la leishmaniose zoonotique dans l'Ouest du bassin méditerranéen (**Pesson et al., 2004**), et reste toujours le vecteur suspect de LV en Algérie, au Maroc et en Tunisie (**Benalla et al., 2022**).

III.2.1.2.1. Description morphologique

Le mâle de *P. longicuspis* a une valve pénienne avec une pointe longue, légèrement incurvée et une touffe de 21 à 31 soies médianes sur le coxite (fig. 33 A).

Phlebotomus longicuspis femelle est morphologiquement semblable à *P. perniciosus* femelle, elle a une spermathèque annelée de 9 à 10 anneaux, terminée par un long cou et une petite tête ovale. Les conduits semblent être réfractifs à leurs extrémités distales avec une grande lumière cordiforme (fig. 33 B).



Figure 33 : Critères d'identification de *Phlebotomus longicuspis* ; (A) valves péniennes, (B) spermathèque femelle (x400) (photos originales).

III.2.1.2.2. Etude morphométrique

Les mensurations ont été effectuées sur des exemplaires (8 mâles et 8 femelles) sélectionnés aléatoirement dans différents sites d'étude (tableau 9 ; 10).

Tableau 9 : Valeurs des mensurations morphométriques (en μm) des mâles *Phlebotomus longicuspis*.

Caractères mesurés	Moyenne $\pm$ Ecart-type
Tête	
Longueur pharynx (L Ph)	188,08 $\pm$ 13,21
Largeur pharynx (l Ph)	44,42 $\pm$ 6,07
Distance inter-oculaire (DIO)	106,07 $\pm$ 17,44
Longueur cibarium (L ci)	62,91 $\pm$ 11,39
Largeur cibarium (l ci)	40,03 $\pm$ 7,57
Longueur clypeus (L cl)	106,69 $\pm$ 12,81
Largeur clypeus (l cl)	89,05 $\pm$ 7,02
Epipharynx (E)	237,13 $\pm$ 14,91
A 3	254,46 $\pm$ 25,24
A 4	117,36 $\pm$ 7,94
A 5	109,59 $\pm$ 10,92
A 3 / A 4 + A 5	1,12 $\pm$ 0,10
A 3 / E	1,07 $\pm$ 0,08
Palpe 1	33,29 $\pm$ 4,92
Palpe 2	130,18 $\pm$ 12,96
Palpe 3	144,22 $\pm$ 12,44
Palpe 4	116,94 $\pm$ 11,89
Palpe 5	337,25 $\pm$ 20,08
Aile	
Longueur aile (L)	2164,13 $\pm$ 118,91
Largeur aile (l)	610,79 $\pm$ 40,58
L/l	3,55 $\pm$ 0,11
Alpha (α)	400,54 $\pm$ 40,67
Sigma (δ)	95,91 $\pm$ 19,30
Beta (β)	260,96 $\pm$ 19,94
Gamma (γ)	326,26 $\pm$ 23,57
Pi (π)	72,46 $\pm$ 19,90
α/β	1,54 $\pm$ 0,14
δ/α	0,24 $\pm$ 0,03
l / gamma	1,88 $\pm$ 0,10
Génitalia	
Longueur coxite (L cox)	316,11 $\pm$ 27,13
Nombre de soi (NS)	24,75 $\pm$ 3,58
Longueur style (L st)	149,81 $\pm$ 6,27
L coxite / L style (L cox/ L st)	2,11 $\pm$ 0,13
Longueur surstyle (Lsur)	350,08 $\pm$ 16,70
L coxite / L surstyle (L cox/Lsur)	0,90 $\pm$ 0,05
Longueur paramère (L pa)	241,99 $\pm$ 7,37
Valve penniène (vp)	162,55 $\pm$ 5,74
Pavillon génital (pg)	29,15 $\pm$ 3,35
Piston (pis)	100,17 $\pm$ 3,71
Pompe (po)	132,38 $\pm$ 3,31
Filament génital (fg)	461,96 $\pm$ 27,94

Tableau 10 : Valeurs des mensurations morphométriques (en μm) des femelles *Phlebotomus longicuspis*.

Caractères mesurés	Moyenne $\pm$ Ecart-type
Tête	
Longueur pharynx (L Ph)	208,77 $\pm$ 4,70
Largeur pharynx (l Ph)	51,09 $\pm$ 4,12
Distance inter-oculaire (DIO)	126,00 $\pm$ 4,39
Longueur cibarium (L ci)	68,61 $\pm$ 12,25
Largeur cibarium (l ci)	46,21 $\pm$ 2,51
Longueur clypeus (L cl)	120,94 $\pm$ 8,95
Largeur clypeus (l cl)	109,30 $\pm$ 3,07
Epipharynx (E)	281,01 $\pm$ 13,32
A 3	240,39 $\pm$ 23,46
A 4	101,35 $\pm$ 8,69
A 5	100,57 $\pm$ 10,66
A 3 / A 4+ A 5	1,19 $\pm$ 0,04
A 3 / E	0,86 $\pm$ 0,10
Palpe 1	41,76 $\pm$ 5,43
Palpe 2	158,92 $\pm$ 12,01
Palpe 3	166,61 $\pm$ 4,90
Palpe 4	133,85 $\pm$ 5,33
Palpe 5	337,06 $\pm$ 35,67
Aile	
Longueur aile (L)	2366,20 $\pm$ 44,14
Largeur aile (l)	748,40 $\pm$ 13,11
L/ l	3,16 $\pm$ 0,08
Alpha (α)	475,03 $\pm$ 36,47
Sigma (δ)	129,13 $\pm$ 21,42
Beta (β)	310,33 $\pm$ 19,05
Gamma (γ)	373,76 $\pm$ 26,21
Pi (π)	83,23 $\pm$ 31,64
α/β	1,54 $\pm$ 0,19
δ/α	0,27 $\pm$ 0,03
l / gamma	2,01 $\pm$ 0,15
Génitalia	
Longueur spermathèque (Lsper)	32,79 $\pm$ 5,72
Largeur spermathèque (l sper)	12,62 $\pm$ 0,63
N d'anneaux (NA)	10,25 $\pm$ 0,89
L conduit (L co)	99,21 $\pm$ 6,40
L cou (L c)	27,46 $\pm$ 3,21

Parrot (1936) ; a démontré qu'en comparant certaines caractères, il était possible de distinguer les populations de *P. perniciosus* et de *P. longicuspis*.

Statistiquement, les résultats de test de t et de Mann-Whitney de différents caractères morphométriques ont montré des différences significatives entre les populations de *P. perniciosus* et *P. longicuspis* ($P < 0,05$).

Tableau 11 : Analyse statistiques des mesures morphométriques pour les mâles *P. perniciosus* et *P. longicuspis*, les valeurs de *P* sont indiquées par " (test de t) et * (test de Mann-Whitney).

Paramètres morphométriques	L Ph	l Ph	DIO	L ci	l ci	L cl	l cl	E	A3	A4	A5	A3/A4+A5
Valeur de <i>P</i>	0,035"	0,181"	0,115*	0,318*	0,180"	0,068"	0,047"	0,115*	0,007"	0,104"	0,093*	0,234"
Paramètres morphométriques	A3 / E	P 1	P 2	P 3	P 4	P 5	L	l	L / l	α	δ	β
Valeur de <i>P</i>	0,006"	0,062"	0,047"	0,092"	0,591"	0,660"	0,013"	0,248*	0,264"	0,949"	0,204"	0,015*
Paramètres morphométriques	Σ	π	α / β	δ / α	l / Σ	L cox	NS	L st	Lcox/Lst	L sur	Lcox/Lsur	L pa
Valeur de <i>P</i>	0,013"	0,009"	0,046*	0,141*	0,000"	0,116"	0,000"	0,027"	0,547"	0,000"	0,058"	0,000"
Paramètres morphométriques	vp	pg	pis	po	fg							
Valeur de <i>P</i>	0,000"	0,581"	0,875*	0,248*	0,001*							

Chez les mâles, les tests ont montré des différences significatives entre les deux populations sur un total de 17 caractères morphologiques (tableau 11). Les différences entre les deux populations ont été trouvées en ce qui concerne : la longueur du pharynx, la largeur de clypeus, A3, A3 / E, P2, la longueur d'aile, β , Σ , π , α / β , l / Σ , le nombre de soi, la longueur du style, la longueur du surstyle, la longueur du paramère, la longueur de la valve pennienne et la longueur du filament génital.

Tableau 12 : Analyse statistiques des mesures morphométriques pour les femelles *P. perniciosus* et *P. longicuspis*, les valeurs de *P* sont indiquées par " (test de t) et * (test de Mann-Whitney).

Paramètres morphométriques	L Ph	l Ph	DIO	L ci	l ci	L cl	l cl	E	A3	A4	A5	A3/A4+A5
Valeur de <i>P</i>	0,000"	0,021"	0,093*	0,146"	0,000"	0,187"	0,012*	0,577"	0,531"	0,462"	0,322"	1,000*
Paramètres morphométriques	A3 / E	P 1	P 2	P 3	P 4	P 5	L	l	L / l	α	δ	β
Valeur de <i>P</i>	0,834*	0,225"	0,057*	0,916*	0,010"	0,329"	0,000"	0,036*	0,002*	0,378"	0,118"	0,001"
Paramètres morphométriques	Σ	π	α / β	δ / α	l / Σ	L sper	l sper	NA	L co	L c		
Valeur de <i>P</i>	0,910"	0,349"	0,103"	0,013"	0,120"	0,916*	0,082*	0,221*	0,485"	0,907"		

Chez les femelles, les tests ont montré des différences significatives entre les deux populations sur un total de 10 caractères morphologiques (tableau 12). Les différences entre les populations ont été trouvées en ce qui concerne : la longueur du pharynx, la largeur du pharynx, la largeur du cibarium, la largeur de clypeus, P4, L, l, L / l, β , δ / α .

III.2.1.3. *Phlebotomus (Larrousius) perfiliewi*

Phlebotomus perfiliewi est une espèce endophile et antropozoophile (Ramdane et al., 2018). Elle a une large répartition géographique de l'Afrique du Nord à la Crimée, y compris le nord de la Méditerranée (Depaquit et al., 2013). En Algérie, *P. perfiliewi* a été trouvé dans les étages bioclimatiques humides, suhhumides et semi-arides avec optimum dans le subhumide, et

rapporté aussi en zones sauvages qu'urbains (Dedet et al., 1984 ; Russo et al., 1991). De plus, elle est signalée à l'étage aride en 2014 pour la première fois au bassin d'El Hodna (Cherif, 2014). En Algérie, *P. perfiliewi* atteindrait son maximum de développement en Août (Moulaheem et al., 1998). En Afrique du Nord, l'activité de *P. perfiliewi* atteint son maximum en Septembre (Zhioua et al., 2007). Cette espèce est l'un des principaux vecteurs de *Leishmania infantum* dans le bassin méditerranéen (Depaquit et al., 2013).

III.2.1.3.1. Description morphologique

Le génitalia mâle de *P. perfiliewi* se caractérise par valve pénienne à pavillon large, et à extrémité distale spatulée, et la présence d'une série de denticulations sur le bord externe. Le coxite porte 14 à 20 soies sur sa face interne (fig. 34 A).

La spermathèque de *P. perfiliewi* femelle est de 14 à 17 anneaux, munie d'un cou grêle rétréci prolonge par une petite tête ovale. Les conduits émanent dans des poches de taille importante (fig. 34 B).

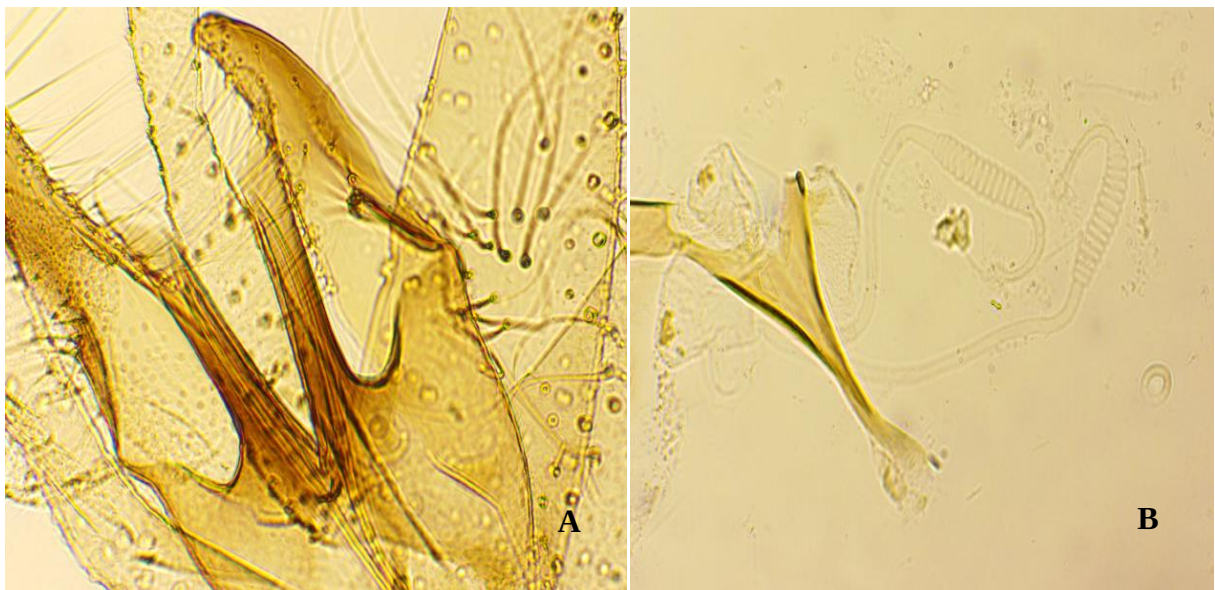


Figure 34 : Critères d'identification de *Phlebotomus perfiliewi* ; (A) valves péniennes, (B) spermathèque femelle (x400) (photos originales).

III.2.1.3.2. Etude morphométrique

Les mesures ont été effectuées sur des exemplaires (8 mâles et 8 femelles) sélectionnés aléatoirement dans différents sites d'étude (tableau 13 ; 14).

Tableau 13 : Valeurs des mensurations morphométriques (en μm) des mâles *Phlebotomus perfiliewi*.

Caractères mesurés	Moyenne $\pm$ Ecart-type
Tête	
Longueur pharynx (L Ph)	178,19 $\pm$ 6,99
Largeur pharynx (l Ph)	35,82 $\pm$ 3,15
Distance inter-oculaire (DIO)	121,20 $\pm$ 12,67
Longueur cibarium (L ci)	52,12 $\pm$ 6,24
Largeur cibarium (l ci)	35,66 $\pm$ 7,88
Longueur clypeus (L cl)	118,47 $\pm$ 9,92
Largeur clypeus (l cl)	104,67 $\pm$ 5,86
Epipharynx (E)	245,87 $\pm$ 12,97
A 3	273,97 $\pm$ 25,50
A 4	128,02 $\pm$ 7,78
A 5	121,04 $\pm$ 12,28
A 3/ A 4 + A 5	1,10 $\pm$ 0,07
A 3 / E	1,12 $\pm$ 0,10
Palpe 1	38,12 $\pm$ 6,11
Palpe 2	150,43 $\pm$ 16,35
Palpe 3	160,78 $\pm$ 11,51
Palpe 4	126,52 $\pm$ 10,27
Palpe 5	332,46 $\pm$ 32,03
Aile	
Longueur aile (L)	2000,77 $\pm$ 105,58
Largeur aile (l)	640,06 $\pm$ 48,09
L/ l	3,13 $\pm$ 0,13
Alpha (α)	391,49 $\pm$ 42,87
Sigma (δ)	95,78 $\pm$ 19,51
Beta (β)	259,48 $\pm$ 23,11
Gamma (γ)	367,46 $\pm$ 27,76
Pi (π)	28,28 $\pm$ 18,14
α/β	1,51 $\pm$ 0,15
δ/α	0,24 $\pm$ 0,04
l/ gamma	1,74 $\pm$ 0,10
Génitalia	
Longueur coxite (L cox)	293,96 $\pm$ 9,05
Nombre de soi (NS)	16,50 $\pm$ 2,39
Longueur style (L st)	138,59 $\pm$ 21,81
L coxite / L style (L cox/ L st)	2,17 $\pm$ 0,38
Longueur surstyle (L sur)	307,20 $\pm$ 23,69
L coxite / L surstyle (L cox /L sur)	0,96 $\pm$ 0,06
Longueur paramère (L pa)	213,72 $\pm$ 17,54
Valve penniène (vp)	130,43 $\pm$ 14,13
Pavillon génital (pg)	38,68 $\pm$ 6,85
Piston (pis)	86,74 $\pm$ 7,62
Pompe (po)	110,91 $\pm$ 6,95
Filament génital (fg)	442,67 $\pm$ 25,40

Tableau 14 : Valeurs des mensurations morphométriques (en μm) des femelles *Phlebotomus perfiliewi*.

Caractères mesurés	Moyenne $\pm$ Ecart-type
Tête	
Longueur pharynx (L Ph)	206,79 $\pm$ 8,85
Largeur pharynx (l Ph)	51,27 $\pm$ 5,41
Distance inter-oculaire (DIO)	161,11 $\pm$ 7,19
Longueur cibarium (L ci)	65,94 $\pm$ 7,23
Largeur cibarium (l ci)	40,06 $\pm$ 5,39
Longueur clypeus (L cl)	136,63 $\pm$ 11,42
Largeur clypeus (l cl)	125,48 $\pm$ 11,55
Epipharynx (E)	344,71 $\pm$ 20,02
A 3	269,28 $\pm$ 15,89
A 4	119,58 $\pm$ 10,44
A 5	115,17 $\pm$ 5,87
A 3 / A 4 + A 5	1,15 $\pm$ 0,08
A 3 / E	0,78 $\pm$ 0,06
Palpe 1	48,76 $\pm$ 7,12
Palpe 2	198,24 $\pm$ 16,97
Palpe 3	194,03 $\pm$ 9,47
Palpe 4	149,52 $\pm$ 9,30
Palpe 5	434,45 $\pm$ 37,84
Aile	
Longueur aile (L)	2454,69 $\pm$ 132,49
Largeur aile (l)	817,30 $\pm$ 65,46
L / l	3,01 $\pm$ 0,11
Alpha (α)	540,68 $\pm$ 56,07
Sigma (δ)	160,66 $\pm$ 39,62
Beta (β)	336,76 $\pm$ 29,25
Gamma (γ)	445,61 $\pm$ 34,90
Pi (π)	46,08 $\pm$ 6,58
α/β	1,61 $\pm$ 0,19
δ/α	0,29 $\pm$ 0,05
l / gamma	1,84 $\pm$ 0,07
Génitalia	
Longueur spermathèque (Lsper)	51,85 $\pm$ 7,15
Largeur spermathèque (l sper)	11,80 $\pm$ 0,88
N d'anneaux (NA)	15,25 $\pm$ 1,04
L conduit (L co)	156,98 $\pm$ 22,54
L cou (L c)	39,93 $\pm$ 4,21

III.2.1.4. *Phlebotomus (Larroussious) chadlii*

Phlebotomus chadlii apparaît comme espèce endémique d'Afrique du Nord, elle a été rapportée dans diverses localités de Tunisie, en Algérie et au Maroc. En Algérie, *Phlebotomus chadlii* a été capturée à Hammam Melouane et le Tell (Grande Kabylie, constantinois et oranien) mais les Aurès représentent la localisation la plus méridionale de l'espèce. Elle est très répandue dans les étages bioclimatiques humide et subhumide, mais peut se trouver également dans l'étage semi-aride (Dedet et al., 1984).

III.2.1.4.1. Description morphologique

Le genitalia male de *P. chadlii* est morphologiquement identique à ceux de *P. ariasi* bien qu'ils soient plus gros, valves en forme de battant de cloche, plus court et beaucoup plus trapu et gonflé par rapport à celui de *P. ariasi*. La face interne du coxite porte une touffe de grand nombre de soies (71 à 80), ce qui la distingue nettement de celle de *P. ariasi* qui a un nombre de soies inférieur à 32 (fig. 35).

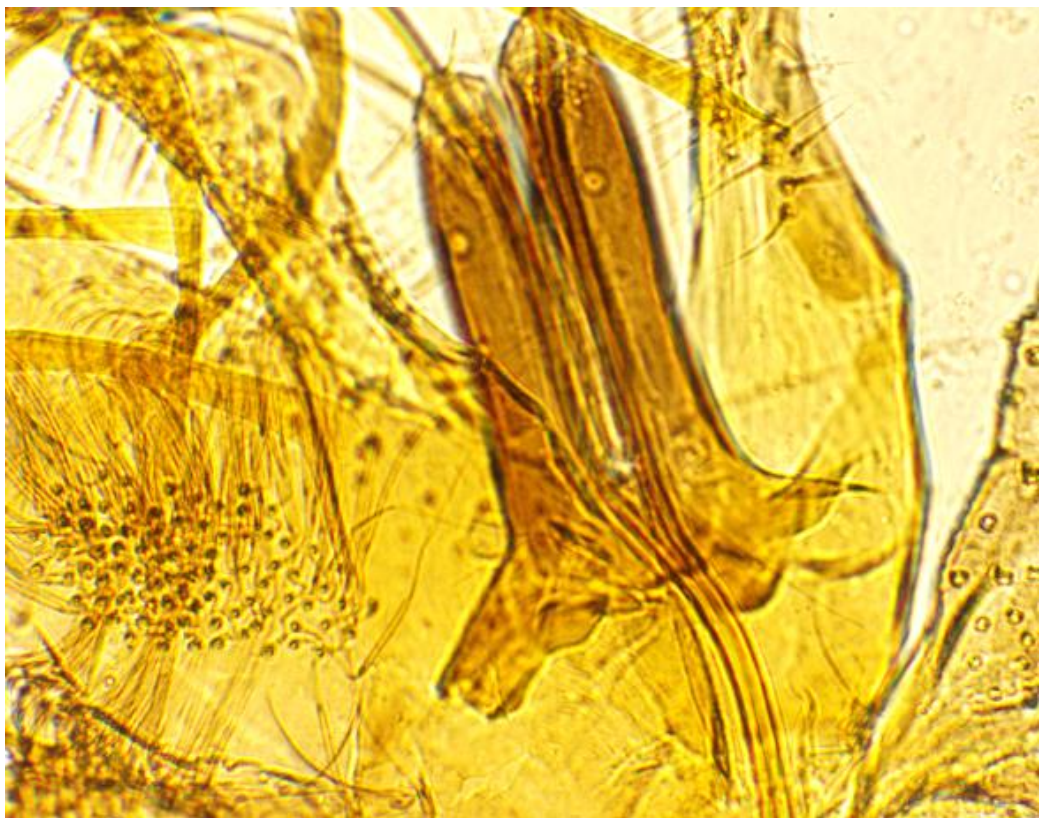


Figure 35 : Critères d'identification de *Phlebotomus chadlii* ; valves péniennes mâle (x400) (photo originale).

III.2.1.4.2. Etude morphométrique

Les mesures ont été effectuées sur 3 exemplaires capturés dans un seul site (Oued elmanar-commune de Tassadane haddada) (tableau 15).

Tableau 15 : Valeurs des mensurations morphométriques (en μm) des mâles *Phlebotomus chadlii*.

Caractères mesurés	Moyenne $\pm$ Ecart-type
Tête	
Longueur pharynx (L Ph)	220,09 $\pm$ 3,38
Largeur pharynx (l Ph)	46,29 $\pm$ 3,00
Distance inter-oculaire (DIO)	169,20 $\pm$ 1,06
Longueur cibarium (L ci)	92,71 $\pm$ 2,06
Largeur cibarium (l ci)	63,87 $\pm$ 1,63
Longueur clypeus (L cl)	153,17 $\pm$ 2,56
Largeur clypeus (l cl)	119,83 $\pm$ 1,96
Epipharynx (E)	290,14 $\pm$ 1,03
A 3	423,87 $\pm$ 3,56
A 4	186,88 $\pm$ 1,64
A 5	188,54 $\pm$ 1,50
A 3 / A 4 + A 5	1,13 $\pm$ 0,01
A 3 / E	1,46 $\pm$ 0,01
Palpe 1	36,58 $\pm$ 3,28
Palpe 2	193,63 $\pm$ 3,51
Palpe 3	173,23 $\pm$ 8,59
Palpe 4	169,71 $\pm$ 12,06
Palpe 5	438,89 $\pm$ 3,57
Génitalia	
Longueur coxite (L cox)	401,74 $\pm$ 4,07
Nombre de soi (NS)	74,67 $\pm$ 3,86
Longueur style (L st)	196,29 $\pm$ 3,11
L coxite / L style (L cox/ L st)	2,05 $\pm$ 0,01
Longueur surstyle (Lsur)	377,76 $\pm$ 12,90
L coxite / L surstyle (L cox/ L sur)	1,06 $\pm$ 0,03
Longueur paramère (Lpa)	284,02 $\pm$ 11,05
Valve pénienne (vp)	161,75 $\pm$ 3,29
Pavillon génital (pg)	22,90 $\pm$ 2,45
Piston (pis)	112,72 $\pm$ 2,87
Pompe (po)	149,01 $\pm$ 0,82
Filament génital (fg)	425,90 $\pm$ 10,08

III.2.2. Sous-genre *Phlebotomus*

Les critères d'identification morphologiques du sous-genre *Phlebotomus* sont :

- Génitalia grand.
- Style long et mince portant 5 épines dont 3 spatulées à l'extrémité et 2 à proximité du milieu du segment.
- Valves péniennes court et conique.
- Pharynx en forme de réseau de lignes.
- Spermathèques annelées avec un bouton terminal.

III.2.2.1. *Phlebotomus (Phlebotomus) papatasi*

Phlebotomus papatasi est une espèce endophile, péri-domestique et anthropophile (Gherbi, 2020). Son aire de répartition comprend diverses discontinuités climatiques et écologiques. En effet la répartition géographique de *Phlebotomus papatasi* est large, allant du Maroc au sous-continent indien et du Sud de l'Europe à l'Afrique centrale et orientale (Hamarsheh et al., 2009). En Algérie, *P. papatasi* est largement répandu sur tout le territoire national. Cette espèce est très fréquente à des basses altitudes (moins de 300 mètres), et principalement abondante dans toute la frange steppique Nord saharienne, mais également se rencontre dans le Tell et sur les haut plateaux, elle est rarement trouvée dans l'étage bioclimatique semi-aride et exceptionnellement dans l'étage bioclimatique subhumide (Dedet et al., 1984). *Phlebotomus papatasi* c'est le vecteur naturel de *Leishmania major* l'agent causale de la leishmaniose cutanée zoonotique (Killick-Kendrick 1999 ; Hamarsheh et al., 2009).

III.2.2.1.1. Description morphologique

Le grade taille de *P. papatasi* est l'une de ses caractéristiques les plus distinctives. L'espèce a un genitalia bien développée. Le génitalia mâle se caractérise par un style long et grêle avec 5 épines courtes dont 3 terminales et 2 subapicales. La valve pénienne conique et émoussée à son extrémité. Le coxite présente une touffe de 9 à 16 longues soies et un petit lobe avec quelques soies courtes à sa partie basale. Le lobe basal présente 2 épines à l'extrémité. Le paramère trilobé : un lobe ventral court portant une petite épine à son extrémité distale, un lobe médian, digitiforme portant deux épines spatulées, longues et bien différenciées à son extrémité distale, et un lobe dorsal, nettement arque et couvert de soies sur sa concavité (fig. 36 A). Chez la femelle, la spermathèque est sans col, segmentée de 7 à 10 anneaux (fig. 36 B). Le pharynx postérieur est armé d'une plage de dents écailleuses irrégulières dans leur forme et leur implantation (fig. 36 C).



Figure 36 : Critères d'identification de *Phlebotomus papatasi* ; (A) génitalia mâle (x40), (B) spermathèque femelle, (C) pharynx (x400) (photos originales).

III.2.2.1.2. Etude morphométrique

Les mensurations ont été effectuées sur des exemplaires (8 mâles et 8 femelles) sélectionnés aléatoirement dans différents sites d'étude (tableau 16 ; 17).

Tableau 16 : Valeurs des mensurations morphométriques (en μm) des mâles *Phlebotomus papatasi*.

Caractères mesurés	Moyenne $\pm$ Ecart-type
Tête	
Longueur pharynx (L Ph)	217,07 $\pm$ 8,83
Largeur pharynx (l Ph)	45,85 $\pm$ 2,82
Distance inter-oculaire (DIO)	136,89 $\pm$ 19,25
Longueur cibarium (L ci)	55,25 $\pm$ 16,31
Largeur cibarium (l ci)	38,66 $\pm$ 4,69
Longueur clypeus (L cl)	137,28 $\pm$ 13,36
Largeur clypeus (l cl)	110,75 $\pm$ 10,34
Epipharynx (E)	267,22 $\pm$ 16,73
A 3	299,81 $\pm$ 22,87
A 4	157,83 $\pm$ 9,01
A 5	159,20 $\pm$ 10,32
A 3 / A 4 + A 5	0,95 $\pm$ 0,06
A 3 / E	1,12 $\pm$ 0,07
Palpe 1	43,89 $\pm$ 6,62
Palpe 2	156,31 $\pm$ 13,44
Palpe 3	186,94 $\pm$ 10,07
Palpe 4	137,30 $\pm$ 8,94
Palpe 5	298,58 $\pm$ 38,63
Aile	
Longueur aile (L)	2460,83 $\pm$ 80,11
Largeur aile (l)	588,41 $\pm$ 56,52
L/ l	4,21 $\pm$ 0,34
Alpha (α)	404,95 $\pm$ 28,21
Sigma (δ)	95,16 $\pm$ 22,32
Beta (β)	305,26 $\pm$ 23,71
Gamma (γ)	389,87 $\pm$ 56,40
Pi (π)	107,78 $\pm$ 28,87
α/β	1,33 $\pm$ 0,12
δ/α	0,23 $\pm$ 0,04
l / gamma	1,53 $\pm$ 0,18
Génitalia	
Longueur coxite (L cox)	613,09 $\pm$ 26,88
Nombre de soi (NS)	11,75 $\pm$ 2,19
Longueur style (L st)	448,68 $\pm$ 26,17
L coxite / L style (L cox /L st)	1,37 $\pm$ 0,03
Longueur surstyle (L sur)	390,98 $\pm$ 27,78
L coxite / L surstyle (L cox /L sur)	1,57 $\pm$ 0,11
Longueur paramère (Lpa)	283,58 $\pm$ 15,55
Valve pennière (vp)	121,35 $\pm$ 9,13
Pavillon génital (pg)	48,33 $\pm$ 3,51
Piston (pis)	139,29 $\pm$ 9,52
Pompe (po)	175,73 $\pm$ 17,18
Filament génital (fg)	285,29 $\pm$ 48,30

Tableau 17 : Valeurs des mensurations morphométriques (en μm) des femelles *Phlebotomus papatasi*.

Caractères mesurés	Moyenne $\pm$ Ecart-type
Tête	
Longueur pharynx (L Ph)	244,52 $\pm$ 15,36
Largeur pharynx (l Ph)	61,25 $\pm$ 8,36
Distance inter-oculaire (DIO)	141,54 $\pm$ 11,03
Longueur cibarium (L ci)	48,78 $\pm$ 6,75
Largeur cibarium (l ci)	40,78 $\pm$ 4,80
Longueur clypeus (L cl)	150,25 $\pm$ 11,11
Largeur clypeus (l cl)	132,14 $\pm$ 7,14
Epipharynx (E)	350,65 $\pm$ 9,04
A 3	240,00 $\pm$ 17,88
A 4	122,40 $\pm$ 7,18
A 5	119,73 $\pm$ 10,45
A 3 / A 4 + A 5	0,99 $\pm$ 0,10
A 3 / E	0,68 $\pm$ 0,05
Palpe 1	51,28 $\pm$ 4,60
Palpe 2	173,43 $\pm$ 6,97
Palpe 3	210,47 $\pm$ 9,71
Palpe 4	134,26 $\pm$ 11,93
Palpe 5	314,89 $\pm$ 113,21
Aile	
Longueur aile (L)	2557,30 $\pm$
Largeur aile (l)	756,48 $\pm$ 63,33
L/ l	3,39 $\pm$ 0,22
Alpha (α)	452,89 $\pm$ 38,58
Sigma (δ)	125,98 $\pm$ 25,09
Beta (β)	329,00 $\pm$ 32,55
Gamma (γ)	417,21 $\pm$ 46,61
Pi (π)	72,10 $\pm$ 35,49
α/β	1,39 $\pm$ 0,18
δ/α	0,28 $\pm$ 0,06
l / gamma	1,83 $\pm$ 0,24
Génitalia	
Longueur spermathèque (Lsper)	34,98 $\pm$ 5,64
Largeur spermathèque (l sper)	15,40 $\pm$ 1,27
N d'anneaux (NA)	8,38 $\pm$ 1,19
L conduit (L co)	202,08 $\pm$ 30,61

III.2.3. Sous-genre *Paraphlebotomus*

Les critères d'identification morphologiques du sous-genre *Paraphlebotomus* sont :

- Style court portant 4 longues épines dont 2 postéro- médianes et 2 terminales ou 1 terminale et 1 sub-terminale.
- Le coxite porte sur sa base un lobe muni d'une touffe de longues soies.
- Valves pénienues courtes terminées soit par une pointe, soit par un crochet.
- Armature pharyngienne constituée de dents grossières relativement longues.
- Spermathèque annelées de cinq à huit anneaux.

III.2.3.1. *Phlebotomus (Paraphlebotomus) sergenti*

Phlebotomus sergenti est une espèce endophile, péri-domestique et anthropo- zoophile (Gherbi, 2020). Elle a une vaste répartition géographique, distribué principalement du bassin méditerranéen à l'Inde en passant par le Moyen-Orient. Il a également été trouvé en Ethiopie, au Sud du Sahara (Mali) et dans la péninsule arabique (Remy-Kristensen et al., 1996). En Algérie, l'aire de répartition de *Phlebotomus sergenti* est très vaste, elle est largement présente au Sud du pays dans les zones sahariennes et arides. Sa densité est généralement faible et identique du Nord au Sud (Detdet et al., 1984). *Phlebotomus sergenti* est le vecteur de deux espèces de leishmanies qui causent la leishmaniose cutanée ; *Leishmania tropica* (Al-Zahrani et al., 1988 ; Depaquit et al., 2002 ; Svobodová et Votýpka, 2003) et *Leishmania killicki* qui appartient au complexe *Leishmania tropica* (Boubidi et al., 2011).

III.2.3.1.1. Description morphologique

Le mâle de *P. sergenti* à un style court et trapu, portant 2 épines terminales et deux autres médianes. Les valves pénienues sont disposées en un cône court avec une extrémité émoussée et une petite courbure. Le coxite armé d'un lobe basal étroit et court, porte six à dix soies relativement courtes. Le lobe latéral plus long que le coxite (fig. 37 A).

Chez la femelle, la spermathèque est sans col, segmentée de 5 à 6 anneaux (fig. 37 B). Le pharynx est armé d'une armature écailleuse constituée d'écailles fortes et très acérées qui occupent moins d'un quart de la partie postérieure du pharynx (fig. 37 C).



Figure 37 : Critères d'identification de *Phlebotomus sergenti* ; (A) génitalia male (x100), (B) spermathèque femelle, (C) pharynx (x400) (photos originales).

III.2.3.1.2. Etude morphométrique

Les mensurations ont été effectuées sur des exemplaires (6 mâles et 3 femelles) capturés dans différents sites d'étude (tableau 18 ; 19).

Tableau 18 : Valeurs des mensurations morphométriques (en μm) des mâles *Phlebotomus sergenti*.

Caractères mesurés	Moyenne $\pm$ Ecart-type
Tête	
Longueur pharynx (L Ph)	215,75 $\pm$ 17,54
Largeur pharynx (l Ph)	48,67 $\pm$ 9,71
Distance inter-oculaire (DIO)	118,35 $\pm$ 24,68
Longueur cibarium (L ci)	62,57 $\pm$ 10,58
Largeur cibarium (l ci)	37,95 $\pm$ 4,60
Longueur clypeus (L cl)	135,08 $\pm$ 13,20
Largeur clypeus (l cl)	117,32 $\pm$ 1,81
Epipharynx (E)	271,17 $\pm$ 12,75
A 3	286,27 $\pm$ 10,20
A 4	147,89 $\pm$ 3,82
A 5	139,81 $\pm$ 5,55
A 3 / A 4 + A 5	0,99 $\pm$ 0,02
A 3 / E	1,06 $\pm$ 0,05
Palpe 1	48,17 $\pm$ 9,33
Palpe 2	162,61 $\pm$ 17,94
Palpe 3	188,60 $\pm$ 12,24
Palpe 4	136,45 $\pm$ 3,97
Palpe 5	375,55 $\pm$ 56,75
Aile	
Longueur aile (L)	2503,62 $\pm$ 157,55
Largeur aile (l)	731,50 $\pm$ 38,16
L/ l	3,42 $\pm$ 0,08
Alpha (α)	482,87 $\pm$ 46,55
Sigma (δ)	130,95 $\pm$ 44,45
Beta (β)	370,40 $\pm$ 24,65
Gamma (γ)	460,55 $\pm$ 32,30
Pi (π)	52,67 $\pm$ 7,51
α/β	1,30 $\pm$ 0,10
δ/α	0,27 $\pm$ 0,06
l / gamma	1,59 $\pm$ 0,09
Génitalia	
Longueur coxite (L cox)	253,97 $\pm$ 18,06
Longueur style (L st)	110,30 $\pm$ 10,28
L coxite / L style (L cox / L st)	2,32 $\pm$ 0,30
Longueur surstyle (L sur)	266,34 $\pm$ 28,48
L coxite / L surstyle (L cox / L sur)	0,97 $\pm$ 0,17
Longueur paramère (L pa)	150,10 $\pm$ 26,39
Valve pennière (vp)	68,72 $\pm$ 9,06
Pavillon (pg)	42,53 $\pm$ 6,44
Piston (pis)	122,66 $\pm$ 11,77
Pompe (po)	154,34 $\pm$ 16,80
Filament génital (fg)	180,31 $\pm$ 35,46
Longueur lobe basale (L lb)	42,43 $\pm$ 5,69
Largeur lobe basale (l lb)	16,32 $\pm$ 2,87

Tableau 19 : Valeurs des mensurations morphométriques (en μm) des femelles *Phlebotomus sergenti*.

Caractères mesurés	Moyenne $\pm$ Ecart-type
Tête	
Longueur pharynx (L Ph)	267,55 $\pm$ 15,43
Largeur pharynx (l Ph)	69,80 $\pm$ 11,19
Distance inter-oculaire (DIO)	132,27 $\pm$ 5,02
Longueur cibarium (L ci)	57,33 $\pm$ 7,51
Largeur cibarium (l ci)	51,32 $\pm$ 7,02
Longueur clypeus (L cl)	154,86 $\pm$ 18,81
Largeur clypeus (l cl)	126,56 $\pm$ 18,59
Epipharynx (E)	313,05 $\pm$ 13,10
A 3	289,85 $\pm$ 12,00
A 4	136,88 $\pm$ 4,63
A 5	130,79 $\pm$ 5,64
A 3 / A 4 + A 5	1,08 $\pm$ 0,01
A 3 / E	0,93 $\pm$ 0,03
Palpe 1	52,70 $\pm$ 5,14
Palpe 2	182,33 $\pm$ 14,29
Palpe 3	211,26 $\pm$ 5,46
Palpe 4	148,30 $\pm$ 8,01
Palpe 5	371,63 $\pm$ 85,99
Aile	
Longueur aile (L)	2682,45 $\pm$ 162,09
Largeur aile (l)	863,81 $\pm$ 58,46
L/ l	3,11 $\pm$ 0,20
Alpha (α)	544,92 $\pm$ 49,69
Sigma (δ)	147,34 $\pm$ 62,93
Beta (β)	346,85 $\pm$ 42,83
Gamma (γ)	478,44 $\pm$ 29,36
Pi (π)	109,46 $\pm$ 70,28
α/β	1,58 $\pm$ 0,17
δ/α	0,27 $\pm$ 0,10
l / gamma	1,81 $\pm$ 0,20
Génitalia	
Longueur spermathèque (L sper)	25,05 $\pm$ 2,62
Largeur spermathèque (l sper)	14,22 $\pm$ 1,07
N d'anneaux (NA)	5,33 $\pm$ 0,58
Longueur de conduit (L co)	194,71 $\pm$ 16,48

III.2.4. Sous-genre *Sergentomyia*

Les critères d'identification morphologiques du sous-genre *Sergentomyia* sont :

- Style à 4 long épines ; soie non caduque très courte insérée tout près des épines terminales.
- Valve pénienne digitiforme, arrondi à son extrémité.
- Spermathèque tubulaire, lisse, légèrement et progressivement élargie dans sa partie distale forme le réservoir sans démarcation nette.

III.2.4.1. *Sergentomyia (Sergentomyia) minuta*

Sergentomyia minuta est une espèce herpetophile (Dedet et al., 1984 ; Pombi et al., 2020). Elle est distribuée principalement du Maroc à Chypre et de la méditerranée au Sahara (Bounamous, 2010). En Algérie, *Sergentomyia minuta* est le phlébotome le plus abondant elle trouvée sur tout le territoire national, dans les milieux ruraux qu'urbains, dans tous les étages bioclimatiques, du Nord au Sud et d'Est en Ouest et à toute altitude y compris au-dessus de 1200 m (Dedet et al., 1984). Cette espèce a décrit récemment comme vecteur de *Leishmania infantum* et *Leishmania major* (Campino et al., 2013 ; Maia et al., 2015; Pombi et al., 2020).

III.2.4.1.1. Description morphologique

Sergentomyia minuta mâle présente un style court et trapu à 4 épines terminales groupées et une soie non caduque insérée au niveau du tiers apical. Les valves pénienues sont courtes, épaisses, digitiformes arrondies à l'apex (fig. 38 A).

La spermathèque de femelle est en forme tubulaire, lisse et sans réservoir distincte (fig. 38 B). Armature cibariale bien développée avec une rangée transversale et régulière de 60 à 100 dents quadrangulaires sur laquelle se surimpose une tache de pigmentation ovale avec un large axe transversal (fig. 38 D).

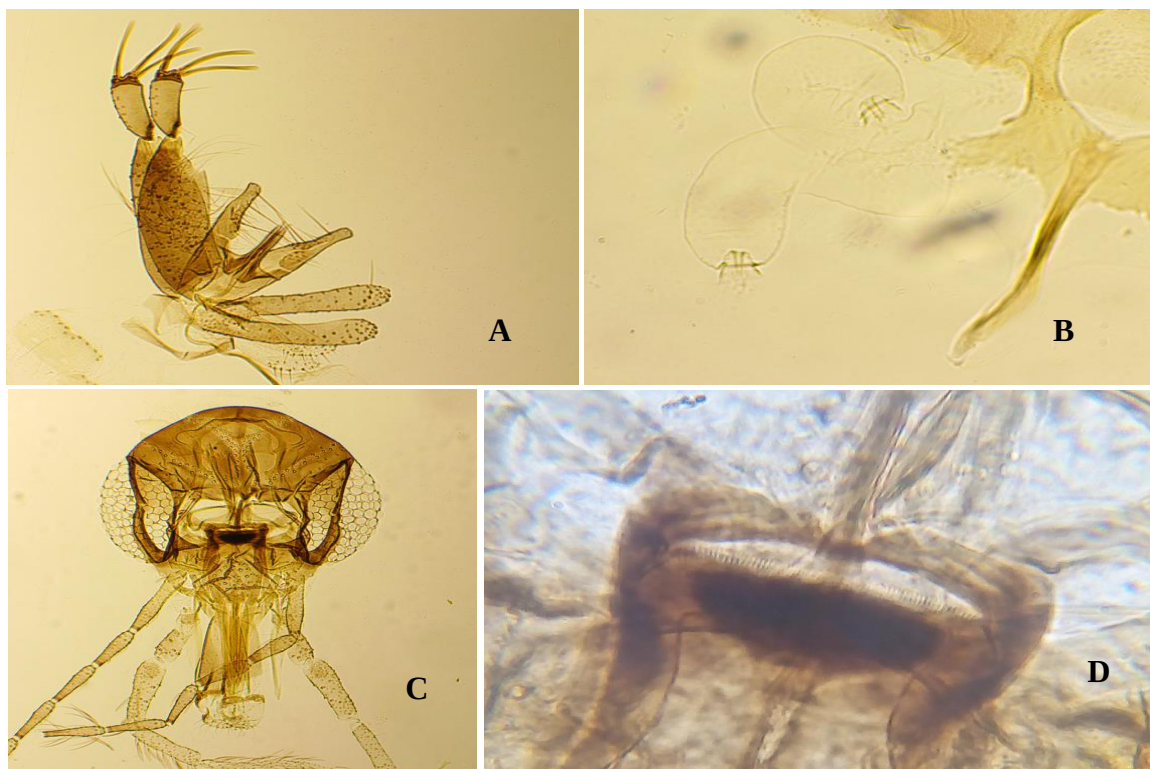


Figure 38 : Critères d'identification de *Sergentomyia minuta* ; (A) génitalia male (x100), (B) spermathèque femelle (x400), (C) tête femelle (x100), (D) cibarium (x1000) (photos originales).

III.2.4.1.2. Etude morphométrique

Les mensurations ont été effectuées sur des exemplaires (8 mâles et 8 femelles) sélectionnés aléatoirement dans différents sites d'étude (tableau 20 ; 21).

Tableau 20 : Valeurs des mensurations morphométriques (en μm) des mâles *Sergentomyia minuta*.

Caractères mesurés	Moyenne $\pm$ Ecart-type
Tête	
Longueur pharynx (L Ph)	136,59 $\pm$ 8,56
Largeur pharynx (l Ph)	36,94 $\pm$ 5,66
Distance inter-oculaire (DIO)	150,75 $\pm$ 22,86
Longueur cibarium (L ci)	52,13 $\pm$ 6,48
Largeur cibarium (l ci)	46,97 $\pm$ 7,12
Longueur clypeus (L cl)	95,59 $\pm$ 13,41
Largeur clypeus (l cl)	95,23 $\pm$ 11,11
Epipharynx (E)	152,11 $\pm$ 7,76
A 3	129,79 $\pm$ 6,82
A 4	81,14 $\pm$ 7,45
A 5	84,87 $\pm$ 4,14
A 3 / A 4 + A 5	0,78 $\pm$ 0,04
A 3 / E	0,86 $\pm$ 0,06
Palpe 1	28,94 $\pm$ 4,47
Palpe 2	64,19 $\pm$ 10,34
Palpe 3	110,53 $\pm$ 10,56
Palpe 4	106,66 $\pm$ 4,86
Palpe 5	251,84 $\pm$ 38,88
Aile	
Longueur aile (L)	1656,00 $\pm$ 100,73
Largeur aile (l)	376,69 $\pm$ 38,22
L/ l	4,42 $\pm$ 0,28
Alpha (α)	146,12 $\pm$ 33,00
Sigma (δ)	38,81 $\pm$ 7,34
Beta (β)	264,57 $\pm$ 22,99
Gamma (γ)	338,49 $\pm$ 33,00
Pi (π)	39,98 $\pm$ 15,26
α/β	0,55 $\pm$ 0,11
δ/α	0,28 $\pm$ 0,10
l / gamma	1,12 $\pm$ 0,13
Génitalia	
Longueur coxite (L cox)	263,22 $\pm$ 21,08
Longueur style (L st)	105,39 $\pm$ 9,94
L coxite / L style (L cox / L st)	2,51 $\pm$ 0,16
Longueur surstyle (L sur)	225,78 $\pm$ 27,73
L coxite / L surstyle (L cox / L sur)	1,18 $\pm$ 0,14
Longueur paramère (L pa)	189,11 $\pm$ 24,69
Valve peniène (vp)	102,43 $\pm$ 9,79
Pavillon génital (pg)	18,09 $\pm$ 3,56
Piston (pis)	77,71 $\pm$ 7,80
Pompe (po)	101,69 $\pm$ 4,87
Filament génital (fg)	251,71 $\pm$ 38,78

Tableau 21 : Valeurs des mensurations morphométriques (en μm) des femelles *Sergentomyia minuta*.

Caractères mesurés	Moyenne $\pm$ Ecart-type
Tête	
Longueur pharynx (L Ph)	153,28 $\pm$ 17,18
Largeur pharynx (l Ph)	38,30 $\pm$ 4,49
Distance inter-oculaire (DIO)	163,86 $\pm$ 9,77
Longueur cibarium (L ci)	52,82 $\pm$ 10,58
Largeur cibarium (l ci)	71,97 $\pm$ 7,58
Longueur clypeus (L cl)	90,12 $\pm$ 10,05
Largeur clypeus (l cl)	90,79 $\pm$ 23,08
Epipharynx (E)	169,52 $\pm$ 8,94
A 3	122,17 $\pm$ 8,28
A 4	75,57 $\pm$ 7,05
A 5	78,29 $\pm$ 5,07
A 3 / A 4 + A 5	0,80 $\pm$ 0,05
A 3 / E	0,72 $\pm$ 0,07
Palpe 1	35,13 $\pm$ 3,66
Palpe 2	53,80 $\pm$ 10,08
Palpe 3	118,18 $\pm$ 14,36
Palpe 4	110,32 $\pm$ 8,47
Palpe 5	245,81 $\pm$ 24,65
Aile	
Longueur aile (L)	1820,56 $\pm$ 104,32
Largeur aile (l)	444,62 $\pm$ 30,26
L/ l	4,10 $\pm$ 0,17
Alpha (α)	204,43 $\pm$ 25,43
Sigma (δ)	45,40 $\pm$ 18,83
Beta (β)	314,03 $\pm$ 30,98
Gamma (γ)	349,65 $\pm$ 25,98
Pi (π)	57,20 $\pm$ 29,54
α/β	0,66 $\pm$ 0,10
δ/α	0,22 $\pm$ 0,08
l / gamma	1,27 $\pm$ 0,07
Génitalia	
Longueur spermathèque (L sper)	136,51 $\pm$ 19,70
Largeur spermathèque (l sper)	34,05 $\pm$ 3,63

III.2.4.2. *Sergentomyia (Sergentomyia) fallax*

Sergentomyia fallax est une espèce herpetophile d'Afrique du Nord. En Algérie, cette espèce abondante dans le sud de pays dans les étages bioclimatiques semi-aride et saharien. Elle se rencontre dans des biotopes sauvages, mais également en pleine ville (**Dedet et al., 1984**). Jusqu'à présent, *Sergentomyia fallax* n'a jamais été suspecté d'être un vecteur de la leishmaniose.

III.2.4.2.1. Description morphologique

La spermathèque de femelle est tubulaire et lisse (fig. 39 A). Le pharynx cordiforme, fortement encoché dans sa partie postérieure. Le cibarium a 18 à 46 dents aiguës placées en arc de cercle

fortement concave vers l'arrière, et une région pigmentée brune qui est de forme circulaire ou ovale mais ne s'étend pas vers antérieur (fig. 39 C et D).

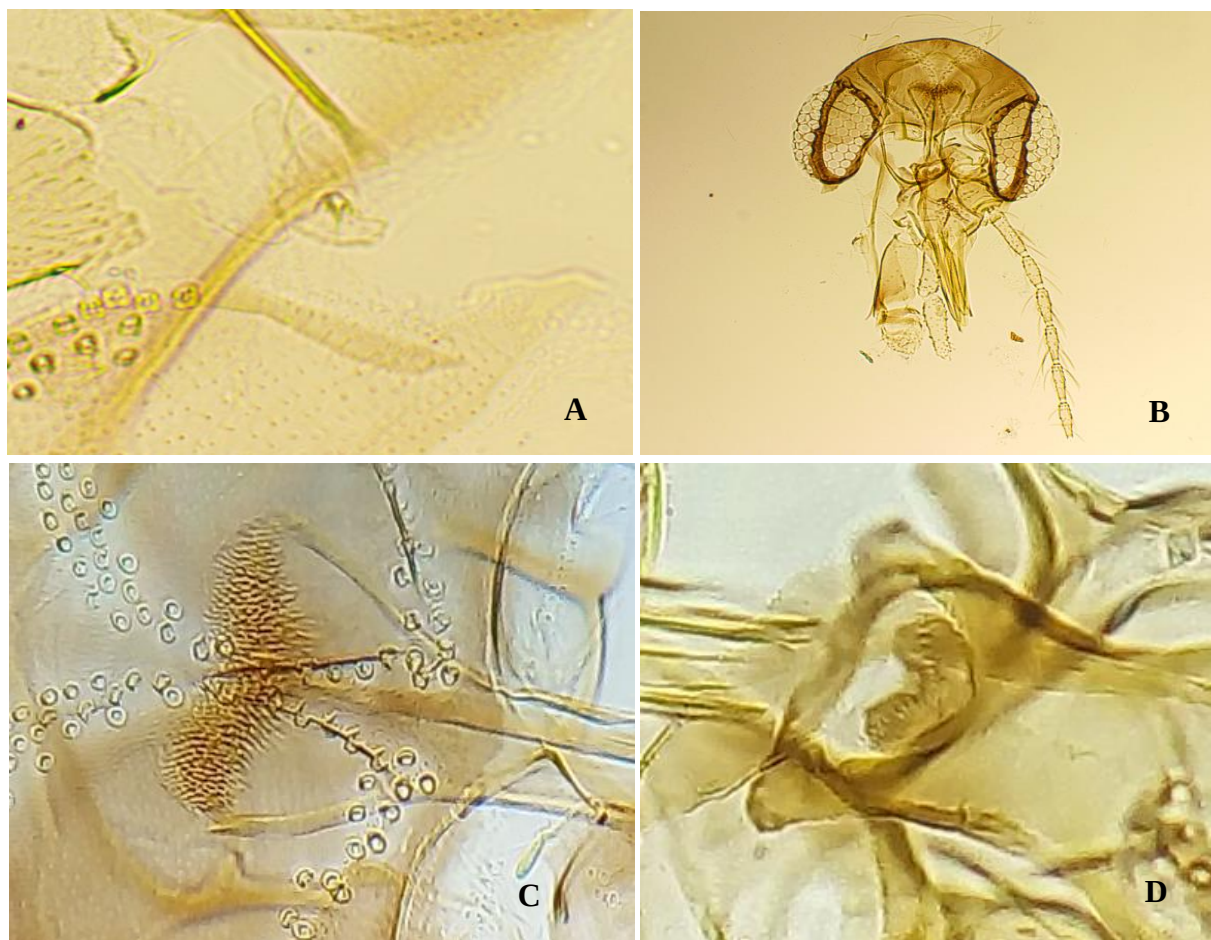


Figure 39 : Critères d'identification de *Sergentomyia falax* ; (A) spermathèque femelle (x400), (B) tête femelle (x100), (C) pharynx (x400), (D) cibarium (x400) (photos originales).

III.2.4.2.2. Etude morphométrique

Les mensurations ont été effectuées sur un exemplaire femelle capturé dans le site de Teleghma (tableau 22).

Tableau 22 : Valeurs des mensurations morphométriques (en μm) des femelles *S. falax*.

Tête	Longueur
Longueur pharynx (L Ph)	134,8
Largeur pharynx (l Ph)	28,84
Distance inter-oculaire (DIO)	144,89
Longueur cibarium (L ci)	55,16
Largeur cibarium (l ci)	43,85
Epipharynx (E)	157,09
A 3	82,64
A 4	50,46
A 5	57,52
A 3 / A 4 + A 5	0,77
A 3 / E	0,53

Résultats et discussion

Tableau 23 : Analyse statistiques des mesures morphométriques pour les phlébotomes mâles, les valeurs de *P* sont indiquées par " (ANOVA) et * (test de Kruskal wallis).

Paramètres morphométriques	L Ph	l Ph	DIO	L ci	l ci	L cl	l cl	E	A3	A4	A5	A3 / A4+A5
Valeur de <i>P</i>	0,000*	0,002*	0,020"	0,322*	0,017*	0,000"	0,000*	0,000*	0,000"	0,000*	0,000"	0,000*
Paramètres morphométriques	A3 / E	P 1	P 2	P 3	P 4	P 5	L	l	L / l	α	δ	β
Valeur de <i>P</i>	0,000"	0,000"	0,000"	0,000"	0,001*	0,005*	0,000"	0,000*	0,000*	0,000"	0,004*	0,000"
Paramètres morphométriques	Σ	π	α / β	δ / α	l / Σ	L cox	L st	L cox/Lst	L sur	Lcox/Lsur	L pa	vp
Valeur de <i>P</i>	0,002*	0,000*	0,000*	0,485"	0,000"	0,000"	0,000*	0,000*	0,000"	0,000"	0,000*	0,000"
Paramètres morphométriques	pg	pi	po	fg								
Valeur de <i>P</i>	0,000*	0,000*	0,000*	0,000*								

Tableau 24 : Analyse statistiques des mesures morphométriques pour les phlébotomes femelles, les valeurs de *P* sont indiquées par " (ANOVA) et * (test de Kruskal wallis).

Paramètres morphométriques	L Ph	l Ph	DIO	L ci	l ci	L cl	l cl	E	A3	A4	A5	A3 / A 4+A5
Valeur de <i>P</i>	0,000*	0,000"	0,000*	0,001"	0,000"	0,000"	0,000*	0,000*	0,055*	0,000"	0,000*	0,003*
Paramètres morphométriques	A3 / E	P 1	P 2	P 3	P 4	P 5	L	l	L / l	α	δ	β
Valeur de <i>P</i>	0,000*	0,000"	0,002*	0,000*	0,000"	0,000"	0,000*	0,013*	0,000*	0,000"	0,000"	0,000"
Paramètres morphométriques	Σ	π	α / β	δ / α	L / Σ	L sper	l sper					
Valeur de <i>P</i>	0,000"	0,101*	0,000"	0,005"	0,113*	0,001*	0,000*					

Les résultats de l'ANOVA et de Kruskal wallis de différents caractères morphométriques mesurés ont montré des différences significatives entre les différentes populations de phlébotomes (mâles : *P. perniciosus*, *P. longicuspis*, *P. perfiliewi*, *P. papatasi*, *S. minuta* et *P. sergenti*) ; (femelles : *P. perniciosus*, *P. longicuspis*, *P. perfiliewi*, *P. papatasi* et *S. minuta*) ($P < 0,05$).

Les tests ont montré des différences significatives entre les populations sur la quasi-totalité des caractères morphologiques. Tous les caractères morphologiques ont montré une signification statistique à l'exception de la longueur de cibarium et δ / α chez les mâles (tableau 23), et A3, π et L / Σ chez les femelles (tableau 24).

Depuis que Scopoli a initialement reconnu le phlébotome sous le nom de *Bibio papatasi* en 1786, la description des phlébotomes a été un aspect important pour déterminer la propagation et le contrôle des maladies qu'ils transmettent aux humains. Dans l'identification des phlébotomes, la méthode basée sur les mesures morphométriques et les clés d'identification de plusieurs auteurs (phlébotométrie) est souvent utilisée (Kavur, 2021).

Les espèces de phlébotomes *Phlebotomus perniciosus* et *Phlebotomus longicuspis* sont des espèces morphologiquement similaires et les mâles étaient séparés par la forme des valves qui

sont bifurquées chez *P. perniciosus*, à pointe longue et effilée chez *P. longicuspis* (**Benallal et al., 2017**). Dans la présente étude, l'analyse statistique a révélé que la taille de certains caractères n'était pas largement utilisée pour distinguer les deux espèces mâles, tandis que d'autres étaient capables de les identifier séparément comme L Ph, l cl, A3, A3 / E, P2, L, β , Σ , π , α / β , l / Σ , NS, L st, L sur, L pa, vp et fg. Cependant, l'utilisation de nombre de soi est toujours certifiée pour distinguer les mâles de deux espèces. Dans la présente étude, il a montré une différence statistiquement significative entre les deux espèces ($P = 0.000$). Ce critère a été utilisé pour différencier *P. perniciosus* et *P. longicuspis* en Algérie (**Berchi et al., 2007 ; Benallal et al., 2017**), ainsi que d'autre espèces de sous genre *Larrousius* (*P. ariasi* / *P. chadlii* et *P. negligence* / *P. syriacus*) (**Benabdennbi et Pesson ; 1998**).

Chez les populations femelles, les critères qui différenciaient les espèces étaient présentes dans la tête et les ailes, alors que celles de genitalia n'était pas utiles dans la différenciation des espèces. Alors, en addition de critère utilisé par **Léger et al. (1983)** pour séparer les femelles *P. perniciosus* et *P. longicuspis*, basé la forme et la position de la dilatation sur le conduit spermathéal, nous avons considéré certaines caractéristiques des critères importantes pour séparer les deux espèces, notamment L Ph, l Ph, l ci, l cl, P 2, P 4, L, l, L/l, β et δ / α .

De l'étude morphométrique de toutes les espèces de phlébotomes (y compris les deux genres) collectées dans la zone d'étude, la quasi-totalité des caractéristiques morphologiques ont montré des différences significatives. Nous avons considéré toutes les structures de la tête, de l'aile et de genitalia des critères importantes pour définir les espèces à l'exception L ci et δ/α chez les mâles et A3, π et l / Σ chez les femelles.

L'étude de la morphologie interne et externe des phlébotomes en basant sur les caractères de la tête, les ailes et le genitalia a été utilisé auparavant pour séparer les espèces et les genres de phlébotomes (**Godoy et al., 2014**).

La morphométrie des phlébotomes reste un outil puissant pour l'identification des espèces et des genres. En effet, en plus que les études morphologiques ont largement contribué à corriger l'identification des espèces au cours des années, elles ont également été d'une grande aide dans la poursuite des études phylogénétiques des phlébotomes (**Godoy et al., 2014**).

III.3. Etude écologique

III.3.1. Répartition des phlébotomes en fonction du genre

La répartition des phlébotomes en fonction du genre montre que 98.94% de total de captures appartient au genre *Phlebotomus* (fig. 40) qui reforme 7086 spécimens, alors que le genre *Sergentomyia* représente seulement 1.06%.

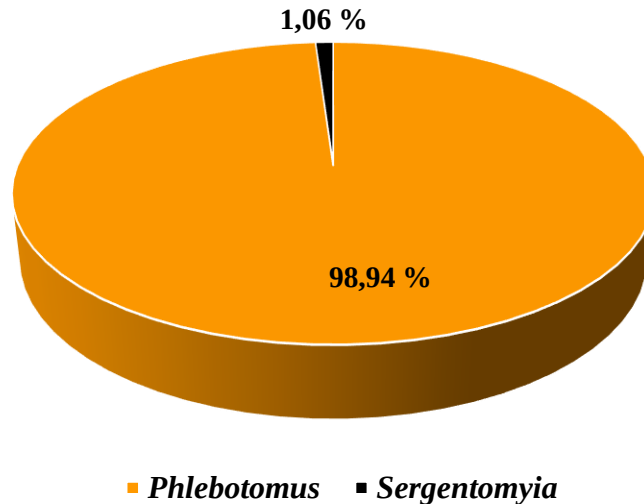


Figure 40 : Répartition de phlébotomes récoltés en fonction du genre.

Le genre *Sergentomyia* a montré une faible présence dans la faune de phlébotomes collectée (1,06 % du total capturé). Cette rareté peut s'expliquer par le fait que dans presque tous les sites échantillonnés, les phlébotomes ont été capturés soit à proximité d'abris pour animaux, soit dans des habitations humaines et que les deux ne sont pas des habitats adaptés aux espèces de *Sergentomyia* (Norouzi et al., 2020), car ils sont privés d'animaux à sang froid (principalement des reptiles) qui constituent la principale alimentation des espèces de genre *Sergentomyia* (Lewis et Dyce, 1988 ; Norouzi et al., 2020). Les espèces de genre *Phlebotomus*, cependant, se nourrissent principalement d'animaux vertébrés à sang chaud (Lewis et Dyce, 1988 ; Norouzi et al., 2020), qui sont abondants dans ces habitats. De plus, les conditions climatiques de la région ne sont peut-être pas propices aux espèces *Sergentomyia*. Globalement, les espèces appartenant à ce genre n'ont aucune importance médicale ou vétérinaire, car tous les vecteurs de leishmaniose humaine et canine en Algérie appartiennent au genre *Phlebotomus*.

III.3.2. Résultats de capture par piège

Les résultats de capture par piège montre que :

-Le genre *Phlebotomus* est le plus dominant dans les deux types de pièges, avec une légère abondance de genre *Sergentomyia* dans les pièges huileux (fig. 41).

Résultats et discussion

-Les espèces dominantes dans les deux types de pièges sont celles du sous genre *larroussious* (*P. perniciosus*, *P. perfiliewi*, *P. longicuspis*) (fig. 42).

-Les pièges huileux permet de capturer 8 espèces (toutes les espèces recensées) par contre celui de pièges lumineux ne permet que la capture de 6 espèces (fig. 42).

-1811 (25.29%) phlébotomes dont 1327 mâles et 484 femelles ont été capturés par les pièges huileux soit une sex-ratio (F/M) de 0.36. Cependant, le sexe masculin de toutes les espèces est dominant à l'exception de *S. minuta* où le sexe féminin présente une légère dominance, et *S. fallax* où l'espèce est représentée par une seule femelle (tableau 25 et fig. 43).

-5351 (74.71%) phlébotomes dont 2364 mâles et 2987 femelles ont été capturés par les pièges lumineux CDC soit une sex-ratio (F/M) de 1.26. Cependant, le sexe féminin de toutes les espèces est dominant à l'exception de *P. perfiliewi* (tableau 25 et fig. 43).

D'après ces données on note que la méthode de pièges lumineux été efficace en terme de nombre de phlébotomes (74.71% de capture), alors que la méthode de pièges huileux (25.29% de capture) été efficace en terme de richesse spécifique (capture de toutes les espèces) et de sex-ratio (nombre important de mâles). La sex-ratio total (femelle/mâle) était de 0,94, montrant une légère dominance des mâles par rapport aux femelles, sauf pour *P. longicuspis* et *S. minuta* où le nombre de femelles était plus élevé que les mâles et *S. fallax* avec une seule femelle trouvée.

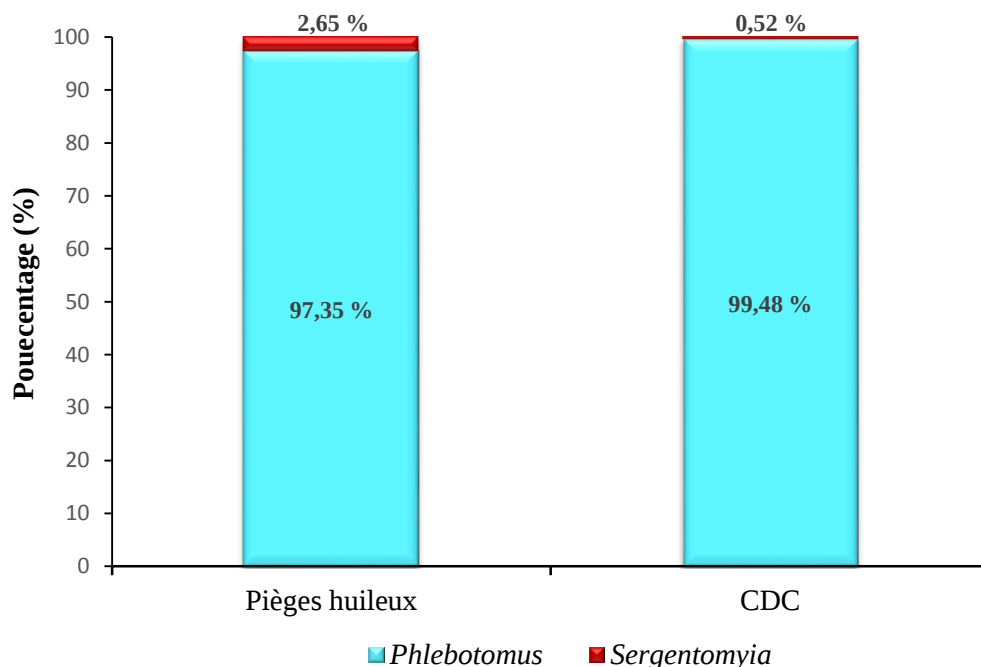


Figure 41 : Répartition des genres en fonction de type de pièges.

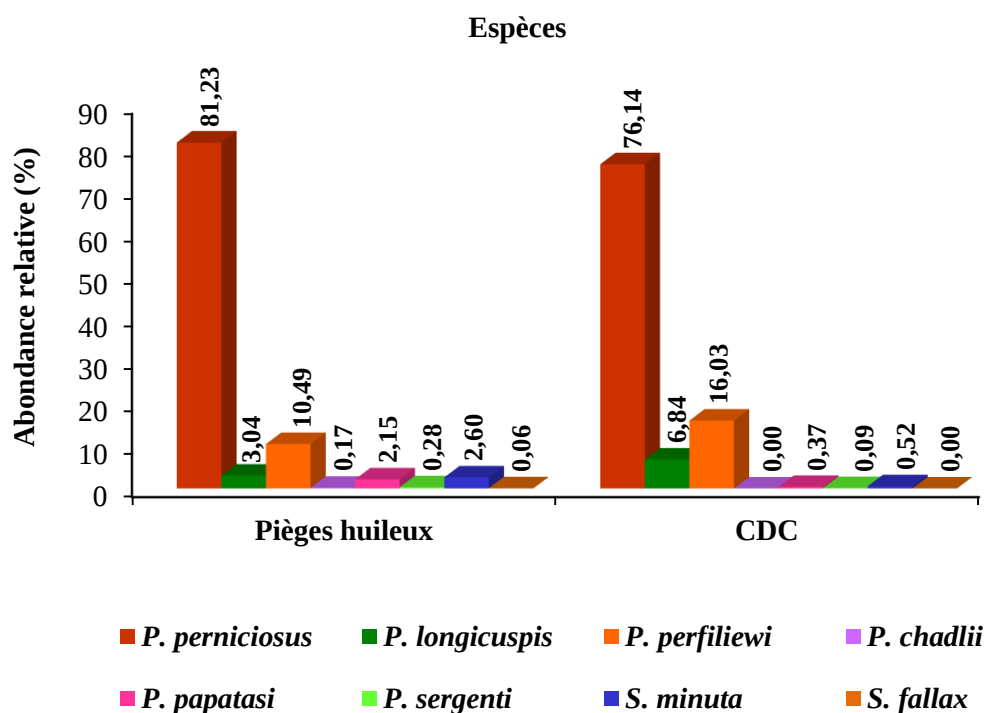


Figure 42 : Abondance relatives des espèces recensées par pièges.

Tableau 25 : Abondance relative par sexe en fonction de type de piège.

Espèces	Pièges huileux				Pièges lumineux			
	Mâles	AR%	Femelles	AR%	Mâles	AR%	Femelles	AR%
<i>P. perniciosus</i>	1084	73,69	387	26,31	1824	44,77	2250	55,23
<i>P. longicuspis</i>	40	72,73	15	27,27	87	23,77	279	76,23
<i>P. perfiliewi</i>	152	80	38	20	431	50,23	427	49,77
<i>P. chadlii</i>	3	100	0	0	0	0	0	0
<i>P. papatasi</i>	23	58,97	16	41,03	9	45	11	55
<i>P. sergenti</i>	5	100	0	0	2	40	3	60
<i>S. minuta</i>	20	42,55	27	57,45	11	39,29	17	60,71
<i>S. fallax</i>	0	0	1	100	0	0	0	0
Total	1327	100	484	100	2364	100	2987	100

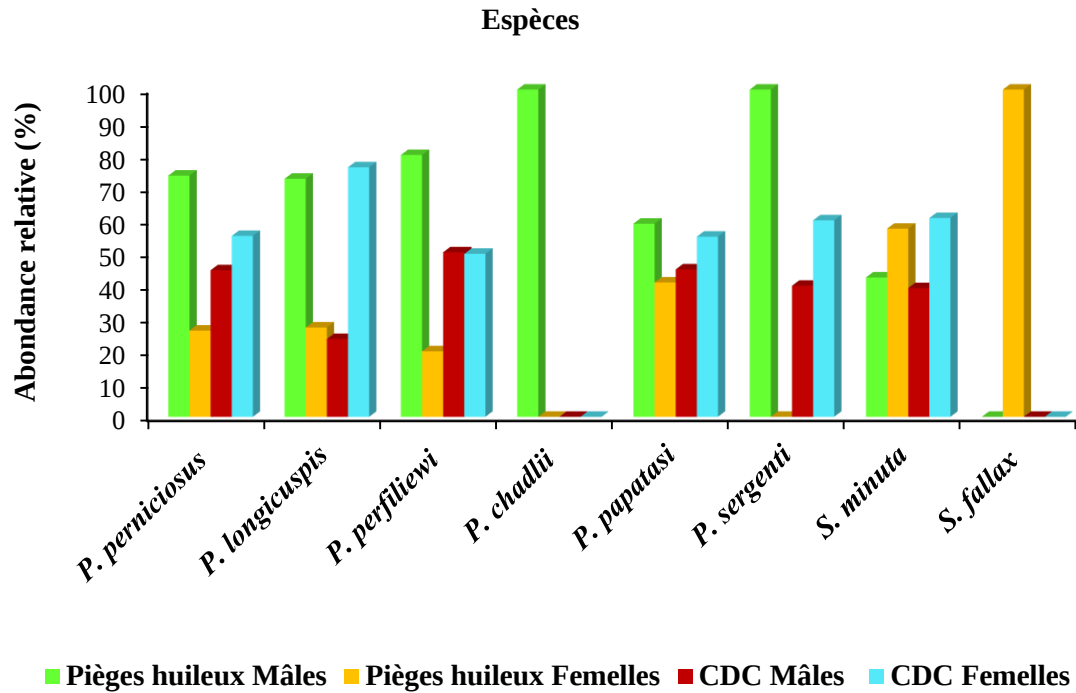


Figure 43 : Abondance relative par sexe en fonction de type de piège.

Les courbes d'accumulation des espèces ont révélé que la diversité était minutieusement échantillonnée pour les pièges huileux et lumineux CDC, car les courbes d'accumulation des espèces pour les échantillons de tous les sites de recherche s'aplatissaient (Fig. 44a). De plus, les courbes d'extrapolation impartiales de Chao ont estimé $8,97 \pm 2,19$ espèces et six espèces pour les pièges huileux et les pièges lumineux CDC, respectivement (fig. 44c, d), ce qui implique que nous avons collecté un nombre exhaustif d'espèces pouvant être trouvées en utilisant les pièges huileux et les pièges lumineux CDC comme méthodes d'échantillonnage.

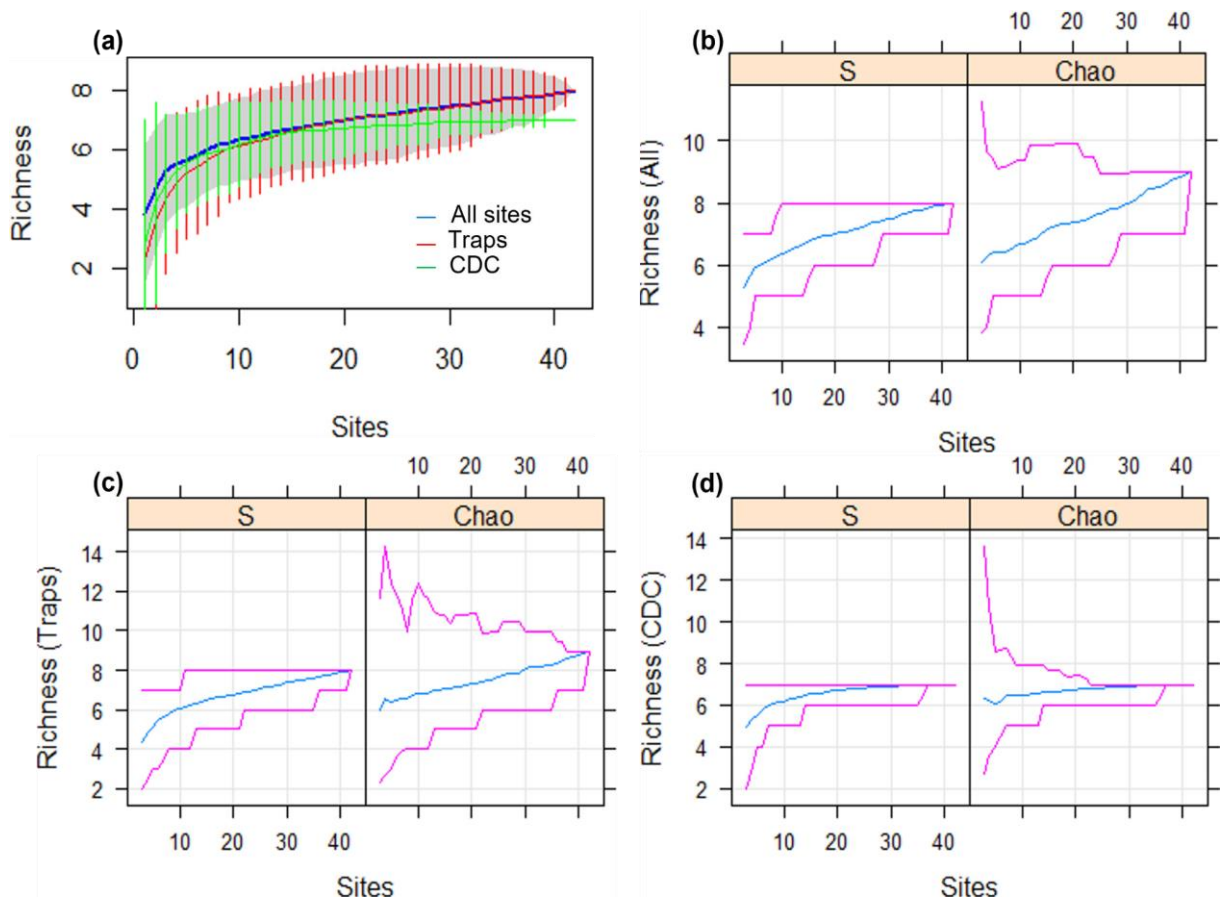


Figure 44 : Courbes d'accumulation des espèces (a), Estimations de l'indice de richesse et de Chao pour tous les sites ensemble (b), uniquement les sites échantillonnés à l'aide de pièges huileux (c), et uniquement les sites échantillonnés à l'aide de CDC (d).

Les pièges attractifs (pièges lumineux) et passifs (pièges huileux) peuvent être utilisés pour capturer les phlébotomes, et les diverses méthodes peuvent avoir un impact sur les résultats de capture y compris l'attraction spécifique pour les espèces de phlébotomes dans une zone donnée (**Gaglio et al, 2018**). La méthode de capture peut affecter l'abondance, la richesse et la sex-ratio de phlébotomes. Nous avons noté que le nombre d'individus capturés par pièges lumineux est très important que celui des pièges huileux. Ceci s'explique par le fait que les pièges lumineux sont très efficaces en fonction du nombre de phlébotomes capturés (se caractérise par la capture d'un grand nombre de certaines espèces) (**Alten et al., 2015**). On note également une dominance des individus femelles par rapport aux mâles. Ceci due de la caractéristique des pièges lumineux dans l'attraction des femelles qui sont considérées hautement phototropiques (**Alexander, 2000**). On autre, le nombre de femelles capturées par les pièges lumineux n'était pas beaucoup plus important que le nombre de mâles. En effet les mâles et les femelles peuvent tous deux être dominants dans les pièges CDC (**Díaz-S´aez et al., 2021**). Cependant, l'efficacité des pièges CDC dépend du comportement phototropique de l'espèce cible (**Dinesh et al., 2008**).

De plus, les pièges lumineux CDC sont plus efficaces pour capturer les espèces qui présentent un phototropisme positif telles que les espèces *Phlebotomus*, tandis que les espèces *Sergentomyia* ne sont pas attirées par la lumière (Gij'on-Robles et al., 2021).

En ce qui concerne la méthode de pièges huileux, nous avons noté que seulement 25.29% de la population capturé par cette méthode. Cependant, les pièges d'interception les plus courants sont les pièges adhésifs composés de feuilles de papier enduites d'huile de ricin. Ils capturent un échantillon aléatoire de phlébotomes volant à proximité, qui peuvent ou non représenter la population de phlébotomes au repos, et ils produisent de faibles rendements de phlébotomes (Muñoz et al., 2017). Contrairement aux pièges lumineux, la méthode des pièges huileux est efficace pour la collection des individus mâles (Elnaïem et al., 2020).

La dominance des mâles dans la population des phlébotomes est conforme aux résultats des autres études menées en Algérie (Boudrissa, 2014 ; Frahtia-Benotmane, 2015 ; Allal-Ikhlef, 2018 ; Gherbi et al., 2020).

III.3.3. Résultats de capture par biotope et étage climatique

La présence de phlébotomes signalée dans tous les sites d'échantillonnage. L'abondance totale des espèces de phlébotomes était plus élevée dans les milieux ruraux avec 6052 individus suivis des milieux périurbains avec 1045 individus, tandis que les milieux urbains abritaient le nombre le plus bas avec 65 individus. Cependant, l'abondance totale des phlébotomes était significativement différente entre les trois biotopes (fig. 45a et tableau 26).

Parmi les huit espèces recensées, *P. perniciosus*, *P. perfiliewi*, *P. longicuspis*, *P. papatasi* et *S. minuta* ont été trouvés dans tous les biotopes, mais seules l'abondance des deux premières espèces différaient significativement entre les trois biotopes. Tandis que *P. sergenti*, *P. chadlii* et *S. fallax* n'étaient présents que dans les milieux ruraux.

De plus, *P. sergenti* était absent à l'étage semi-aride, et *P. chadlii* et *S. fallax* n'apparaissaient qu'aux étages humide et semi-aride, respectivement. Il n'y avait pas de différences significatives entre les trois étages bioclimatiques en termes d'abondance totale des espèces et l'abondance de chaque espèce (fig. 45b et tableau 26).

L'analyse de dissemblance (Fig. 45d) a révélé que la diversité bêta (β_{SOR}) représentait 21%, 23% et 21% de la diversité totale générée à partir de différentes d'altitudes, biotopes et étages bioclimatiques, respectivement. La partition additive de β_{SOR} a montré un résultat similaire pour l'altitude et les étages bioclimatiques, indiquant que 71, 42% de la dissemblance de composition était due au renouvellement des espèces de phlébotomes (β_{SIM}) et 28, 57% résultait de l'imbrication (β_{SNE}). Il semble que 100 % de la variation de la composition des phlébotomes entre différents biotopes soit principalement due à l'imbrication des communautés de

phlébotomes. Ce dernier résultat, en particulier, est confirmée par les résultats du tableau 26, qui indiquent que les zones rurales abritent la faune de phlébotomes la plus diversifiée.

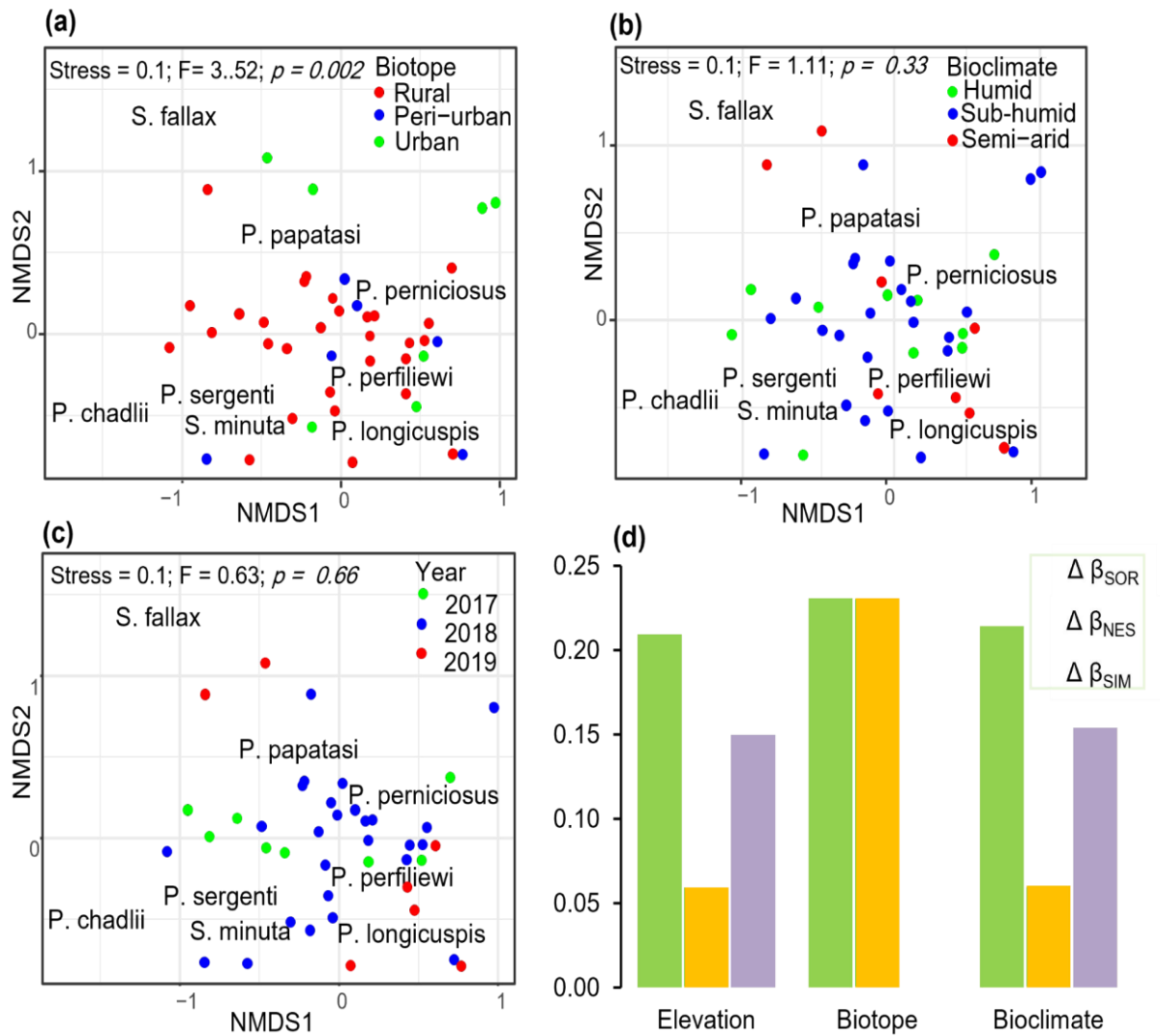


Figure 45 : Mise à l'échelle multidimensionnelle non métrique (NMDS) comparant la composition des espèces de phlébotomes parmi les trois biotopes (a), les trois zones bioclimatiques (b) et les trois années d'échantillonnage (c). Valeurs de la diversité bêta mesurée par l'indice de dissemblance de Sørensen ($\Delta \beta_{SOR}$) et ses deux composantes, l'imbrication ($\Delta \beta_{NES}$) et le renouvellement ($\Delta \beta_{SIM}$) (d).

Tableau 26 : Abondance des espèces (moyenne $\pm$ SD) dans différents étages bioclimatiques et biotopes. Les différences (entre les étages bioclimatiques et entre les biotopes) ont été testées statistiquement à l'aide des tests non paramétriques de Kruskal-Wallis et Dunn (utilisés pour de multiples comparaisons par paires).

Espèces	Etage bioclimatic			Biotope		
	Humide	Sub-humide	Semi-aride	Rural	Peri-urban	Urban
<i>P. perniciosus</i>	205.20 $\pm$ 307.51 ^a	130.79 $\pm$ 134.63 ^a	44.25 $\pm$ 51.15 ^a	163.96 $\pm$ 206.63 ^{ab}	119.50 $\pm$ 119.49 ^a	10.42 $\pm$ 9.72 ^b
<i>P. perfiliewi</i>	15.40 $\pm$ 36.29 ^a	30.50 $\pm$ 44.86 ^a	20.25 $\pm$ 41.59 ^a	30.17 $\pm$ 46.46 ^{ab}	27.0 $\pm$ 37.30 ^a	1.57 $\pm$ 2.57 ^b
<i>P. longicuspis</i>	7.80 $\pm$ 8.39 ^a	12.50 $\pm$ 24.41 ^a	5.37 $\pm$ 8.21 ^a	10.03 $\pm$ 15.17 ^a	19.66 $\pm$ 39.15 ^a	1.71 $\pm$ 2.21 ^a
<i>S. minuta</i>	2.50 $\pm$ 3.65 ^a	2.00 $\pm$ 3.48 ^a	0.25 $\pm$ 0.70 ^a	2.24 $\pm$ 3.68 ^a	1.33 $\pm$ 2.16 ^a	0.28 $\pm$ 0.75 ^a
<i>P. papatasi</i>	1.80 $\pm$ 2.48 ^a	1.54 $\pm$ 2.16 ^a	0.50 $\pm$ 0.75 ^a	1.79 $\pm$ 2.35 ^a	0.83 $\pm$ 0.98 ^a	0.28 $\pm$ 0.48 ^a
<i>P. sergenti</i>	0.30 $\pm$ 0.48 ^a	0.29 $\pm$ 0.90 ^a	0 $\pm$ 0 ^a	0.34 $\pm$ 0.85 ^a	0 $\pm$ 0 ^a	0 $\pm$ 0 ^a
<i>P. chadlii</i>	0.30 $\pm$ 0.94 ^a	0 $\pm$ 0 ^a	0 $\pm$ 0 ^a	0.10 $\pm$ 0.55 ^a	0 $\pm$ 0 ^a	0 $\pm$ 0 ^a
<i>S. fallax</i>	0 $\pm$ 0 ^a	0 $\pm$ 0 ^a	0.12 $\pm$ 0.35 ^a	0.03 $\pm$ 0.18 ^a	0 $\pm$ 0 ^a	0 $\pm$ 0 ^a
Toute les esp	233.30 $\pm$ 347.10 ^a	177.62 $\pm$ 154.54 ^a	70.75 $\pm$ 97.35 ^a	208.68 $\pm$ 228.70 ^{ab}	168.33 $\pm$ 168.35 ^a	14.28 $\pm$ 11.52 ^b

La grande abondance et richesse en espèces de phlébotomes observées en milieu rural ont liée aux caractéristiques de ces habitats caractérisés par l'élevage et une végétation abondante. Certainement, les endroits préférés pour les phlébotomes sont les abris d'animaux, car ils fournissent des sites de reproduction terrestres appropriés ainsi qu'une source abondante de nourriture pour les femelles adultes productrices d'œufs (**Muñoz et al., 2017**), et la végétation fournit une source de repas sucrés ainsi que des sites de repos, de reproduction et de nidification pour les adultes (**Elnaiem et al., 1999**). De plus, l'abondance de l'hôte vertébré fait partie des facteurs potentiels responsables de la plus grande richesse observée en espèces de phlébotomes dans les zones rurales (**Ali et al., 2016**).

L'abondance de phlébotomes était plutôt élevée dans les milieux périurbains, ce qui est peut-être dû à la possibilité d'attraction des phlébotomes vers les modifications de l'environnement résultant de la construction de nouvelles maisons et de la présence d'abris pour animaux domestiques (**Amóra et al., 2009 ; Ramos et al., 2014**).

De plus, nos résultats ont révélé la présence de phlébotomes en milieu urbain (même si leurs richesse et abondance étaient les plus faibles), ce qui reflète que ces insectes sont adaptés aux milieux anthropiques (**Ramos et al., 2014**) ainsi qu'aux changements majeurs survenus dans leurs environnements naturels, entraînant des restrictions d'espace écologique (**Almeida et al., 2010 ; Agra et al., 2016 ; Amorim et al., 2020**).

Cependant, les espèces capturées dans les milieux urbains sont comparables à celles identifiées dans les milieux urbains de Constantine (**Moulaham et al., 1998**). Alors que **Gherbi et al.**

(2020) n'ont enregistré aucun phlébotome dans les milieux urbains de la région de Sétif et ont interprété cette absence par l'effet de la deltaméthrine (traitement chimique).

Nos résultats ont révélé une variation significative dans la composition des espèces de phlébotomes parmi les trois biotopes, et les compositions de phlébotomes urbains et périurbains étaient imbriquées dans les zones rurales, c'est-à-dire que *P.sergenti*, *P. chadlii* et *S. fallax* n'étaient présents que dans les zones rurales, ce qui pourrait être due à la diversité associée à la caractéristique de ce biotope.

À l'exception de *P. sergenti* qui était absent à l'étage semi-aride, et de *S. fallax* et *P. chadlii* qui étaient présents uniquement aux étages semi-aride et humide, respectivement, il n'y avait pas de différence dans la composition des espèces de phlébotomes entre les régions bioclimatiques. Ces résultats confirment l'hypothèse selon laquelle la distribution des espèces de phlébotomes est basée sur leurs affinités bioclimatiques (Rispaïl et al., 2002).

Nos résultats ont également montré que les abondances de *P. perniciosus* et *P. perfiliewi* différaient significativement entre les trois biotopes, probablement en raison de leurs préférences d'hôtes, où ces deux espèces semblent se nourrir d'un large éventail d'animaux (Bongiorno et al. 2003).

Cependant, le renouvellement partiel observé des espèces de phlébotomes parmi les différentes altitudes et les étages bioclimatiques est associé à des espèces rares qui n'existent que sur un seul site (Chaves et Añez, 2016). Notamment, *P. chadlii* et *S. fallax* n'ont été capturés qu'à Oued Elmanar (7a, zone humide avec une altitude de 413m) et Teleghma (28a, zone semi-aride avec une altitude de 760m), respectivement.

III.3.4. Indices écologiques

III.3.4.1. Abondance relative

III.3.4.1.1. Abondance relative générale

Il ressort de la figure 47 que l'espèce la plus abondante est *P. perniciosus* constitue 77.42% de l'ensemble de la population des phlébotomes suivie de *P. perfiliewi* et *P. longicuspis*, et les espèces restantes représentent une faible abondance. L'abondance relative de chaque espèce est mentionnée dans la figure 46.

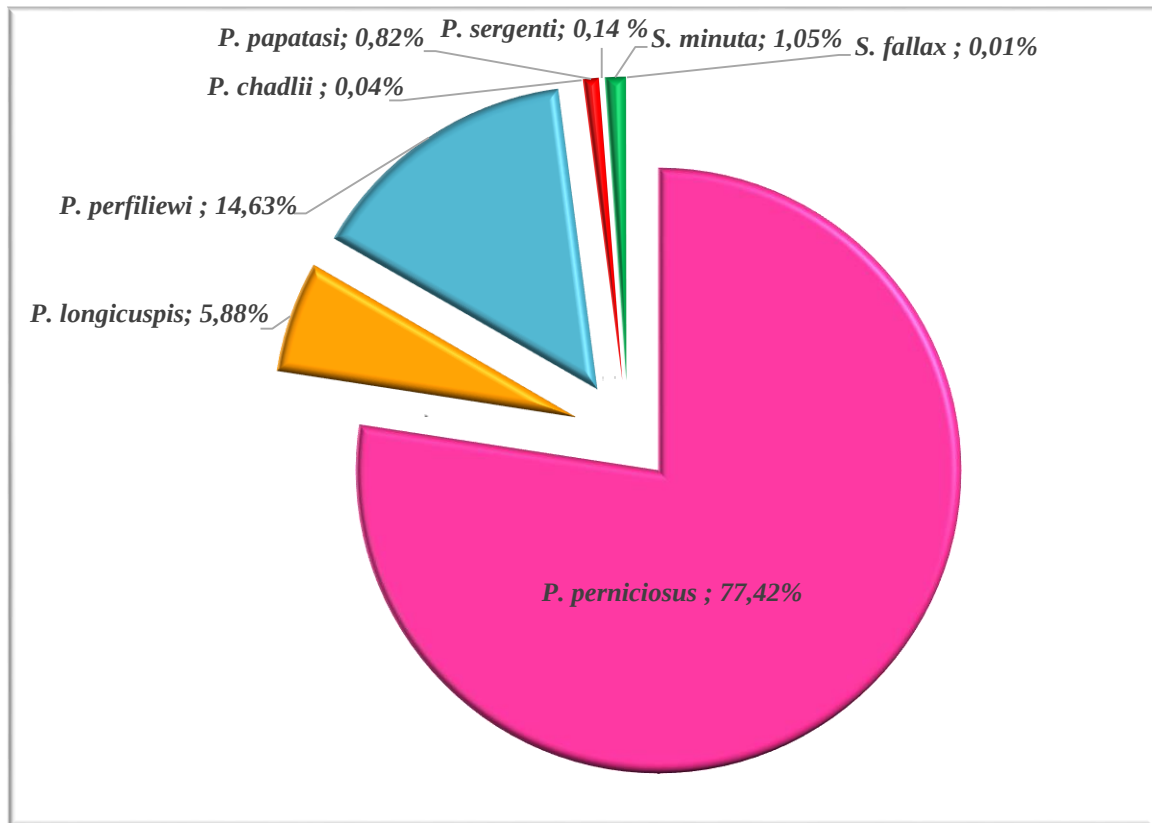


Figure 46 : Abondance relative générale des espèces recensées.

III.3.4.1.2. Abondance relative spatiale

Les sites d'échantillonnage ont montré une dissemblance en termes d'abondance et de composition en espèces (fig. 47, 48 et tableau 27). L'analyse de cluster a séparé les sites d'échantillonnage en trois groupes (fig. 47). Le premier groupe comprenait 14 sites, et la plupart étaient situés dans des milieux urbains, le deuxième groupe comprenait 11 sites appartenant majoritairement à l'étage subhumide, et le troisième contenait 17 sites et se caractérise par la ruralité. Par ailleurs, *P. perniciosus* était très répandu elle présente dans tous les sites échantillonnés et abondant à Amira Arrès site d'Oued Elghoul (1c) avec 1064 captures, tandis que *P. chadlii* et *S. fallax* étaient les espèces les moins fréquentes et les moins abondantes car elles n'étaient présentes qu'à Tassadane Haddada site d'Oued Elmanar (7a) et à Teleghma (28a) avec 3 et 1 individus, respectivement (fig. 48).

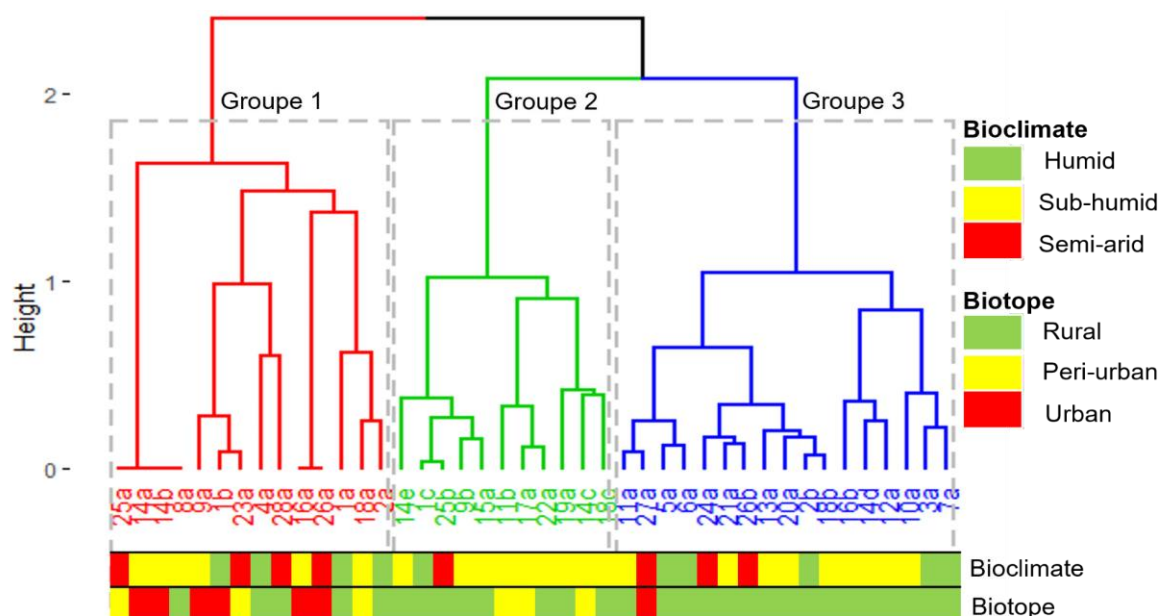


Figure 47 : Groupement hiérarchique aggloméré (AHC) séparant les sites d'échantillonnage en fonction de la composition de la communauté de phlébotomes.

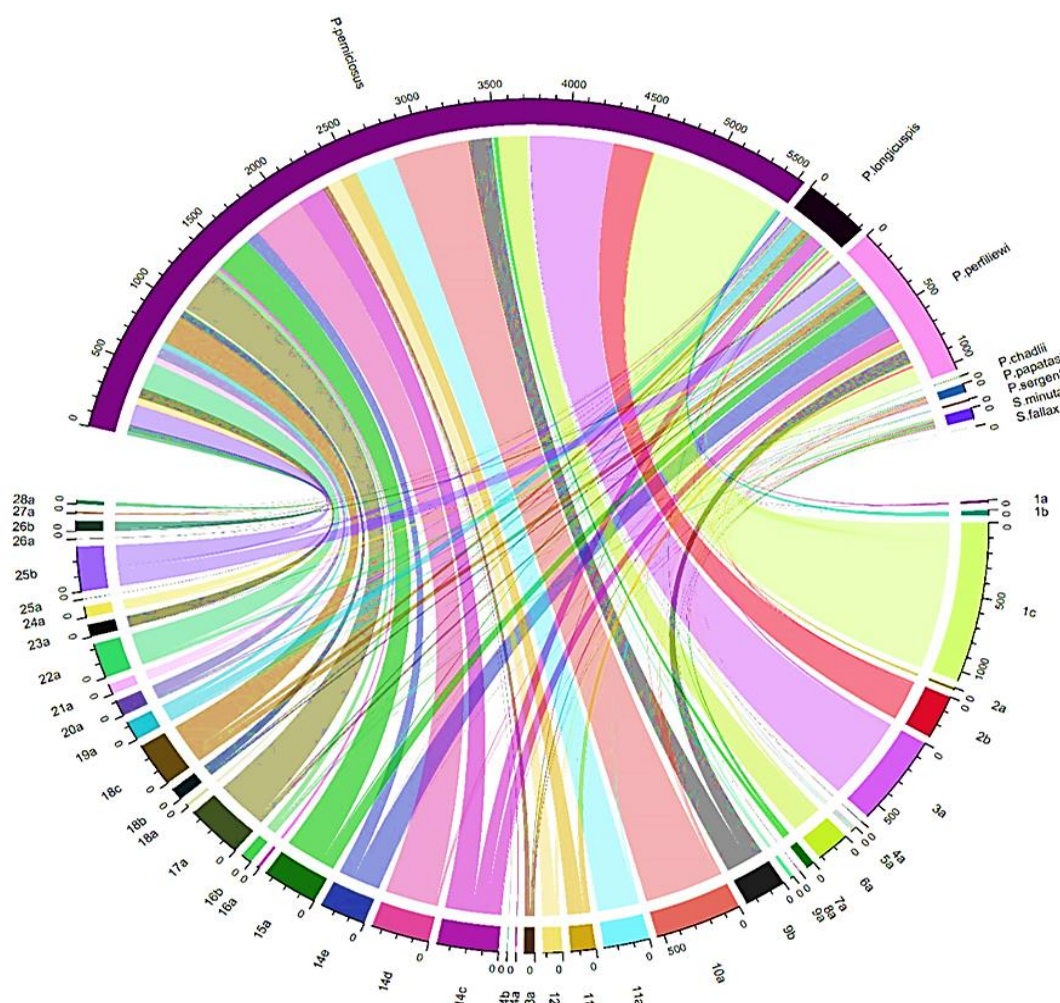


Figure 48 : diagramme de cordon illustrant la relation entre l'occurrence/l'abondance des espèces de phlébotomes et les sites d'échantillonnage.

III.3.4.2. Richesse spécifique

La richesse en espèce par site été relativement faible. Le total des espèces capturées dans chaque site d'étude variant d'une espèce (Sennaoua (14a) et Cité 240 (14b)) à six espèces (El Karniya (3a) et Oued Elmanar (7a)) (tableau 27).

III.3.4.3. Indice de diversité (indice de Simpson) et indice de la prédominance (indice d'équitabilité)

Les valeurs de l'indice de Simpson (IS) variaient entre 1 et 3,03, ce qui indique que la population de phlébotomes n'était pas très diversifiée et une faible diversité des espèces dans tous les sites. Cela est confirmé par de l'indice d'équitabilité (E) qui varié entre 0 et 1, indique la dominance de certaines espèces tandis que d'autres ont une faible dominance (fig.49 et tableau 27).

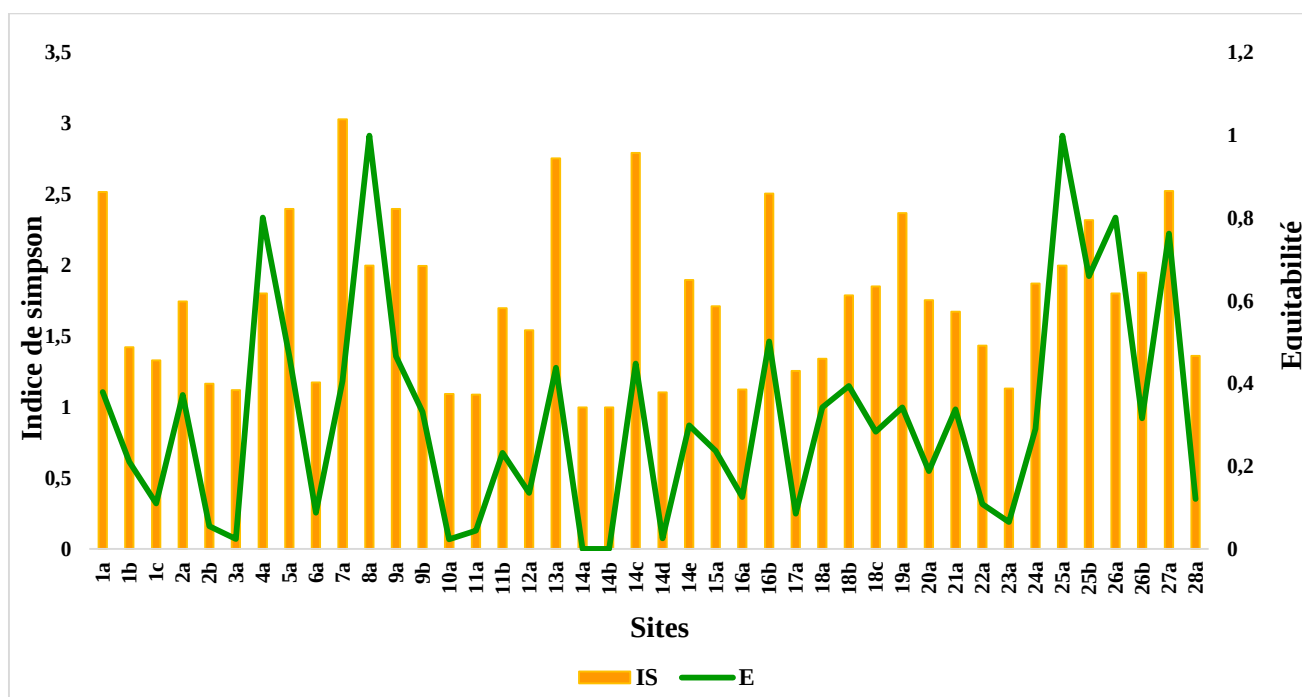


Figure 49 : Variation spatiale de l'indice de Simpson et d'équitabilité dans les sites prospectés.

Résultats et discussion

Tableau 27 : Répartition des phlébotomes collectés (2017-2019) dans les sites étudiés. RS : richesse spécifique ; IS : indice de Simpson ; E : équitabilité.

Indices	Abondance relative (%)								RS	IS	E
Espèces Sites	<i>P. pernicius</i>	<i>P. longicuspis</i>	<i>P. perfiliewi</i>	<i>P. chadlii</i>	<i>P. papatasi</i>	<i>P. sergenti</i>	<i>S. minuta</i>	<i>S. fallax</i>			
1a	58,8	5,9	0	0	17,6	5,9	11,8	0	5	2,52	0,38
1b	82,9	11,4	5,7	0	0	0	0	0	3	1,42	0,21
1c	86	2,7	11,1	0	0,2	0	0	0	4	1,33	0,11
2a	72,2	5,6	0	0	0	0	22,2	0	3	1,75	0,37
2b	92,5	3,1	4,1	0	0	0	0,3	0	4	1,17	0,06
3a	94,5	1,8	0,8	0	1,2	0,2	1,5	0	6	1,12	0,02
4a	66,7	0	33,3	0	0	0	0	0	2	1,80	0,80
5a	58,3	16,7	22,2	0	2,8	0	0	0	4	2,40	0,47
6a	92,1	4,2	3,7	0	0	0	0	0	3	1,18	0,09
7a	51,8	14,8	0	5,6	9,3	1,8	16,7	0	6	3,03	0,41
8a	50	50	0	0	0	0	0	0	2	2	1
9a	59,1	22,7	9,1	0	0	0	9,1	0	4	2,40	0,47
9b	59,7	0	38	0	0,4	0	1,9	0	4	2	0,33
10a	95,6	1,5	1,1	0	1,6	0	0,2	0	5	1,09	0,02
11a	95,8	1,7	2,4	0	0	0	0	0	3	1,09	0,04
11b	72,3	0,6	25,8	0	1,3	0	0	0	4	1,70	0,23
12a	79,3	0	13,2	0	3,3	0,8	3,3	0	5	1,54	0,14
13a	54,4	13,2	20,6	0	4,4	0	7,4	0	5	2,75	0,44
14a	100	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0
14b	100	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0
14c	48,2	25,6	24,6	0	0,3	0	1,3	0	5	2,79	0,45
14d	95,1	0,3	2,9	0	1,4	0	0,3	0	5	1,10	0,03
14e	34,3	0,7	64	0	0	0	1	0	4	1,90	0,30
15a	72,5	3,1	24,1	0	0,3	0	0	0	4	1,71	0,24
16a	94,1	0	0	0	5,9	0	0	0	2	1,13	0,13
16b	56,9	0	15,3	0	5,6	0	22,2	0	4	2,51	0,50
17a	88,9	3,6	6,9	0	0,6	0	0	0	4	1,26	0,09
18a	85	0	0	0	0	0	15	0	2	1,34	0,34
18b	72	11	17	0	0	0	0	0	3	1,79	0,39
18c	70,5	12,5	16,6	0	0,3	0	0	0	4	1,85	0,28
19a	28,7	57,4	10	0	0,8	3,1	0	0	5	2,37	0,34
20a	73,8	11,2	11,2	0	0	1,9	1,9	0	5	1,75	0,19
21a	74,6	6	19,4	0	0	0	0	0	3	1,68	0,34
22a	82,5	3,8	12,4	0	0,9	0	0,4	0	5	1,43	0,11
23a	93,9	4,9	1,2	0	0	0	0	0	3	1,13	0,07
24a	69,4	5,6	22,2	0	0	0	2,8	0	4	1,87	0,29
25a	50	50	0	0	0	0	0	0	2	2	1
25b	50,7	8,4	40,9	0	0	0	0	0	3	2,32	0,66
26a	66,7	0	0	0	33,3	0	0	0	2	1,80	0,80
26b	68,1	8,7	20,3	0	2,9	0	0	0	4	1,95	0,32
27a	23,1	23,1	53,8	0	0	0	0	0	3	2,53	0,76
28a	85,2	0	7,4	0	3,7	0	0	3,7	4	1,36	0,12

III.3.4.4. Indice d'occurrence

Le calcul de l'indice d'occurrence permet de classer les espèces de phlébotomes en 4 catégories : constantes, fréquentes, modérées et sporadiques. Cependant, *P. perniciosus* a enregistré la valeur d'occurrence la plus élevée C=100% elle était présente comme espèce constante, *P. perfiliewi* et *P. longicuspis* étaient fréquentes, présentes dans 76,19 % et 73,8 % de tous les sites testés, respectivement. *P. papatasi* et *S. minuta* étaient modérées, présentes respectivement dans 52,38 % et 42,85 % de tous les sites d'étude. Alors que *P. chadlii* et *S. fallax* étaient les moins présents, ils ont été capturés dans un seul site (2,38%) et trouvés comme espèces sporadiques avec *P. sergenti* capturés dans six sites (14,28%) (fig. 50).

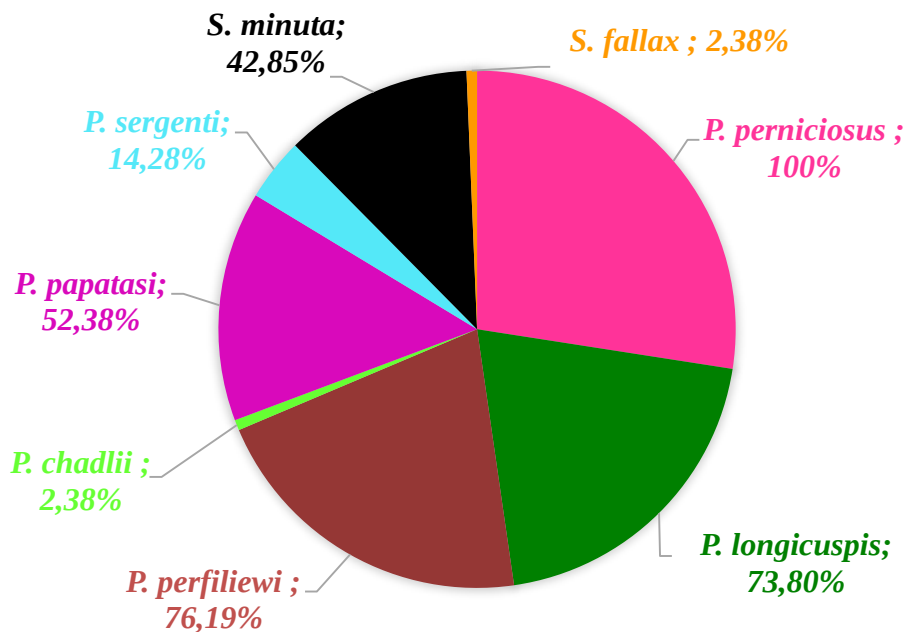


Figure 50 : Occurrence des espèces recensées au cours de la période d'étude.

III.3.4.5. Indice de JACCARD

Le degré de similarité entre les sites d'étude testés par l'indice de JACCARD (CJ). Cet indice permet de comparer les sites étudiés deux à deux et variait de 1 (100 %) à 0,14 (14 %). Sur 68 comparaison paires qui ont montré 100 % de similarité ; 43,47 % étaient entre les sites ruraux (rural-rural), 36,23 % entre les sites ruraux et périurbains, 11,59 % entre les sites ruraux et urbains, 2,9 % entre les sites périurbains/urbains, périurbains/périurbains et urbains/urbains. La valeur la plus faible (14 % de similarité) n'a été enregistrée qu'une seule fois entre deux sites ruraux (fig. 51).

	1a	1b	1c	2a	2b	3a	4a	5a	6a	7a	8a	9a	9b	10a	11a	11b	12a	13a	14a	14b	14c	14d	14e	15a	16a	16b	17a	18a	18b	18c	19a	20a	21a	22a	23a	24a	25a	25b	26a	26b	27a	28a		
1a																																												
1b	0,33																																											
1c	0,6	0,75																																										
2a	0,6	0,5	0,4																																									
2b	0,5	0,75	0,6	0,75																																								
3a	0,83	0,5	0,66	0,5	0,42																																							
4a	0,16	0,66	0,5	0,25	0,5	0,33																																						
5a	0,5	0,75	1	0,4	0,6	0,66	0,50																																					
6a	0,33	1	0,75	0,5	0,75	0,5	0,66	0,75																																				
7a	0,83	0,28	0,42	0,5	0,42	0,71	0,14	0,42	0,28																																			
8a	0,4	0,66	0,5	0,66	0,5	0,33	0,33	0,5	0,66	0,33																																		
9a	0,5	0,75	0,6	0,75	1	0,66	0,50	0,6	0,75	0,42	0,5																																	
9b	0,5	0,4	0,6	0,6	0,6	0,66	0,50	0,6	0,4	0,42	0,2	0,6																																
10a	0,66	0,6	0,8	0,6	0,8	0,83	0,40	0,8	0,6	0,57	0,4	0,8	0,8																															
11a	0,25	1	0,75	0,5	0,75	0,5	0,66	0,75	1	0,28	0,66	0,75	0,4	0,6																														
11b	0,5	0,75	1	0,4	0,6	0,66	0,50	1	0,75	0,42	0,5	0,6	0,6	0,66	0,75																													
12a	0,66	0,33	0,5	0,33	0,5	0,83	0,40	0,5	0,33	0,57	0,16	0,5	0,8	0,66	0,33	0,5																												
13a	0,66	0,6	0,8	0,6	0,8	0,83	0,40	0,8	0,6	0,57	0,4	0,8	0,8	1	0,6	0,8	0,66																											
14a	0,2	0,33	0,25	0,33	0,25	0,16	0,50	0,25	0,33	0,16	0,5	0,25	0,25	0,2	0,33	0,25	0,2	0,2																										
14b	0,2	0,33	0,25	0,33	0,25	0,16	0,50	0,25	0,33	0,16	0,5	0,25	0,25	0,2	0,33	0,25	0,2	0,2	1																									
14c	0,66	0,6	0,8	0,6	0,8	0,83	0,40	0,8	0,6	0,57	0,4	0,8	0,8	1	0,6	0,8	0,66	1	0,2	0,2																								
14d	0,66	0,6	0,8	0,6	0,8	0,83	0,40	0,8	0,6	0,57	0,4	0,8	0,8	1	0,6	0,8	0,66	1	0,2	0,2	1																							
14e	0,5	0,75	0,6	0,75	1	0,66	0,50	0,6	0,75	0,42	0,5	1	0,6	0,8	0,75	0,6	0,5	0,8	0,25	0,25	0,8	0,8																						
15a	0,5	0,75	1	0,4	0,6	0,66	0,50	1	0,75	0,42	0,5	0,6	0,6	0,8	0,75	1	0,5	0,8	0,25	0,25	0,8	0,8	0,75																					
16a	0,4	0,25	0,5	0,25	0,6	0,33	0,33	0,5	0,25	0,33	0,33	0,2	0,5	0,4	0,25	0,5	0,4	0,4	0,5	0,5	0,4	0,4	0,2	0,5																				
16b	0,5	0,4	0,6	0,4	0,6	0,57	0,50	0,6	0,4	0,42	0,2	0,6	1	0,8	0,4	0,6	0,8	0,25	0,25	0,8	0,8	0,6	0,6	0,5																				
17a	0,5	0,75	1	0,4	0,6	0,66	0,50	1	0,75	0,42	0,5	0,6	0,6	0,8	0,75	1	0,5	0,8	0,25	0,25	0,8	0,8	0,6	1	0,5	0,6																		
18a	0,4	0,25	0,25	0,66	0,5	0,33	0,50	0,2	0,25	0,33	0,33	0,5	0,5	0,4	0,25	0,2	0,4	0,4	0,5	0,5	0,4	0,4	0,5	0,2	0,33	0,5	0,2																	
18b	0,33	1	0,75	0,5	0,75	0,5	0,66	0,75	1	0,28	0,66	0,75	0,4	0,6	1	0,75	0,33	0,6	0,33	0,33	0,6	0,6	0,75	0,75	0,25	0,4	0,75	0,25																
18c	0,5	0,75	1	0,4	0,6	0,66	0,50	1	0,75	0,42	0,5	0,6	0,6	0,8	0,75	1	0,5	0,8	0,25	0,25	0,8	0,8	0,6	1	0,5	0,6	1	0,2	0,75															
19a	0,66	0,6	0,8	0,33	0,5	0,83	0,40	0,8	0,6	0,57	0,4	0,5	0,5	0,66	0,6	0,8	0,66	0,66	0,2	0,2	0,66	0,66	0,5	0,8	0,4	0,5	0,8	0,16	0,6	0,8														
20a	0,66	0,6	0,5	0,33	0,8	0,83	0,40	0,5	0,6	0,57	0,4	0,8	0,5	0,66	0,6	0,5	0,66	0,66	0,2	0,2	0,66	0,66	0,8	0,6	0,16	0,5	0,5	0,4	0,6	0,5	0,66													
21a	0,33	1	0,75	0,5	0,75	0,5	0,66	0,75	1	0,28	0,66	0,75	0,4	0,6	1	0,75	0,33	0,6	0,33	0,33	0,6	0,6	0,75	0,75	0,25	0,4	0,75	0,25	1	0,75	0,6	0,6												
22a	0,66	0,6	0,8	0,6	0,8	0,83	0,40	0,8	0,6	0,57	0,4	0,8	0,8	1	0,6	0,8	0,66	1	0,2	0,2	1	1	0,8	0,8	0,4	0,8	0,8	0,4	0,6	0,8	0,66	0,66	0,6											
23a	0,33	1	0,75	0,5	0,75	0,5	0,66	0,75	1	0,28	0,66	0,75	0,4	0,6	1	0,75	0,33	0,6	0,33	0,33	0,6	0,6	0,75	0,75	0,25	0,4	0,75	0,25	1	0,75	0,6	0,6	1	0,6										
24a	0,5	0,75	0,6	0,75	1	0,66	0,50	0,6	0,75	0,42	0,5	1	0,6	0,8	0,75	0,6	0,5	0,8	0,25	0,25	0,8	0,8	1	0,6	0,2	0,6	0,6	0,5	0,75	0,6	0,5	0,8	0,75	0,8	0,75									
25a	0,4	0,66	0,5	0,66	0,5	0,33	0,33	0,5	0,66	0,33	1	0,5	0,2	0,4	0,66	0,5	0,16	0,4	0,5	0,5	0,4	0,4	0,5	0,5	0,33	0,2	0,5	0,33	0,66	0,5	0,4	0,4	0,66	0,4	0,66	0,5								
25b	0,33	1	0,75	0,5	0,75	0,5	0,66	0,75	1	0,28	0,66	0,75	0,4	0,6	1	0,75	0,33	0,6	0,33	0,33	0,6	0,6	0,75	0,75	0,25	0,4	0,75	0,25	1	0,75	0,6	0,6	1	0,6	1	0,75	0,66							

Figure 51 : Indice de similitude de Jaccard calculé pour tous les stations étudiées.

III.3.5. Répartition altitudinale

La répartition altitudinale, le nombre et l'abondance relative des espèces capturées dans la région d'investigation apparaissent dans (tableau 28).

La distribution altitudinale du nombre d'espèces capturées dans la zone d'étude a révélé que l'abondance totale des phlébotomes diminue avec l'altitude ($r = -0,27$, fig. 52) et la majorité (89% %) des spécimens enregistrées ont été capturées à une altitude ≤ 800 m. Les trois vecteurs de la leishmaniose (*P. perniciosus*, *P. perfiliewi*, *P. papatasi*) et *S. minuta* ont été collectés à toutes les altitudes. L'abondance de ces espèces et celle de *P. chadlii* avaient tendance à être négativement corrélées avec l'altitude (fig. 52). En revanche, les abondances de *P. longicuspis*, *P. sergenti* et *S. fallax* avaient tendance à être positivement corrélées avec l'altitude (fig. 52).

Tableau 28 : Le nombre (n) et l'abondance relative (%) des phlébotomes collectés à différentes altitudes dans la région de Mila.

Espèces	Altitude (m)										
	200-400		401-600		601-800		801-1000		1001-1200		Total
	n	%	n	%	n	%	n	%	n	%	
<i>P. perniciosus</i>	1777	32	2340	42,2	913	16,5	275	5	240	4,3	5545
<i>P. longicuspis</i>	36	8,5	195	46,3	63	15	108	25,7	19	4,5	421
<i>P. perfiliewi</i>	182	17,4	321	30,6	426	40,6	76	7,3	43	4,1	1048
<i>P. chadlii</i>	0	0	3	100	0	0	0	0	0	0	3
<i>P. papatasi</i>	15	25,4	29	49,1	4	6,8	3	5,1	8	13,6	59
<i>P. sergenti</i>	1	10	2	20	0	0	6	60	1	10	10
<i>S. minuta</i>	18	24	35	46,7	10	13,3	4	5,3	8	10,7	75
<i>S. fallax</i>	0	0	0	0	1	100	0	0	0	0	1
Total	2029	28,3	2925	40,8	1417	19,8	472	6,6	319	4,5	7162

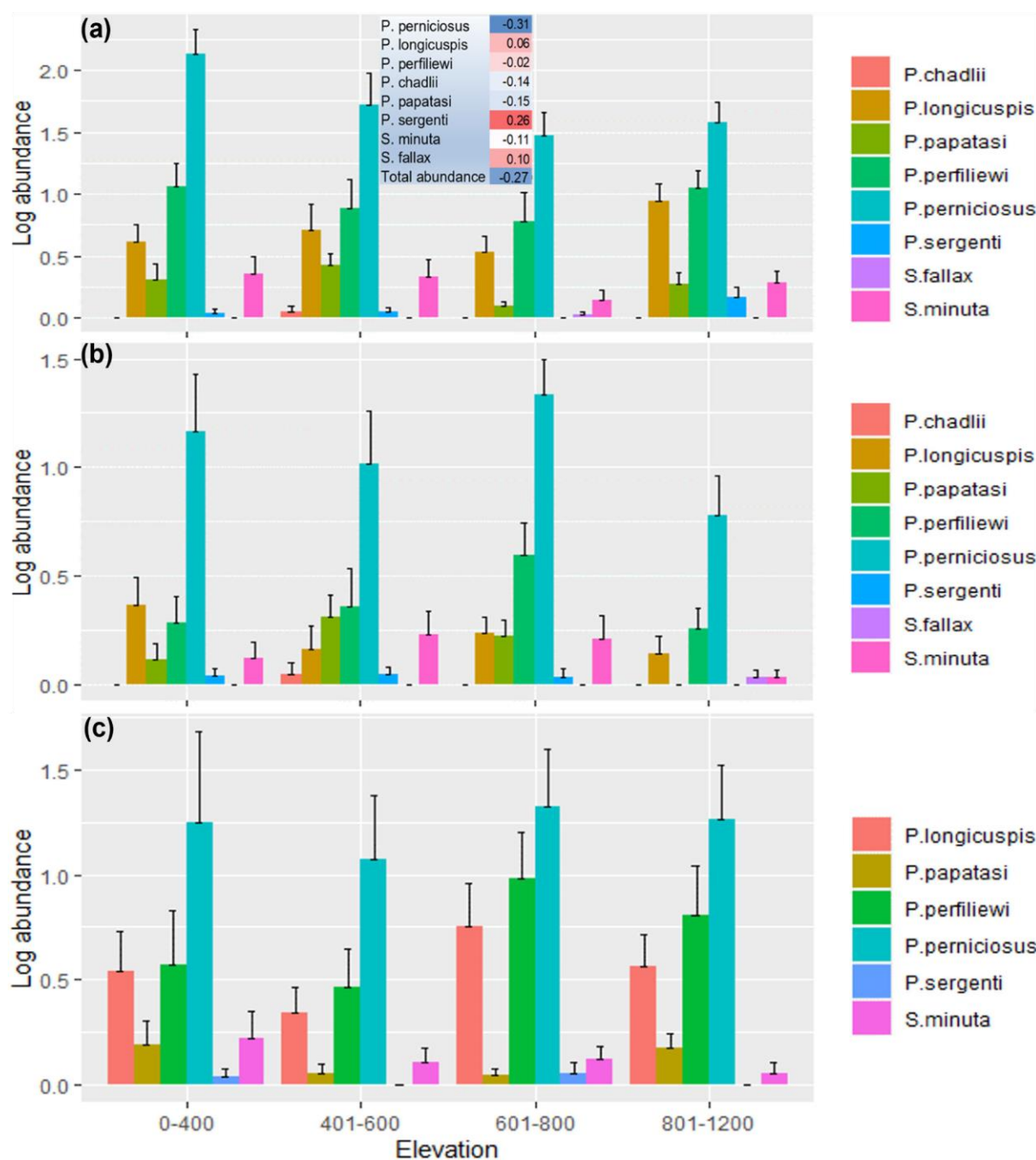


Figure 52 : Abondance des espèces (transformée en logarithme) à travers le gradient altitudinal, en prenant tous les sites échantillonnés ensemble (a), uniquement les sites échantillonnés à l'aide de pièges huileux (b) et uniquement les sites échantillonnés à l'aide de CDC (c). Les valeurs de corrélation de Spearman entre l'abondance de chaque espèce et l'altitude sont également indiquées en (a).

L'espèce la plus prédominante dans notre étude était *P. perniciosus* (77,42 % de la capture totale et $C = 100$ %), vecteur de *L. infantum* MON-1 l'agent causal de la leishmaniose viscérale (Izri et al. 1990). La présence de *P. perniciosus* comme l'espèce la plus abondante est principalement due au fait que cette espèce est exophile et anthrozoophile (Gherbi et al.,

2020). Des résultats similaires ont été rapportés par des études menées dans les régions voisines (**Kabbout et al., 2014 ; Gherbi et al., 2020 ; Ramdane et al., 2018**). Bien que cette espèce soit majoritairement présente aux étages humides et subhumides, sa répartition pourrait s'étendre aux étages semi-arides et arides (**Dedet et al., 1984**).

Dans la présente étude, *P. perniciosus* a été trouvé à toutes les altitudes. Ce résultat est conforme à celui d'autres études menées dans différentes parties du monde. Par exemple, au Maroc, cette espèce est présente à une altitude ≥ 600 m (**Guernaoui et al., 2006**), en Espagne était présent entre 94 m et 1630 m (**Ballart et al., 2014**), en Andorre était présent à une altitude <1000 m (**Ballart et al., 2012**), et dans le Sud de la Suisse était présent entre 300 et 600 m (**Knechtli et Jenni 1989**). L'abondance de *P. perniciosus* était négativement corrélée avec l'altitude et des résultats similaires ont été trouvés en Espagne (**Ballart et al., 2014**). Au Maroc, cependant, l'espèce a montré une forte corrélation positive avec l'altitude (**Guernaoui et al., 2006**).

La deuxième espèce dominante était *P. perfiliewi* (14,63 % de la capture totale et $C = 76,19$ %) vecteur de *L. infantum* MON-24, l'agent causal de la leishmaniose cutanée sporadique (**Izri et Belazzoug, 1993**). Semblable à nos résultats, *P. perfiliewi* était la deuxième espèce dominante dans d'autres régions d'Algérie (Tizi-Ouzou, Tipaza et le village de Taourit-Aden) (**Mouloua et al., 2017 ; Bennai et al., 2018 ; Izri et al., 1990**). Dans notre étude, *P. perfiliewi* est présent aux étages humide, subhumide et semi-aride et ailleurs en Algérie, cette espèce a été collectée dans ces étages bioclimatiques (**Dedet et al., 1984**).

Dans la présente étude, *P. perfiliewi* a été trouvé à toutes les altitudes et il a montré une légère corrélation négative avec l'altitude. Néanmoins, **Tsirigotakis et al., (2018)** et **Simsek et al., (2007)**, ont signalé sa présence seulement à 0-300 m et à 0-199 dans les îles grecques de la mer Égée et en Turquie, respectivement.

Phlebotomus longicuspis, un autre vecteur de *L. infantum* en Algérie (**Berdjane-Brouk et al., 2012**) était présent dans cette étude avec 5,87 % du total capturé, ce qui est comparable à l'étude de **Ramdane et al. (2018)**, dans laquelle *P. longicuspis* représentait 4,02 % du total de capture dans la région de Constantine.

Dans notre étude, cette espèce était présente à toutes les altitudes et au Maroc elle a été signalée entre 400 et 1199 m d'altitude (**Guernaoui et al., 2006**).

Sergentomyia minuta était présent avec seulement 75 spécimens et **Bennai et al., (2018)** ont indiqué des résultats similaires où l'espèce a été trouvée avec seulement 32 spécimens.

Dans la présente étude, *S. minuta* était présent à toutes les altitudes et l'espèce a été trouvée à différentes altitude ailleurs. L'espèce a été trouvée à une altitude allant de 175 à 606 m en France

(Prudhomme et al., 2015) et entre 0 et 600 m dans les îles grecques de la mer Égée (Tsirigotakis et al., 2018). Aussi, *S. minuta* était présent entre 400-1400 m et à 14-2123 au Maroc (Guernaoui et al., 2006 ; Daoudi et al., 2020), et était présent à 200-600 m dans le Sud de la Suisse (Knechtli et Jenni, 1989).

Phlebotomus papatasi le vecteur de *L. major* MON-25, l'agent de la leishmaniose cutanée zoonotique (Izri et al., 1992 ; Harrat et al., 1996) était présent avec 59 spécimens. Des résultats comparables ont été révélés par Kabbout et al. (2014) et Ramdane et al. (2018) dans les régions voisines, où *P. papatasi* a été trouvé avec une faible abondance à Oum El Bouaghi et Constantine, respectivement. En raison de sa adaptation aux conditions arides et semi-arides, cette espèce est particulièrement répandue dans le Nord du Sahara et la zone steppique, mais également été trouvés dans le Tell et les Hauts Plateaux (Bachi, 2006 ; Dedet et al., 1984).

Phlebotomus papatasi était présent à toutes les altitudes. De même, l'espèce collecté à des altitudes allant de 400 à 1800 m au Maroc (Guernaoui et al., 2006, Boussaa et al., 2016), à des altitudes comprises entre 0-1600 m en Turquie (Simsek et al., 2007) et 550 -1100 m dans le Nord-Ouest de l'Éthiopie (Yared et al., 2017). L'abondance de *P. papatasi* a montré une légère corrélation négative avec l'altitude et la même réponse a été observée au Maroc (Boussaa et al., 2016). Néanmoins, certaines études ont rapporté une forte corrélation négative de l'espèce avec l'altitude (Guernaoui et al., 2006 ; Yared et al., 2017 ; Khoshnood et al., 2020) et d'autres ont révélé une faible corrélation positive entre l'abondance de *P. papatasi* et l'altitude (Simsek et al., 2007).

Phlebotomus sergenti le vecteur de *L. killicki*, l'agent responsable de la leishmaniose cutanée (Boubidi et al., 2011) était présent avec 10 spécimens, ce qui est comparable au nombre collecté dans la région de Tizi-Ouzou (Mouloua et al., 2017). L'espèce a une très large aire de répartition, où elle est présente dans le Sud du pays et dans le centre du Sahara (Dedet et al., 1984) et a également été signalée dans le Nord de l'Algérie (Russo et al., 1991).

Phlebotomus sergenti a été trouvé à une altitude comprise entre 200 et 599 m et entre 800 et 1199 m. Cette espèce a été trouvée à 598 m, 424 m et 273 m en Iran (Sofizadeh et al., 2018), à 400-1400 m au Maroc (Guernaoui et al., 2006; Boussaa et al., 2016), entre 0 et 2500 en Arabie Saoudite (Al-Zahrani et al., 1988 ; Doha et Samy, 2010), et à 0-1600 m en Turquie (Simsek et al., 2007). L'abondance de *P. sergenti* a montré une faible relation positive avec l'altitude qui est similaire aux découvertes du Maroc et de la Turquie (Guernaoui et al., 2006 ; Simsek et al., 2007; Boussaa et al., 2016). Néanmoins, en Égypte, cette relation était très positive (Kassem et al., 2012).

Phlebotomus chadlii qui est abondant dans les étages bioclimatiques humides et subhumides de l'Algérie (**Dedet et al., 1984**), a été marqué dans cette étude avec seulement trois spécimens trouvés à 400-599 m d'altitude. Cette espèce était présente à hautes altitudes aux zones bioclimatiques aride et à basses altitudes aux zones bioclimatiques humide au Maroc (**Ouanaimi et al., 2015**).

Sergentomyia fallax qui est répandu dans la partie Sud de l'Algérie, au étage bioclimatique aride et semi-aride (**Russo et al., 1991**), était également rare dans cette étude avec un seul spécimen trouvé à 600-799 m d'altitude. Semblable à notre résultats, l'espèce était présente sporadiquement dans la région semi-aride de la province de Sétif (**Gherbi et al., 2020**) et se trouvait à 400-1199 et 14-1351 m d'altitude au Maroc (**Guernaoui et al., 2006 ; Daoudi et al., 2020**).

III.3.6. Répartition saisonnière

L'abondance mensuelle des espèces de phlébotomes au cours de la période d'échantillonnage a montré la présence de deux pics au cours des deux premières années et d'un pic au cours de la dernière année (fig. 53 a). Le nombre total de phlébotomes capturés atteint son maximum en Juillet (températures moyennes mensuelles = 30,15°C et humidité relative = 39,8%) et en Septembre (températures moyennes mensuelles = 22,6°C et humidité relative = 58 %) en 2017, et en Juin (moyenne mensuelle 22,45°C et humidité relative = 60%) et Juillet (températures moyennes mensuelles = 28,95°C et humidité relative = 40%) en 2018. Durant 2019, le nombre total de phlébotomes capturés atteint son maximum en Juillet (températures moyennes mensuelles = 28,05°C et humidité relative = 43%), et aucun phlébotome n'a été capturé en Août et Septembre de cette année.

Le nombre mensuel de phlébotomes a montré une légère corrélation positive avec la température moyenne mensuelle et une légère corrélation négative avec l'humidité et les précipitations moyennes mensuelles, mais ces corrélations n'étaient pas statistiquement significatives. Le nombre mensuel de l'espèce la plus dominante *P. perniciosus* a montré des réponses similaires aux facteurs climatiques (fig. 53 b).

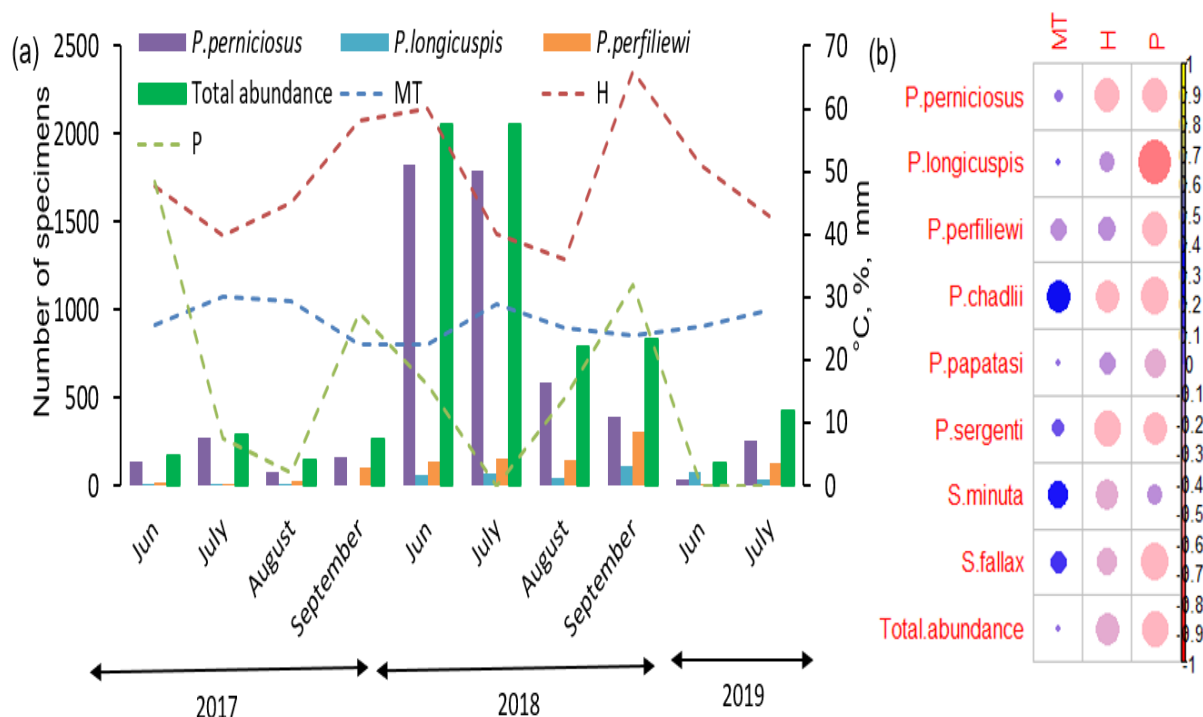


Figure 53 : La dynamique mensuelle (de Juin à Septembre) de l'abondance des espèces de phlébotomes ainsi que les moyennes mensuelles des températures (MT), de l'humidité relative (H) et des précipitations (P) dans la région de Mila (a). Les corrélations de Spearman entre le nombre mensuel d'espèces de phlébotomes et les variables climatiques (b).

Selon les données de saisonnalité, l'abondance des phlébotomes a atteint des pics différents au cours des trois années étudiées. Les pics sont enregistrés en Juillet et en Septembre en 2017, en Juin et Juillet à 2018, et en 2019, un seul pic enregistré en Juillet. Dans une étude menée dans la région de Sétif, limitrophe de la région de Mila, les phlébotomes atteignant leur maximum en Août et Septembre (**Gherbi et al., 2020**). Il est bien connu que les modèles saisonniers d'activité et les heures de pointe des phlébotomes peuvent varier d'une région à l'autre (**Pekağırbaş et al., 2021**) ; et plusieurs études dans différentes parties du monde ont suggéré que les phlébotomes peuvent atteindre leur maximum à différentes saisons et mois (**Wasserberg et al., 2003** ; **Falcão de Oliveira et al., 2016** ; **Thammapalo et al., 2020** ; **Pekağırbaş et al., 2021** ; **Al-Koleeby et al., 2021** ; **Hosseini- Fard et al., 2021**; **Michelutti et al., 2021**). La distribution et l'abondance mensuelles des phlébotomes sont fortement influencées par les facteurs environnementaux tels que la température, l'humidité et les précipitations, qui ont tous des effets directs sur les populations de phlébotomes (**Falcão de Oliveira et al., 2016**).

Aucune corrélation significative n'est trouvée entre le nombre mensuel des phlébotomes et les facteurs climatiques (la température mensuelle, l'humidité mensuelle et les précipitations mensuelles). Cependant, le nombre mensuel des phlébotomes à tendance de corrélér

positivement avec la température ($r = 0.020$, $P = 0.952$) et négativement avec l'humidité ($r = -0.068$, $P = 0.833$) et les précipitations ($r = -0.345$, $P = 0.272$). Nos résultats, en particulier, sont similaires à celles rapportées en Turquie (**Kasap et al., 2009**) et au Brésil (**Miranda et al., 2015 ; Falcão de Oliveira et al., 2016**). Par contre, l'étude menée dans la région de Sétif Nord-Est de l'Algérie a montré une corrélation positive entre le nombre mensuel des phlébotomes et la température (**Gherbi et al., 2020**).

Conclusion et perspectives

Conclusion et perspectives

Pour minimiser les risques des maladies à transmission vectorielle, il est nécessaire de connaître la bio-écologie de ces vecteurs et les facteurs qui affectent leurs répartitions. Ce travail de thèse avait pour objectif d'amener des informations sur les phlébotomes vecteurs de la leishmaniose dans la région de Mila.

C'est dans ce contexte, qu'il a été mené une étude bioécologique sur la population des phlébotomes afin de déterminer leurs biotopes, l'impact des facteurs climatiques et l'altitude sur la distribution spatio-temporelle de ces insectes, ainsi qu'une étude morphométrique pour montrer l'intérêt de la morphométrie dans la classification des phlébotomes.

Les résultats de cette étude, nous ont fourni des données sur la faune de phlébotomes, le lien entre sa dynamique et les facteurs climatiques, le biotope et l'altitude ; ainsi que la définition des caractéristiques morphologiques fiables pour identifier et séparer les espèces de phlébotomes. L'ensemble de ces données a été analysé par des approches statistiques, pour mettre en évidence l'impact de différentes variables sur la distribution spatio-temporelle de phlébotomes.

L'enquête entomologique, ainsi, menée a montré la présence de huit espèces appartenant à deux genres *Phlebotomus* et *Sergentomyia*. *P. perniciosus* étant donné que c'est l'espèce la plus dominante et la plus constante. Alors que, les espèces de phlébotomes capturées comprennent tous les vecteurs de leishmaniose dans la région. Les résultats ont, à cet effet, révélé que la composition et la diversité de la communauté des phlébotomes sont affectées distinctement par le biotope, les zones bioclimatiques et l'altitude dans la région de Mila. De plus, les résultats ont révélé l'effet d'impact de l'altitude sur la diversité de la faune des phlébotomes et ont montré une association négative entre l'abondance totale des phlébotomes et l'altitude. Les résultats obtenus ont également mis en évidence l'importance des zones rurales dans l'hébergement de nombreuses espèces de phlébotomes. Ils ont également montré que le climat, qui implique la température, l'humidité relative et les précipitations, a un effet négligeable sur la faune phlébotomienne. Globalement, les résultats de cette étude peuvent être bénéfiques pour établir des stratégies de lutte anti-vectorielle dans la région de Mila et en Algérie dans son ensemble.

Les résultats de l'étude morphométrique ont indiqué que la morphométrie est une technique très importante pour l'identification des espèces de phlébotomes. Tandis que, les analyses statistiques ont démontré des caractères importants dans la séparation des espèces *P.*

Conclusion et perspectives

perniciosus et *P. longicuspis* tels que L Ph, l Ph, l ci, l cl, A3, A3 / E, P 2, P 4, L, l, L/l, β , Σ , π , α/β , δ/α , l / Σ , NS, L st, L sur, Lpa, vp et fg. Il a été également constaté que les données morphométriques des organes génitaux des mâles sont utiles pour la distinction de deux espèces contrairement aux organes génitaux des femelles, sans oublier également la révélation que tous les caractères étudiés sont utiles pour l'identification des espèces et des genres des phlébotomes à l'exception d'A3, L ci, π , δ/α , l / Σ .

En perspectives, pour confirmer la réponse de la faune des phlébotomes aux facteurs climatiques, d'autres études complémentaires et détaillées intégrant une variété de facteurs sont nécessaires. Principalement, des études sur des mesures quotidiennes telles que les températures diurne et nocturne sont nécessaires. Pour mieux comprendre l'écologie des phlébotomes, l'étude d'autres facteurs qui peuvent affecter leur répartition spatio-temporelle (e.g. la couverture et la topographie du sol) est requise. Par ailleurs, l'identification moléculaire des phlébotomes et de parasites *Leishmania* est nécessaire pour une identification précise des vecteurs de la leishmaniose et de ces agents causals, et donc contribuer à la connaissance des risques d'infection.

Références bibliographiques

A

- Abonnenc E. (1972).** Les Phlébotomes de la région éthiopienne (Diptera : Psychodidae), Mémoires de O.R.S.T.O.M, 55, 290 p.
- Adel A., Boughoufalah A., Saegerman C., De Deken R., Bouchene Z., Soukehal A., Berkvens D., Boelaert M. (2014).** Epidemiology of Visceral Leishmaniasis in Algeria: An Update. *PLoS ONE*. 9(6): e99207. DOI:10.1371/journal.pone.0099207.
- Adel A., Saegerman C., Speybroeck N., Praet N., Victor B., De Deken R., Soukehal A., Berkvens D. (2010).** Canine leishmaniasis in Algeria : True prevalence and diagnostic test characteristics in groups of dogs of different functional type. *Veterinary Parasitology*, 172(3-4), 204–213. doi:10.1016/j.vetpar.2010.05.009.
- Agra M. C. R., Pietra Lemos Costa P. L., Duque A. E. S., Soares E. N. L., Alves L. C., Ramos R. A. N., G. A. Carvalho. (2016).** Sandflies (Diptera : Psychodidae) in an urban area of Northeastern Brazil. *Rev Soc Bras Med Trop*. 49(6) :698-702.
- Ait-Oudhia K., Lami P., Lesceu S., Harrat Z., Hamrioui B., Dedet J. P and Pratlong F. (2009).** Increase in the prevalence of canine leishmaniasis in urban Algiers (Algeria) following the 2003 earthquake. *Annals of Tropical Medicine & Parasitology*, Vol. 103, No. 8, 679–692.
- Akhoundi M., Kuhls K., Cannet A., Votýpka J., Marty P., Delaunay P., Sereno D. (2016).** A Historical Overview of the Classification, Evolution, and Dispersion of Leishmania Parasites and Sandflies. *PLoS Negl Trop Dis* 10(3): e0004349. DOI: 10.1371/journal.pntd.0004349.
- Aklilu E., Gebresilassie A., Yared S., Kindu M., Tekie H., Balkew M., Warburg A., Hailu A and Gebre-Michael T. (2017).** Comparative study on the nocturnal activity of phlebotomine sand flies in a highland and lowland foci of visceral leishmaniasis in northwestern Ethiopia with special reference to *Phlebotomus orientalis*. *Parasites & Vectors*. 10:393 DOI 10.1186/s13071-017-2339-6.
- Alemayehu B and Alemayehu M. (2017).** Leishmaniasis: A Review on Parasite, Vector and Reservoir Host. *Health Science Journal ISSN 1791-809X*. Vol.11 No.4:519. DOI: 10.21767/1791-809X.1000519.
- Alexander B. (2000).** Sampling methods for phlebotomine sandflies. *Med. Vet. Entomol*. 14 (2), 109–122. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2915.2000.00237>.
- Ali N., Khan K., Wahid S., Khan N. H and Shah S .A (2016).** Species composition and activity patterns of sand flies (Psychodidae : Phlebotomine) in four tehsils of Dir Districts, Khyber Pakhtunkhwa, Pakistan. *Acta Trop*. 156:144–151.

- Alikhan M., Al Ghamdi K., Mahyoub J. A., Alanazi, N. (2016).** Public health and veterinary important flies (order : Diptera) prevalent in Jeddah Saudi Arabia with their dominant characteristics and identification key. *Saudi Journal of Biological Sciences*. doi:10.1016/j.sjbs.2016.08.014.
- Al-Koleeby Z., El Aboudi A., Aboulfadl S and Faraj C. (2021).** Diversity and Bionomics of Sandflies (Diptera: Psychodidae) of an Endemic Focus of Cutaneous Leishmaniasis in Zagora Province, Southeast of Morocco. *Journal of Parasitology Research*. ID 8812691, 6 p. <https://doi.org/10.1155/2021/8812691>.
- Allal-Ikhlef A. B. (2018).** Contribution à l'étude du rôle vecteur des phlébotomes dans un foyer à leishmaniose à Draa EL Mizan (Kabylie, Algérie). Thèse Doctorat en sciences, spécialité parasitologie : Université d'Oran. 159p.
- Almeida P. S., Minzão E. R., Minzão L. D., Silva S. R., Ferreira A. D., Faccenda O., Filho J. D. A. (2010).** Ecological aspects of Phlebotomines (Diptera: Psychodidae) in the urban area of Ponta Porã municipality, State of Mato Grosso do Sul, Brazil. *Rev Soc Bras Med Trop*. 43:723-727.
- Alten B. (2010).** Speciation and Dispersion Hypotheses of Phlebotomine Sandflies of the subgenus *Paraphlebotomus* (Diptera: Psychodidae): The Case in Turkey. *Hacettepe J. Biol. & Chem.*, 38 (3) 229-246.
- Alten B., Ozbel Y., Ergunay K., Kasap O. E., Cull B., Antoniou M., Velo E., Prudhomme J., Molina R., Bañuls A. L., Schaffner F., Hendrickx G., Van Bortel W., Medlock J. M. (2015).** Sampling strategies for phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) in Europe. *Bulletin of Entomological Research*. 105, 664–678.
- Al-Zahrani M.A., Peters W., Evans D.A., Ching Chin I., Smith V., Lane R.P. (1988).** *Phlebotomus seigenti*, a vector of *Leishmania tropica* in Saudi Arabia. *Transactions of the royal society of tropical medicine and hygiene*, 82, 416.
- Amaro F., Zé-Zé L., Alves M. J., Börstler J., Clos J., Lorenzen S., Becker S. C., Schmidt-Chanasit J., Cadar D. (2015).** Co-circulation of a novel phlebovirus and Massilia virus in sandflies, Portugal. *Virology Journal*. 12:174.
- Amóra S. S. A., Bevilacqua C. M. L., Feijó F. M. C., Alves N. D., Maciel M. D. V. (2009).** Control of Phlebotomine (Diptera: Psychodidae) Leishmaniasis Vectors. *Neotrop. Entomol*. 38(3):303-310.
- Amorim R. D. F., de Lima M. A. P., da Silva Souza R. O., da Silva U. M., dos Santos A. P., Tavares A. P., Gadelha M. D. S. V., Lima da Silva C. G. (2020).** Characterization of the sandfly fauna in Barbalha, one of the municipalities with the highest leishmaniasis rates in Brazil. *Parasitol. Int*. 80:102245.

- Andrade-Narváez F. J., Vargas-González A., Canto-Lara S. B., Damián-Centeno A. G. (2001).** Clinical picture of cutaneous leishmaniasis due to *Leishmania (Leishmania) mexicana* in the Yucatan peninsula, Mexico. *Mem Inst Oswaldo Cruz*. 96(2): 163–7.
- Angkasekwinai N., Atkins E. H., Johnson R. N., Grieco J. P., Ching W. M., Chao C. C. (2014).** Rapid and Sensitive Detection of *Bartonella bacilliformis* in Experimentally Infected Sand Flies by Loop-Mediated Isothermal Amplification (LAMP) of the Pap31 Gene. *PLOS Neglected Tropical Diseases*. V8, 12, e3342.
- Antonia A. L., Ko D. C. (2020).** Leishmaniasis: A spectrum of diseases shaped by evolutionary pressures across diverse life cycle. *Evolution, Medicine, and Public Health*. 139–140. DOI:10.1093/emph/eoaa032.
- Aronson N. E., Magill A. J. (2020).** Leishmaniasis in: Hunter's Tropical Medicine and Emerging Infectious Diseases (Tenth Edition). Pages 776-798. <https://doi.org/10.1016/B978-0-323-55512-8.00104-6>.
- Arroub H., Belmekki M., Bencharki B., Bahdaoui K and Habbari K. (2016).** Répartition spatio-temporelle de la leishmaniose cutanée dans les zones semi-arides Marocaines. *International Journal of Innovation and Applied Studies* ISSN 2028-9324 Vol. 14 No, pp. 187-197.
- Artemiev M. M. (1991).** A classification of the subfamily Phlebotominae. *Parassitologia*. 33, 69-78.
- Ashwin H., Sadlova J., Vojtkova B., Becvar T., Lypaczewski P., Schwartz E., Greensted E., Van Bocxlaer K., Pasin M., Lipinski K. S., Parkash V., Matlashewski G., Layton A. M., Lacey C. J., Jaffe C. L., Volf P and Kaye P. M. (2021).** Characterization of a new *Leishmania* major strain for use in a controlled human infection model. 12:215 . <https://doi.org/10.1038/s41467-020-20569-3>.
- Athmania D. (2010).** Minralogie des argiles et phénomène de retrait-confluent dans le bassin de Mila (Nord constantinois). Thèse Doctorat en sciences : Université de Mentouri Constantine. 172p.
- Athmania D., Benaissa A., Hammadi A., Mounir Bouassida M. (2010).** Clay and Marl Formation Susceptibility in Mila Province, Algeria. *Geotech Geol Eng* (2010) 28:805–813. DOI 10.1007/s10706-010-9341-5.
- Ayhan N et Charrel R. N. (2018).** Sandfly-Borne Viruses of Demonstrated/Relevant Medical Importance. *Vectors and Vector-Borne Zoonotic Diseases*, Sara Savić, IntechOpen, DOI: 10.5772/intechopen.81023.

Références bibliographiques

- Ayhan N., López-Roig M., Monastiri A., Charrel R. N., Serra-Cobo J. (2021).** Seroprevalence of Toscana Virus and Sandfly Fever Sicilian Virus in European Bat Colonies Measured Using a Neutralization Test. *Virus*, 13, 88. <https://doi.org/10.3390/v13010088>.
- A.N.D.I (Agence Nationale de Développement de l'Investissement). (2013).** La spectaculaire chute de Tamda près Ahmed Rachedi. Rapport technique.

B

- Ba Y. (1999).** “Phlébotomes du Sénégal : Dynamique des populations de trois régions biogéographiques - Rôle dans la transmission des Arbovirus”. Thèse docteur de troisième cycle de Biologie Animale”, Université Cheikh Anta Diop de Dakar Faculté des Sciences et Techniques, 141p.
- Bachi F. (2006).** Aspects épidémiologiques et cliniques des leishmanioses en Algérie. *La Lettre de l'Infectiologue - Tome XXI - n° 1*.
- Bagnouls F. et Gaussen H. (1953).** Saison sèche et indice xérothermique. *Production végétale, Série : Cartographie*. 3 (1): 8- 47.
- Bais S. S., Ratra Y., Khan N. A., Pandey R., Kushawaha P. K., Tomar S., Medigeshi G., Singh A., Basak S. (2019).** Chandipura virus utilizes the prosurvival function of RelA NF- κ B for its propagation. *J Virol*, 93 :e00081-19. <https://doi.org/10.1128/JVI.00081-19>.
- Ballart C., Barón S., Alcover M. M., Portús M., Gállego M. (2012).** Distribution of phlebotomine sand flies (Diptera : Psychodidae) in Andorra : First finding of *P. perniciosus* and wide distribution of *P. ariasi*. *Acta Trop.* 122:155– 159.
- Ballart C., Guerrero I., Castells X., Barón S., Castillejo S., Alcover M. M., Portús M., Gállego M. (2014).** Importance of individual analysis of environmental and climatic factors affecting the density of *Leishmania* vectors living in the same geographical area : the example of *Phlebotomus ariasi* and *P. perniciosus* in northeast Spain. *Geospat Health*. 8(2) :pp. 389-403.
- Barchiche N. A., Madiou M. (2009).** Recrudescence des leishmanioses cutanées : à propos de 213 cas dans la wilaya de Tizi-Ouzou. *Pathologie Biologie*. 57. 65–70.
- Baselga A. (2010).** Partitioning the turnover and nestedness components of beta diversity. *Global Ecology and Biogeography*. 19(1), 134–143.
- Baselga A and Orme C. D. L. (2012).** Betapart: An R package for the study of beta diversity. *Methods in Ecology and Evolution*. 3(5), 808–812.
- Bates P and Rogers M. (2004).** New Insights into the Developmental Biology and Transmission Mechanisms of *Leishmania*. *Current Molecular Medicine*, 4(6), 601–609. [doi:10.2174/156652404336028510.2174/1566524043360285](https://doi.org/10.2174/156652404336028510.2174/1566524043360285).

- Bates P. A. (2007).** Transmission of *Leishmania* metacyclic promastigotes by phlebotomine sand flies. *International Journal for Parasitology*. 37, 1097–1106.
- Bates P. A., Depaquit J., Galati E. A. B., Kamhawi S., Maroli M., McDowell M. A., Picado A., Ready P. D., Salomón O. D., Shaw J. J., Traub-Csekö Y. M and Warburg A. (2015).** Recent advances in phlebotomine sand fly research related to leishmaniasis control. *Parasites & Vectors* 8:131 DOI 10.1186/s13071-015-0712-x.
- Belazzoug S. (1991).** The sandflies of Algeria. *Parasitologia* 33 (Suppl), 85- 87.
- Belazzoug S. (1986).** Decouverte d'un *Meriones shawi* (Rongeur, Gerbillidés) naturellement infesté par *Leishmania* dans le nouveau foyer de leishmaniose cutanée de Ksar Chellala (Algérie). *Bull Soc Pathol Exot.* 79(5): 630–633.
- Belazzoug S. (1983).** Isolation of *Leishmania major* Yakimoff & Schokhor, 1914 from *Psammomys obesus* Gretzschmar, 1928 (Rodentia, Gerbillidae) in Algeria. *Transac Roy Soc Trop Med Hyg*; 77(6), 878.
- Benabdennbi I., Pesson B. (1998).** À propos de la variabilité morphologique de *Phlebotomus perniciosus* (Diptera : Psychodidae). *Bull Soc Franc Parasitol.* 16: 53–60.
- Benallal K., Gassen B., Bouiba L., Depaquit J., Harrat Z. (2013).** Entomological investigation following the resurgence of human visceral leishmaniasis in southern Algeria. *Acta Tropica*. Xxx, xxx– xxx. <http://dx.doi.org/10.1016/j.actatropica.2013.07.017>.
- Benallal K. E., Benikhlef R., Garni R., Gassen B., Dedet J. P., Harrat Z. (2017).** Presence of *Phlebotomus perniciosus* Atypical Form in Algeria. *J Arthropod-Borne Dis*, 11(1) : 139–146.
- Benallal K. E., Garni R., Harrat Z., Volf P., Dvorak V. (2022).** Phlebotomine sand flies (Diptera : Psychodidae) of the Maghreb region : A systematic review of distribution, morphology, and role in the transmission of the pathogens. *PLoS Negl Trop Dis* 16(1) : e0009952. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0009952>.
- Benikhlef R., Pratlong F., Harrat Z., Seridi N., Bendali-Braham S., Belkaid M., Dedet J.P. (2000).** Leishmaniose viscérale infantile causée par *Leishmania infantum* zymodème MON-24 en Algérie. *Bull Soc Pathol Exot.* 94(1): 14–16.
- Benikhlef R., Harrat Z., Toudjine M., Djerbouh A., Bendali-Braham S., Belkaid M. (2004).** Présence de *Leishmania infantum* MON-24 chez le Chien. *Médecine Tropicale*, 64 (4) : 381-383.
- Bennai K., Tahir D., Lafri I., Bendjaballah-Laliam A., Bitam I., Parola P. (2018).** Molecular detection of *Leishmania infantum* DNA and host blood meal identification in *Phlebotomus* in a hypoendemic focus of human leishmaniasis in northern Algeria. *PLoS Negl Trop Dis*. 12(6) : e0006513. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0006513>.

- Bennis I., De Brouwere V., Belrhiti Z., Sahibi H and Boelaert M. (2018).** Psychosocial burden of localised cutaneous Leishmaniasis: a scoping review. *BMC Public Health*.18:358 <https://doi.org/10.1186/s12889-018-5260-9>.
- Berchi S., Bounamous A., Louadi K., Pesson B. (2007).** Différenciation morphologique de deux espèces sympatriques : *Phlebotomus perniciosus* Newstead 1911 et *Phlebotomus longicuspis* Nitzulescu 1930 (Diptera : Psychodidae). *Ann. soc. entomol. Fr. (n.s.)*, 43 (2) : 201-203.
- Berdjane-Brouk Z., Charrel R. N., Bitam I., Hamrioui B., Izri A. (2011).** Record of phlebotomus (transphlebotomus) mascittii grassi, 1908 and phlebotomus (larroussius) chadlii rioux, juminer & gibily, 1966 female in Algeria. *Parasite*, 18, 337-339.
- Berdjane-Brouk Z., Charrel R. N., Hamrioui B., and Izri, A. (2012).** First detection of *Leishmania infantum* DNA in *Phlebotomus longicuspis* Nitzulescu, 1930 from visceral leishmaniasis endemic focus in Algeria. *Parasitol. Res.*111 : 419–422.
- Besbes A., Pousse H., Ben Said M., Kharrat H., Ghenimi L. (1994).** Leishmanioses viscérales infantiles du centre tunisien (221 cas). *Mdd Mal Infect.* 24 : 628-34.
- Bessad A., Mouloua K., Kherrachi I., Benbetka S., Benikhlef R., Mezai G., Harrat Z. (2012).** *Leishmania infantum* MON-1 isolé d'un chacal doré (*Canis aureus*) en Grande Kabylie (Algérie). *Bull. Soc. Pathol. Exot.* 105 :5-7.
- Bockstal L.V., Hendrickx S., Maes L., Caljon G. (2020).** Sand Fly Studies Predict Transmission Potential of Drug-resistant *Leishmania*. *Trends in Parasitology*, Vol. 36, No. 9. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2020.06.00>.
- Bogitsh B. J., Carter E. C., Oeltmann T. N. (2019).** Arthropods as Vectors In: Human Parasitology (Fifth Edition), Pages 331-360.
- Bongiorno G., Habluetzel A., Khoury C., Maroli M. (2003).** Host preferences of phlebotomine sand flies at a hypoendemic focus of canine leishmaniasis in central Italy. *Acta Trop.* 88: 109–116.
- Boubidi S. C., Benallal K., Boudrissa A., Bouiba L., Bouchareb B., Garni R., Bouratbine A., Ravel C., Dvorak V., Votypka J., Volf P., Harrat Z. (2011).** *Phlebotomus sergenti* (Parrot, 1917) identified as *Leishmania killicki* host in Ghardaïa, south Algeria. *Microbes and Infection.* 13, 691-696.
- Boudrissa A., Cherif K., Kherrachi I., Benbetka S., Bouiba L., Boubidi S. C., Benikhlef R., Arrar L., Hamrioui B., Harrat Z. (2012).** Extension de *Leishmania major* au nord de l'Algérie. *Bull Soc Pathol Exot.* 105(1) : 30–35.

Références bibliographiques

- Boudrissa, A. (2014).** Etude éco-épidémiologique de la leishmaniose cutanée du sud de l'Algérie. Thèse Doctorat en Sciences, Option : Biologie et Physiologie animale : Université Ferhat Abbas-Setif 1. 189p.
- Boukraa S., Boubidi S. C., Zimmer J. Y., Francis F., Haubruge E., Alibenali-Lounaci Z., and Doumandji S. (2011).** Surveillance des populations de phlébotomes (Diptera : Psychodidae), vecteurs des agents responsables des leishmanioses dans la région du M'Zab-Ghardaïa (Algérie). *Entomologie faunistique – Faunistic Entomology*. 63 (3) : 97-101.
- Bounamous A., Boudabous R., Jouet D., Augot D., Ferte H., Babba H., Berchi S., and Depaquit j. (2008).** Molecular and morphological characterisation of two closely related species belonging to the subgenus *Phlebotomus chabaudi* Croset, Abonnenc & Rioux, 1970 et P. Rioux Depaquit, Killick-Kendrick & Leger, 1998 (Diptera : Psychodidae). *Parasite*. 15: 565–571.
- Bounamous A. (2010).** Biosystematique et caractérisation par la biologie moléculaire des phlébotomes de l'Est Algérien, Thèse Doctorat en sciences en biologie animale option entomologie : Université de Mentouri Constantine. 302p.
- Bounamous A., Lehrter V., Hadj-Henni L., Delecolle J. C., Depaquit J. (2014).** Limits of a rapid identification of common Mediterranean sandflies using polymerase chain reaction-restriction fragment length polymorphism. *Mem Inst Oswaldo Cruz*, Rio de Janeiro: 1-7.
- Boussaa S., Kahime K., Samy A. M., Ben Salem A., Boumezzough A. (2016).** Species composition of sand flies and bionomics of *Phlebotomus papatasi* and *P. sergenti* (Diptera: Psychodidae) in cutaneous leishmaniasis endemic foci, Morocco. *Parasites Vectors*. 9:60.
- Breitschwerdt E. B and Kordick D. L. (2016).** *Bartonella* Species and Vascular Pathology. *Vascular Responses to Pathogens*. <http://dx.doi.org/10.1016/B978-0-12-801078-5.00006-6>.
- Brunhes J., Hassain K., Rhaim A., Hervy J. P. (2000).** Les especes de l'Afrique mediterranneene : Especes presentes et repartition : (Diptera : Nematocera). *Bull. Ent. France*, Extrait : 105, 195-204.
- Buffet P. (2008).** Leishmaniose cutanée. EMC (Elsevier Masson SAS, Paris), Dermatologie, 98-395-A-15.

- Campino L., Cortes S., Dionísio L., Neto L., Odete Afonso M., Maia C. (2013).** The first detection of *Leishmania major* in naturally infected *Sergentomyia minuta* in Portugal. *Mem Inst Oswaldo Cruz*, Rio de Janeiro, Vol. 108(4): 516-518.
- Carré N., Collot M., Guillard P., Horellou M., Gangneux J. P. (2010).** La leishmaniose viscérale Épidémiologie, diagnostic, traitement et prophylaxie. *J Pharm Clin* ; 29 (3) : 121-48.
- Çetin H., Özbel Y. (2017).** Sand Flies and Their Control Methods. *Türkiye Parazitol Derg.* 41 : 102-13.
- Chanyalew M., Abebe M., Endale B., Girma S., Tasew G., Zandbergen G. V., Ritter U., Gadisa E., Aseffa A., Laskay T. (2020).** Enhanced production of pro-inflammatory cytokines and chemokines in Ethiopian cutaneous leishmaniasis upon exposure to *Leishmania aethiopica*. *Cytokine xxx (xxxx) xxxx*. <https://doi.org/10.1016/j.cyto.2020.155289>.
- Chappuis F., Sundar S., Hailu A., Ghalib H., Rijal S., Peeling R. W., Alvar J and Boelaert M. (2007).** Visceral leishmaniasis: what are the needs for diagnosis, treatment and control?. *Nature Publishing Group*.v:5. DOI: 10.1038/nrmicro1748.
- Chaves L. F., and Añez N. (2016).** Nestedness patterns of sand fly (Diptera : Psychodidae) species in a neotropical semi-arid environment. *Acta Trop.* 153: 7–13.
- Cheghabalaki Z. Z., Yarahmadi D., Karampour M., Shamsipour A. (2019).** Spatial Dynamics of a Phlebotomine Sand Flies Population in Response to Climatic Conditions in Bushehr Province of Iran. *Annals of Global Health.* 85(1): 60, 1–11. DOI: <https://doi.org/10.5334/aogh.30>.
- Cherif K. (2014).** Etude éco-épidémiologique de la leishmaniose cutanée dans le bassin du Hodna (M'sila). Thèse de Doctorat en Sciences. Option : Biochimie. Université Ferhat Abbas Setif, 197p.
- Chiu C. H., Wang Y. T., Walther B. A., Chao A. (2014).** Improved non-parametric lower bound of species richness via a modified Good-Turing frequency formula. *Biometrics.* 70, 671–682.
- Claborn D. M. (2010).** The Biology and Control of Leishmaniasis Vectors. *Journal of Global Infectious Diseases.* Vol-2.
- Croset H., Rioux J. A., Léger N., Houin R., Cadi-Soussi M., Benmansour N., Maistre M. (1977).** Les méthodes d'échantillonnages des populations de phlébotomes en région méditerranéenne. *Coll. Inter. CNRS*, 239. Ecologie des leishmanioses, 139-151.
- Cunze S., Kochmann J., Koch L.K., Hasselmann K. J. Q., Klimpel S. (2019).** Leishmaniasis in Eurasia and Africa : geographical distribution of vector species and pathogens. *R. Soc. open sci.* 6 : 190334. <http://dx.doi.org/10.1098/rsos.190334>.

D

- Dajoz R. (1985).** Précis d'écologie. *Edt. Dunod*, (Paris). France. 505p.
- Dantas-Torres F., Tarallo V. D., Latrofa M. S., Falchi A., Lia R. P., Otranto D. (2014).** Ecology of phlebotomine sand flies and *Leishmania infantum* infection in a rural area of southern Italy. *Acta Tropica*, 137, 67–73. doi:10.1016/j.actatropica.04.034 10.1016/j.actatropica.2014.04.034.
- Daoudi M. M., Boussaa S., Boumezzough A. (2020).** Modeling Spatial Distribution of *Sergentomyia minuta* (Diptera: Psychodidae) and Its Potential Implication in Leishmaniasis Transmission in Morocco. *J Arthropod-Borne Dis.* 14(1) : 17–28.
- Debbache L. (2017).** La dimension spatiale du développement local dans l'état de Mila entre programmes sectoriels et nouveau dynamisme économique. *D Science et technologie*, 40-31.
- Dedet J. P., Addadi K., Belazzoug S. (1984).** Les Phlébotomes (Diptera : Psychodidae) d'Algérie. *Cah. ORSTOM. Ser. Ent. Med. Parasitol* .vol XXII, №22, 99-127.
- Dedet J. P. (2002).** Current Status Of Epidemiology Of Leishmaniasis; in *Leishmania* (edit: Farrell JP). *World Class Parasites. Volume 4.* 194p.
- Dedet J. P. (2009).** Leishmaniasis, leishmanioses : biologie, clinique et thérapeutique. EMC (Elsevier Masson SAS, Paris), *Maladies infectieuses*, 8-506-A-10.
- Depaquit J., Grandadam M., Fouque F., Andry P. E., Peyrefitte C. (2010).** Arthropod-borne viruses transmitted by Phlebotomine sandflies in Europe: a review. *Euro Surveill.* 15 (10) : pii=19507.
- Depaquit J., Ferté H., Léger N., Lefranc F., Alves-Pires C., Hanafi H., Maroli M., Morillas-Marquez F., Rioux J. A., Svobodova M., Volf P. (2002).** ITS 2 sequences heterogeneity in *Phlebotomus sergenti* and *Phlebotomus similis* (Diptera, Psychodidae): possible consequences in their ability to transmit *Leishmania tropica*. *International Journal for Parasitology*, 32, 1123–1131.
- Depaquit J., Bounamous A., Akhoundi M., Augot D., Sauvage F., Dvorak V., Chaibullinova A., Pesson B., Volf P., Leger N. (2013).** A taxonomic study of *Phlebotomus* (*Larroussius*) *perfiliewi*. *Infection, Genetics and Evolution.* 20, 500–508. <http://dx.doi.org/10.1016/j.meegid.2013.10.006>.
- Depaquit J et Léger N. (2017).** Les phlébotomes (*Diptera : Psychodidae : Phlebotominae*). In : *Entomologie Médicale et Vétérinaire*, Duvallet G, Fontenille D & Robert V (Ed.) : 295-320.
- Díaz-Sáez V., Corpas-López V., Merino-Espinosa G., Morillas-Mancilla M. J., Abattouy N., Martín-Sánchez J. (2021).** Seasonal dynamics of phlebotomine sand flies and

Références bibliographiques

autochthonous transmission of *Leishmania infantum* in high-altitude ecosystems in southern Spain. *Acta Trop.*, 213, 10.1016/j.actatropica.2020.105749.

Dinesh D. S., Das P., Picado A., Davies C., Speybroeck N., Boelaert M., Coosemans M. (2008). The efficacy of indoor CDC light traps for collecting the sandfly *Phlebotomus argentipes*, vector of *Leishmania donovani*. *Medical and Veterinary Entomology*. 22, 120–123.

Djebbouh A., Toudjine M., Djoudi M., Benikhlef R., Harrat Z. (2005). La leishmaniose canine en Algérie : essai de traitement par l'allopurinol. *Ann. Méd. Vét.*, 149, 132-134.

Djoudi M., Triki-Yamani R. R., Kaidi R., Bachir-Pacha M. (2015). The feline leishmaniose in the region of Algiers. *Agriculture - Science and Practice*. 1- 2(93-94).

Doha S. A., Samy A. M. (2010). Bionomics of phlebotomine sand flies (Diptera Psychodidae) in the province of Al-Baha, Saudi Arabia. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*. 105, 850–856.

Dokianakis E., Tsirigotakis N., Christodoulou V., Poulakakis N and Antoniou M. (2018). Identification of wild-caught phlebotomine sand flies from Crete and Cyprus using DNA barcoding. *Parasites & Vectors* 11:94. DOI 10.1186/s13071-018-2676-0.

Dokianakis E., Tsirigotakis N., Christodoulou V., Poulakakis N., Antoniou M. (2016). DNA sequencing confirms PCR-RFLP identification of wild caught Larroussius sand flies from Crete and Cyprus. *Acta Tropica*. <http://dx.doi.org/10.1016/j.actatropica.2016.09.003>.

Dolmatova A.V., Demina N. A (1971). “Les phlébotomes (phlebotominae) et les maladies qu'ils transmettent”. *ORSTOM. Initiations- Documentations Techniques*, Paris. 169 p.

Dostálová A and Volf P. (2012). Leishmania development in sand flies: parasite-vector interactions overview. *Parasites & Vectors*, 5:276.

Dujardin J. P., Le Pont F. (2004). Geographic variation of metric properties within the neotropical sandflies. *Infection, Genetics and Evolution*, 4(4), 353–359. doi:10.1016/j.meegid.2004.05.001.

Duvallet G. (2006). Parasites, vecteurs de pathogènes et changements climatiques. *Hydroécol. Appl. Tome*. 15, pp. 87–96.

E

El Aasri A., Zakaria A., El Kharrim K., Belghyti D. (2016). Profil Épidémiologique De La Leishmaniose Cutanée Dans La Région Du Gharb- Maroc De 2006 À 2014. *European Scientific Journal*. vol.12, No.3 ISSN: 1857 – 7881 (Print) e - ISSN 1857- 7431.

Références bibliographiques

- El Aasri A., Shawket N., El Madhi Y., El Kharrim K., Belghyti D. (2018).** Sand flies (Diptera: Psychodidae) vectors of Leishmania: Notes on five species captured in Bni Oual locality, northwestern Morocco. *Entomologie Faunistique – Faunistic Entomology* 71.
- El Hajj R., El Hajj H., Khalifeh I. (2018).** Fatal Visceral Leishmaniasis Caused by *Leishmania infantum*, Lebanon. *Emerging Infectious Diseases*. Vol. 24.
DOI: <https://doi.org/10.3201/eid2405.180019>.
- Elnaiem D. A., Hassan H. K., and Ward R. D. (1999).** Associations of Phlebotomus orientalis and other sandflies with vegetation types in the eastern Sudan focus of kala-azar. *Med. Vet. Entomol.* 13: 198–203.
- Elnaiem D. E., Khogali A., Alsharif B., Dakein O., Jibreel T., Hassan M., Edries H. H., Elhadi H., Elnur B., Osman O. F., Boer M. D, Alvar J and Khalid N. M. (2020).** Understanding sand fly sampling methods: sticky traps are attraction-based and not interceptive sampling tools of Phlebotomus orientalis. *Parasites Vectors*. 13 :389.
<https://doi.org/10.1186/s13071-020-04249-1>.
- Emberger L. (1955).** Une classification biogéographique des climats. *Rec. Trav. Lab. Bot. Zool. Fac. Sc de Montpellier* 7: 3-43.
- Es-Sette N., Ajaoud M., Bichaud L., Hamdi S., Mellouki F., Charrel R.N and Lemrani M. (2014).** *Phlebotomus sergenti* a common vector of *Leishmania tropica* and Toscana virus in Morocco. *J Vector Borne Dis* 51, pp. 86–90.
- Es-Sette N., Ajaoud M., Charrel R. N., Lemrani M. (2016).** Épidémiologie moléculaire des phlebovirus dans quatre provinces du Maroc. *Bulletin de La Société de Pathologie Exotique*, 109(3), 143–150. Doi : 10.1007/s13149-016-0498-x.

F

- Falcão de Oliveira E., Casaril A. E., Fernandes W. S., Ravanelli M. D. S., Medeiros M. J. D., Gamarra R. M., Paranhos Filho A. C., Oshiro E. T., Gutierrez de Oliveira A., Galati E. A. B. (2016).** Monthly Distribution of Phlebotomine Sand Flies, and Biotic and Abiotic Factors Related to Their Abundance, in an Urban Area to Which Visceral Leishmaniasis Is Endemic in Corumbá, Brazil. *PLoS ONE*. 11(10): e0165155.
DOI:10.1371/journal.pone.0165155.
- Faurie C., Ferra C. H., Medori P., Devaux J., Hemptinne J. L. (2003).** *Ecologie : approche scientifique et pratique*. Paris, *Ed. Techniques et Documentations*. 407 p.
- Fischer D., Moeller P., Thomas S. M., Naucke T. J., Beierkuhnlein C. (2011).** Combining Climatic Projections and Dispersal Ability: A Method for Estimating the Responses of Sandfly Vector Species to Climate Change. *PLoS.Neglected Tropical diseases*. 5. 11. e1407.

Fontenille D, Almeras L, Garros C. (2017). Concepts et méthodes d'identification des espèces d'arthropodes. *In* : Entomologie Médicale et Vétérinaire, Duvallet G, Fontenille D & Robert V (Ed.) : 61-78.

Frahtia-Benotmane K. (2015). Detection moléculaire des leishmanies à partir du genre *phlebotomus* (Diptera : Psychodidae) : Tendance vers la régression de la leishmaniose à Constantine ?. Thèse Doctorat en Sciences en Biologie Animale, Option : Entomologie : Université de Mentouri Constantine. 141p.

G

Gaglio G, Napoli E, Arfuso F, Abbate J. M, Giannetto S, and Brianti E. (2018). Do Different LED Colours Influence Sand Fly Collection by Light Trap in the Mediterranean?. *BioMed Research International*, 6432637, 7 pages. <https://doi.org/10.1155/2018/6432637>.

Galati E. A. B. (2003). Classificacao de Phlebotominae. *In* : Rangel ER, Lainson R, editors. *Flebotomineos do Brasil*. Editora Fiocruz, Rio de Janeiro, Brazil. p. 23–52.

Galati E. A. B. (2018). Phlebotominae (Diptera, Psychodidae): Classification, Morphology and Terminology of Adults and Identification of American Taxa. *In* *Brazilian Sand Flies Biology, Taxonomy, Medical Importance and Control*. p 09-212 (edt: Elizabeth F. Rangel et Jeffrey J. Shaw).

Gálvez R., Montoya A., Fontal F., Martínez De Murguía L., Miró G. (2018). Controlling phlebotomine sand flies to prevent canine *Leishmania infantum* infection: A case of knowing your enemy. *Research in Veterinary Science*. 121-94–103. <https://doi.org/10.1016/j.rvsc.2018.10.008>.

Gaouaoui R., Zeroual S and Boudjelida H. (2017). Association between climatic changes and leishmaniasis incidence in Biskra district, Algeria. *Journal of Entomology and Zoology Studies*; 5(6): 43-49.

Gebresilassie A., Yared S., Aklilu E., Kirstein O. D., Moncaz A., Tekie H., Balkew M., Warburg A., Hailu A and Gebre-Michael. (2015). The influence of moonlight and lunar periodicity on the efficacy of CDC light trap in sampling *Phlebotomus* (*Larrousius*) *orientalis* Parrot, 1936 and other *Phlebotomus* sandflies (Diptera: Psychodidae) in Ethiopia. *Parasites & Vectors*. 8 :106. DOI 10.1186/s13071-015-0723-7.

Ghazanfar M et Malik M.F. (2016). Sandfly and Leishmaniasis: A review. *Ecosystem Ecology*. 6. 6:3.

Gherbi R. (2020). Inventaire, Biologie et Ecologie des Phlebotominae (Diptera, Psychodidae) dans la région semi-aride (cas de la région de Sétif) avec detection et identification des

espèces de Leishmanies. Thèse de doctorat LMD. Spécialité : Ecologie animale. Université Ferhat Abbas Sétif 1. 203p.

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

Ghosh S., Dutta K., Basu A. (2013). Chandipura Virus Induces Neuronal Death through Fas-Mediated Extrinsic Apoptotic Pathway. *Journal of Virology*; 87, 22. doi:10.1128/JVI.01864-13.

Gijón-Robles P., Abattouy N., Corpas-López V., El Khalfaoui N., Morillas-Márquez F., Riyad M., Martín-Sánchez J., Díaz-Sáez V. (2021). Intra and peridomiciliary comparison of density, sex ratio and gonotrophic stage of *Phlebotomus sergenti* in an active anthroponotic cutaneous leishmaniasis focus in Morocco. *Acta Tropica* 221, 106005. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2021.106005>.

Githeko A. K., Lindsay S. W., Confalonieri U. E et Patz A. J. (2000). Changement climatique et maladies à transmission vectorielle : une analyse régionale. *Bulletin of the World Health Organization.* 78 (9): 1136-1147.

Godoy R. E., Galati E. A. B., Cordeiroestrela P., De Souza N. A., Dos Santos T. V., De Sousa L. C., Rangel E. F. (2014). Comparative study of the phlebotomine sand fly species (Diptera : Psychodidae : Phlebotominae) of the genera *Nyssomyia* Barretto, 1962, *Bichromomyia* Artemiev, 1991, and *Migonemyia* Galati, 1995, vectors of American cutaneous leishmaniasis in Brazil. *Zootaxa*, 3838(5), 501. doi:10.11646/zootaxa.3838.5.1

Golczer G and Arrivillaga J. (2015). Use and trends of molecular markers in sandflies (Diptera: Psychodidae). *Bol. Mal. Salud Amb.* Vol. LV (1): 19-40.

Gomila A., Vanzo C., Garnero A., Peruzzo L and Badalotti M. (2017). Visceral leishmaniasis. Pediatric case report. *Arch Argent Pediatr*; 115(4):e251-e254.

Gossage S. M., Rogers M. E., Bates P. A. (2003). Two separate growth phases during the development of *Leishmania* in sand flies: implications for understanding the life cycle. *International Journal for Parasitology.* 33 1027–1034.

Guernaoui S., Boumezzough A., Laamrani A. (2006). Altitudinal structuring of sand flies (Diptera : Psychodidae) in the High-Atlas mountains (Morocco) and its relation to the risk of leishmaniasis transmission. *Acta Trop.* 97: 346–351.

Guler S., Guler E., Caglayik D. Y., Kokoglu O. F., Ucmak H., Bayrakdar F., Uyar Y. (2012). A sandfly fever virus outbreak in the East Mediterranean region of Turkey.

International Journal of Infectious Diseases, 16(4), e244–e246. doi:10.1016/j.ijid.2011.12.001.

H

Hadj Slimane T., Senouci K., Midoun N., Bouchetara A., Laradj A., Bittar F. (2018). Epidemiology of Infantile Visceral Leishmaniasis in Western Algerian And The Convenience of Serum For The Disease Diagnosis by PCR and Immunochromatography. *IJMCM*, Vol 7, No 1. DOI:10.22088/IJMCM.BUMS.7.1.32.

Halada P., Hlavackova K., Dvorak V., Volf P. (2018). Identification of immature stages of phlebotomine sand flies using MALDI-TOF MS and mapping of mass spectra during sand fly life cycle. *Insect Biochemistry and Molecular Biology*. 93, 47e56.

Hamarsheh O., Presber W., Al-Jawabreh A., Abdeen Z., Amro A., Schönián G. (2009). Molecular markers for *Phlebotomus papatasi* (Diptera: Psychodidae) and their usefulness for population genetic analysis. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*. 103, 1085—1086.

Harrat Z., Hamrioui B., Belkaid M., Tabet-derraz O. (1995). Point actuelles sur l'épidémiologie des leishmanioses en Algérie. *Bull.Soc.Path.Ex.*, 88, 180,184.

Harrat Z., Pratlong F., Belazzoug S., Dereure J., Deniau M., Rioux J. A., Belkaid M., Dedet J. P. (1996). *Leishmania infantum* and *Leishmania major* in Algeria. *Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg.* 90(6): 625-629.

Harrat Z., Boubidi S. C., Pratlong F., Benikhlef R., Selt B., Dedet J. P., Ravel C., Belkaid M. (2009). Description of a dermatropic *Leishmania* close to *L. killicki* (Rioux, Lanotte & Pratlong 1986) in Algeria. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*. 103, 716—720.

Harrat Z., Belkaid M. (2003). Les leishmanioses dans l'Algérois. Données épidémiologiques. *Bull. Soc. Pathol. Exot.*, 96, 3, 212-214.

Hide M. (2004). Variabilité pathogénique du complexe *Leishmania donovani*, agent de la leishmaniose viscérale : Etude comparatives des caractères biologiques, génétiques et d'expression génique. Thèse Doctorat en Parasitologie, Université de Montpellier II, France.

Hosseini-Fard E., Salehzadeh A., Maghsood A. H., Davari1 B., Zahirnia A. H. (2021). Species Composition and Seasonal Activity of Phlebotominae Sand Flies in Kuhdasht City, Lorestan Province, Iran. *Indian Journal of Forensic Medicine & Toxicology*. Vol. 15, No. 2.

I

Références bibliographiques

- Ikeogu N. M., Akaluka G. N., Edechi C. A., Salako E. S., Onyilagha C., Barazandeh A. F. and Uzonna J. E. (2020).** Leishmania Immunity: Advancing Immunotherapy and Vaccine Development. *Microorganisms*, 8, 1201. Doi: 10.3390/microorganisms8081201.
- Inbar E., Hughitt V. K., Dillon L. A. L., Ghosh K., El-Sayed N. M., Sacks D. L. (2017).** The transcriptome of Leishmania major developmental stages in their natural sand fly vector. *mBio* 8:e00029-17. <https://doi.org/10.1128/mBio.00029-17>.
- Izri M. A., Belazzoug S., Boudjebba Y., Dereure J., Pratlong F., Delalbre-Belmonte A. (1990).** *Leishmania infantum* MON 1, isolée de *Phlebotomus perniciosus* en Kabylie, Algérie. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée*. 65(3) :151-152.
- Izri M.A., Belazzoug S., Pratlong F., Rioux J. A. (1992).** Isolement de *Leishmania major* chez *Phlebotomus papatasi* à Biskra (Algérie) : fin d'une épopée écoépidémiologique. *Ann Parasitol Hum Comp*. 67(1): 31–32.
- Izri M. A., Belazzoug S. (1993).** *Phlebotomus (Larroussius) perfiliewi* naturally infected with dermatropic *Leishmania infantum* at Ténès, Algeria. *Tran. Royal. Soc. Trop. Med. Hyg.*, 87, 399.
- Izri A., Depaquit J., Parola P. (2006).** Phlébotomes et transmission d'agents pathogènes autour du bassin méditerranéen. *Med. Trop*. 66 : 429 - 435.
- Izri A., Bendjaballah A., Andrianthanirina V., and Durand R. (2014).** Cutaneous Leishmaniasis Caused by *Leishmania killicki*, Algeria. *Emerging Infectious Diseases* .Vol. 20, No. 3.
- Izri A., Bendjaballah-Laliam A., Sereno D., Akhoundi M. (2021).** Updates on Geographical Dispersion of Leishmania Parasites Causing Cutaneous Affections in Algeria. *Pathogens*, 10, 267. <https://doi.org/10.3390/pathogens10030267>.

J

- Jancarova M., Bichaud L., Hlavacova J., Priet S., Ayhan N., Spitzova T., Volf P and Remi N. Charre R. N. (2019).** Experimental Infection of Sand Flies by Massilia Virus and Viral Transmission by Co-Feeding on Sugar Meal. *Viruses*, 11, 332. Doi : 10.3390/v11040332.

K

- Kabbout N., Merzoug D., and Chenchouni H. (2014).** Ecological Status of Phlebotomine Sandflies (Diptera: Psychodidae) in Rural Communities of Northeastern Algeria. *J Arthropod Borne Dis*. 10(1):24–38.

- Kahime K., Boussaa S., El Mzabi A., Boumezzough A. (2015).** Spatial relations among environmental factors and phlebotomine sand fly populations (Diptera : Psychodidae) in central and southern Morocco. *Journal of Vector Ecology*, 40(2), 342–354. doi:10.1111/jvec.12173.
- Kasap O. E., Belen A., Kaynas S., Simsek A. M., Levent Biler L., Ata N., Alten B. (2009).** Activity Patterns of Sand Fly (Diptera : Psychodidae) Species and Comparative Performance of Different Traps in an Endemic Cutaneous Leishmaniasis Focus in Cukurova Plain, Southern Anatolia, Turkey. *ACTA VET. BRNO*. 78: 327–335. DOI : 10.2754/avb200978020327.
- Kassem H. A., Siri J., Kamal H. A., Wilson M. L. (2012).** Environmental factors underlying spatial patterns of sand flies (Diptera: Psychodidae) associated with leishmaniasis in southern Sinai, Egypt. *Acta Trop*. 123: 8– 15.
- Kato H., Gomez E. A., Cáceres A. G., Uezato H., Mimori T and Hashiguchi Y. (2010).** Molecular Epidemiology for Vector Research on Leishmaniasis. *Int. J. Environ. Res. Public Health*, 7, 814-826.
- Kavur H. (2021).** TRsandflies : A Web-Based Software for the Morphometric Identification of Sand Flies in Turkey. *Journal of Medical Entomology*, 58(3), 2021, 1149–1156. Doi : 10.1093/jme/tjaa275.
- Khezzani B., Bouchemal S. (2017).** Demographic and spatio-temporal distribution of cutaneousleishmaniasis in the Souf oasis (Eastern South of Algeria): Results of 13years. *Acta Tropica*. 166, 74–80.
- Khoshnood S., Tavalla M., Abtahi S. M., Jalali-Galousang A., Mohaghegh M. A., Khamesipour F., Hejazi S. H. (2020).** Study of fauna, activity patterns and Leishmania infection rate of phlebotomine sand flies in Western Iran. *J Parasit Dis*.45 (1):263–272.
- Killick-Kendrick R. (1999).** The biology and Control of Phlebotomine Sandflies. *Clin. Dermatol*. 17, 279-289.
- Killick-Kendrick R. (2002).** Phlebotomine sand flies: biology and control. In *Leishmania* (edit: Farrell JP). World Class Parasites. Volume 4. 194p.
- Killick-Kendrick R. (1990).** The life-cycle of *leishmania* in the sandfly with special reference to the form infective to the vertebrate host. *Ann. Parasitol. Hum. Comp.*, 65, Suppl. I: 37-42.
- Kima P. E. (2007).** The amastigote forms of *Leishmania* are experts at exploiting host cell processes to establish infection and persist. *Int J Parasitol*. 37(10): 1087–1096.
- Kimblin N., Peters N., Debrabant A., Secundino N., Egen J., Lawyer P., Fay M. P., Kamhawi S., and Sacks D. (2008).** Quantification of the infectious dose of *Leishmania*

Références bibliographiques

major transmitted to the skin by single sand flies. *PNAS*. vol. 105 .no. 29. DOI:10.1073/pnas.0802331105.

Knechtli R., Jenni L. (1989). Distribution and relative density of three sandflies (Diptera: phlebotominae) species in southern Switzerland. *Ann. Parasitol. Hum. Comp.* 64: 53-63.

Koch L.K., Kochmann J., Klimpel S and Cunze S. (2017). Modeling the climatic suitability of leishmaniasis vector species in Europe. *Scientific REpOrTs*.7: 13325.

Konate I ., Sangare I., Zoungrana J., Meda Z. C., Kafando C., Sawadogo Y., Dabiré R., Meda N., Diallo B., Andonaba J. B., Barro-Traoré F., Niamba P., Traoré A. (2020). Description d'un nouveau foyer épidémique de leishmaniose cutanée à *Leishmania major* à l'Ouest du Burkina Faso. *Pan African Medical Journal*. 35:65. DOI: 10.11604/pamj.35.65.20825.

Kumar N.P., Srinivasan R and Jambulingam P. (2012). DNA barcoding for identification of sand flies (Diptera: Psychodidae) in India. *Molecular Ecology Resources*.12, 414–420.

Kumar A. (2013). *Leishmania and Leishmaniasis*. SpringerBriefs in Immunology 3, DOI 10.1007/978-1-4614-8869-9_1, © Springer Science+Business Media New York. p90.

L

Laboudi M., Sahibi H., Elabandouni M., Nhammi H., Ait Hamou S., Sadak A. (2018). A review of cutaneous leishmaniasis in Morocco: A vertical analysis to determine appropriate interventions for control and prevention. *Acta Tropica*, <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2018.07.019>.

Lane R. P. (1986). Recent advances in the systematics of phlebotomine sandflies. *International Journal of Tropical Insect Science*, 7(02), 225–230. Doi : 10.1017/s1742758400008997.

Lane R. P. (1993). Sandflies (Phlebotominae). In *Medical Insects and Arachnids*. Springer Editions Chapman & Hall, p: 78 - 119. (Edit: Lane R P and Crosskey R W).

Laranjeira-Silva M. F., Hamza I., Pérez-Victoria J. M. (2020). Iron and Heme Metabolism at the *Leishmania*–Host Interface. *Trends in Parasitology*. Vol. xx, No. xx <https://doi.org/10.1016/j.pt.2019.12.010>.

Lawyer P. G., Perkins P. V. (2000). Leishmaniasis and trypanosomiasis In: *Medical Entomology – A textbook on public health and veterinary problems caused by arthropods*, Eldridge, B.F., Edman, J.D., Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, , 231-298.

Lawyer P., Killick-Kendrick M., Rowland T., Rowton E and Volf P. (2017). Laboratory colonization and mass rearing of phlebotomine sand flies (Diptera, Psychodidae). *Parasite*. 24, 42. DOI : 10.1051/parasite/2017041.

Références bibliographiques

- Léger N., Pesson B., Madulo-Leblond G., Abonnenc E. (1983).** Sur la différenciation des femelles du sous-genre *Larroussius* Nitzulescu, 1931 (Diptera, Phlebotomidae) de la région méditerranéenne. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée*, 58, 611–623.
- Léger N., Depaquit J. (1999).** Les Phlébotomes. In Dedet J-P., Les Leishmanioses, *Ellipses Ed.*, Paris, 89-108.
- Léger N., Depaquit J. (2001).** Les phlebotomes et leur rôle dans la transmission des leishmanioses. *Rev. Fr. labo*, № 338, 41-48.
- Lekouch I. (2010).** Production d'eau potable par condensation passive de l'humidité atmosphérique (rosée). Thèse de doctorat Université Pierre et Marie Curie - Paris VI ; Université Ibn Zohr, Agadir. p 219.
- Lemma W. (2018).** Zoonotic leishmaniasis and control in Ethiopia. *Asian Pacific Journal of Tropical Medicine*. 11(5): 313-319. DOI: 10.4103/1995-7645.233178.
- Leng Y. J. (1987).** A preliminary survey of phlebotomine sandflies in limestone caves of Sichuan and Guizhou provinces, South West China, and description and discussion of a primitive new genus *Chinius*. *Ann. Trop. Med. Parasitol.* 81. 311-317.
- Lévêque C. (2001).** Ecologie de l'écosystème à la biosphère. *Masson Sciences ed. Dunod*, Paris. 502p.
- 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 and Wallace F. G. (1980).** A newly revised classification of the Protozoa. *J. Protozool.* 27. 37-58.
- Lewis D. J., Young D. G., Fairchild G. B., Minter D. M. (1977).** Proposal for a stable classification of the phlebotomine sandflies (Diptera: Psychodidae). *Sys Entomol.* 2: 319–332.
- Lewis D., Dyce A. (1988).** Taxonomy of the Australasian phlebotominae (Diptera: Psychodidae) with revision of genus *Sergentomyia* from the region. *Invertebr. Syst.* 2: 755–804.
- Lewis M. D., Paun A., Romano A., Langston H., Langner C. A., Moore I. N., Bock K. W., Francisco A. F., Brenchley J. M., Sacks D. L. (2020).** Fatal progression of experimental visceral leishmaniasis is associated with intestinal parasitism and secondary infection by commensal bacteria, and is delayed by antibiotic prophylaxis. *PLoS Pathog.* 16 (4) : e1008456. <https://doi.org/10.1371/journal.ppat.1008456>.
- Li R., Tan B., Yan Y., Ma X., Zhang N., Zhang Z., Liu M., Qian M and Du B. (2014).** Extracellular UDP and P2Y6 Function as a Danger Signal To Protect Mice from Vesicular Stomatitis Virus Infection through an Increase in IFN- β Production. *The Journal of Immunology*. 193:4515-4526. DOI: 10.4049/jimmunol.1301930.

M

- Madulo-leblond G. (1983).** Les phlébotomes (Diptera : Phlebotomidae) des îles Ioniennes. Thèse de Doctorat (Sciences Pharmaceutiques). Université de Reims. 218p.
- Maia C., Parreira R., Cristóvão J. M., Freitas F B., Afonso M O and Campino L. (2015).** Molecular detection of *Leishmania* DNA and identification of blood meals in wild caught phlebotomine sand flies (Diptera : Psychodidae) from southern Portugal. *Parasites & Vectors*, 8 (173) : 1–10.
- Maia C and Depaquit J. (2016).** Can *Sergentomyia* (Diptera, Psychodidae) play a role in the transmission of mammal-infecting *Leishmania*?. *Parasite*, 23, 55.
- Manseur M. (2015).** Étude entomologique des phlébotomes dans une région endémique de leishmaniose viscérale wilaya de Bejaia daïra de kherrata. Mémoire de magister. Epidémiologie animale. Université Blida 1.
- Mansouri R., Pratlong F., Bachi F., Hamrioui B., Dedet J. P. (2012).** The first isoenzymatic characterization of the *Leishmania* strains responsible for cutaneous Leishmaniasis in the area of Annaba (Eastern Algeria). *Open Conf Proc J*, 3: 6–11.
- Marklewitz M., Tchouassi D. P., Hieke C., Heyde V., Torto B., Sang R., Junglen S. (2020).** Insights into the evolutionary origin of Mediterranean sandfly fever viruses. *mSphere* 5:e00598-20. <https://doi.org/10.1128/mSphere.00598-20>.
- Maroli M., Feliciangeli M.D., Bichaud L., Charrel R.N and Gradoni L. (2012).** Phlebotomine sandflies and the spreading of leishmaniasis and other diseases of public health concern. *Medical and Veterinary Entomology*. DOI: 10.1111/j.1365-2915.2012.01034.x.
- Mashal S., Ullah I., Fatima S., Rehman A., Rustam S.A., Ullah Khan A., Kamran M., Huma S., Zahra R., Mehsud J.S., Rizwan., Begum K., Zeeshan Ali M., Ahmad S and Muzammal M. (2020).** Vector borne disease: Leishmaniasis. *Journal of Entomology and Zoology Studies*; 8(3): 857-862.
- Michelutti A., Toniolo F., Bertola M., Grillini M., Simonato G., Ravagnan S., Montarsi F. (2021).** Occurrence of Phlebotomine sand flies (Diptera : Psychodidae) in the northeastern plain of Italy. *Parasites & Vectors*. 14 :164. <https://doi.org/10.1186/s13071-021-04652-2>.
- Medkour H., Davoust B., Dulieu F., Maurizi L., Lamour T., Marie´ J.L., Mediannikov O. (2019).** Potential animal reservoirs (dogs and bats) of human visceral leishmaniasis due to *Leishmania infantum* in French Guiana. *PLoS Negl Trop Dis* 13(6): e0007456. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0007456>.
- Menghani S., Chikhale R., Raval A., Wadibhasme P., Khedekar P. (2012).** Chandipura Virus: An emerging tropical pathogen. *Acta Tropica*, 124, 1– 14.

- Messai N., Berchi S., Boulknaf F., Louadi K. (2011).** Diversité biologique de phlébotomes (Diptera: Psychodidae) de la région de Mila. Proceeding of SIBFA. University of Ouargla, Algeria, pp. 182–184.
- Minnick M. F., Anderson B. E., Lima A., Battisti J. M., Lawyer P. G., Birtles R. J. (2014).** Oroya Fever and Verruga Peruana: Bartonellosis Unique to South America. *PLoS Negl Trop Dis.* 8(7): e2919. doi:10.1371/journal.pntd.0002919.
- Minnick M. F and Anderson B. E. (2015).** Bartonella. Molecular Medical Microbiology. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/B978-0-12-397169-2.00105-0>.
- Miranda D. E. O., Sales K. G. S., Faustino M. A. G., Alves L. C., Brandão-Filho S. P., Dantas-Torres F, Carvalho G. A. (2015).** Ecology of sand flies in a low-density residential rural area, with mixed forest/agricultural exploitation, in north-eastern Brazil. *Acta Tropica.* 146, 89–94. <http://dx.doi.org/10.1016/j.actatropica.2015.03.011>.
- Moradi-Asl E., Rassi Y., Hanafi-Bojd A. A., Saghaei-pour A. (2019).** Spatial distribution and infection rate of leishmaniasis vectors (Diptera: Psychodidae) in Ardabil Province, Northwest of Iran. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*; 9(5): 181-187.
- Moradin N and Descoteaux A. (2012).** Leishmania promastigotes: building a safe niche within macrophages. *Frontiers in Cellular and Infection Microbiology.* Vol2, 121, 2.
- Moulaham T., Fendri A. H., Harrat Z., Benmezad A., Aissaoui K., Ahraou S., Addadi K. (1998).** Phlebotomus of Constantine: species captured in an urban apartment. *Bull. Soc. Pathol. Exot.* 91 (4): 344-5.
- Mouloua A. (2014).** Etude éco-épidémiologique de la leishmaniose en Kabylie. Thèse Doctorat en sciences. Université Mouloud Mammeri. Tizi Ouzou, p 267.
- Mouloua A., Boubidi S. C., Bouiba L., Mezai G., Madiou M., and Harrat Z. (2017).** Impact environnemental sur la répartition des leishmanioses dans le foyer de Tizi-Ouzou (Algérie). *Revue Méd. Vét.* 168 :10-12, 252-261.
- Muñoz C., Risueño J., Yilmaz A., Pérez- Cutillas P. Goyena E., Ortuño M., Bernal L. J., Ortiz J., Alten B and Berriatua E. (2017).** Investigations of *Phlebotomus perniciosus* sand flies in rural Spain reveal strongly aggregated and gender-specific spatial distributions and advocate use of light-attraction traps. *Medical and Veterinary Entomology* .doi: 10.1111/mve.12275.
- Munstermann L. E. (2019).** Phlebotomine Sand Flies and Moth Flies (Psychodidae): In Medical and Veterinary Entomology. Third Edition. (Edit: Mullen G R and Durden L A), p. 191-212.

Références bibliographiques

- Naucke T. J., Menn B., Massberg D., Lorentz S. (2008).** Sandflies and leishmaniasis in Germany. *Parasitol Res*, 103:S65–S68.
- Niang A. A., Geoffroy B., Angel G., Trouillet J., Killik-Kendrick R., Hervy J. P., Brunhes J. (2000).** Les phlébotomes de l'Afrique de l'Ouest. *Logiciel d'identification et d'enseignement*, IRD edition.
- Norouzi B., Hanafi-Bojd A. A., Moin-Vaziri V., Noorallahi A., Azari-Hamidian S. (2020).** Ecology of sand flies (Diptera : Psychodidae, Phlebotominae) in a new focus of leishmaniasis in northern Iran. *Acta Trop.* 212 : 105649.

O

- Ogden G. B., Melby P.C. (2009).** Leishmania in Encyclopedia of Microbiology (Third Edition). Pages 663-673.
- OMS. (2020).** Maladies à transmission vectorielle. 2 mars 2020.
- OMS (2000).** WHO Report on Global Surveillance of Epidemic-prone Infectious Diseases.
- Ouanaimi F., Boussaa S., Boumezzough A. (2015).** Phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) of Morocco: results of an entomological survey along three transects from northern to southern country. *Asian Pac J Trop Dis.* 5(4): 299-306.
- Ouelbani R., Bensari S., Mouas TN, Khelifi D. (2016).** Ethnobotanical investigations on plants used in folk medicine in the regions of Constantine and Mila (North-East of Algeria). *Journal of Ethnopharmacology.* 194, 196–218. <http://dx.doi.org/10.1016/j.jep.2016.08.016>.
- Ouellette M., Olivier M., Sato S., Papadopoulou B. (2003).** Le parasite Leishmania à l'ère de la post-génomique. *Medecine/Sciences*; 19: 900-9.
- Ozbel Y. (2013).** The infections transmitted by Sand flies in Turkey. *Ankara Üniv Vet Fak Derg*, 60, 225-228.
- Özkale Y., Özkale M., Kiper P., Çetinkaya B., Erol I. (2015).** Sandfly fever: two case reports. *Turk Pediatri Ars* ; 51: 110-3. DOI : 10.5152/TurkPediatriArs.2015.1734.

P

- Pace D. (2014).** Leishmaniasis. *J. of Infection.* xx, 1-9. <http://dx.doi.org/10.1016/j.jinf.2014.07.016>.
- Parrot L. (1936).** Notes sur les phlébotomes. XX. Sur *Phlebotomus langeroni* var. *longicuspis* Nitzulescu, 1930. *Arch. Inst. Past Alger*, 14, 137-143.
- Pekağırbaş M., Karakuş M., Kasap O. E., Demir S., Nalçacı M., TÖz S., Eren H., Özbel Y. (2021).** Investigation of Phlebotominae (Diptera : Psychodidae) Fauna, Seasonal Dynamics, and Natural *Leishmania* spp. Infection in Muğla, Southwest of Turkey. *Acta Tropica.* 216, 105827. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2021.105827>.

Références bibliographiques

- Pereira N. C. L., Michalsky É. M., Lara-Silva F. O., Lana R. S., de Paula A. J. V., Pereira D. M., Lopes J. V., Fortes-Dias C. L and Dias E. S. (2020).** Ecology of phlebotomine sand flies in a Brazilian area with recent leishmaniasis transmission (Itaúna, in Minas Gerais state). *Rev Soc Bras Med Trop*. Vol :53:e20190538, 2020 doi: 10.1590/0037-8682-2019-0538-2019.
- Pesson B., Ready J. S., Benabdennbi I., Martí'n-Sa'nchez J., Esseghir S., Cadi-Soussi M., Morillas-Marquez F., Ready P. D. (2004).** Sandflies of the *Phlebotomus perniciosus* complex: mitochondrial introgression and a new sibling species of *P. longicuspis* in the Moroccan Rif. *Medical and Veterinary Entomology*, 18, 25–37.
- Phan T., Tesh R. B., Guzman H., Eric Delwart E. (2020).** Genomic characterization of Changuinola viruses from Panama: evidence for multiple genome segment reassortment. *Virus Genes*, <https://doi.org/10.1007/s11262-020-01758-0>.
- Phumee A., Wacharapluesadee S., Petcharat S., Tawatsin A., Thavara U., Siriyasatien P. (2021).** Detection of Changuinola virus (Reoviridae: *Orbivirus*) in field-caught sand flies in southern Thailand. *Transactions of The Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*, traa203. <https://doi.org/10.1093/trstmh/traa203>.
- Pinto M. C., Campbell-Lendrum D. H., Lozovei A. L., Teodoro U. and Davies C. R. (2001).** Phlebotomine sandfly responses to carbon dioxide and human odour in the field. *Med. Vet. Entomol.* 15, 132- 139.
- Piscopo T.V and Azzopardi C.M. (2007).** Leishmaniasis. *Postgrad Med J.* 83: 649-657. DOI: 10.1136/pgmj.2006.047340corr1.
- Poitou J, Braconnot P, Masson-Delmotte V. (2015).** Une introduction à le climat : la terre et les hommes.239p.
- Pombi M., Giacomini A., Barlozzari G., Mendoza-Roldan J., Macrì G., Otranto D and Gabrielli S. (2020).** Molecular detection of *Leishmania (Sauroleishmania)* tarentolae in human blood and *Leishmania (Leishmania)* infantum in *Sergentomyia minuta* : unexpected host-parasite contacts. *Medical and Veterinary Entomology*. doi:10.1111/mve.12464.
- Pons M. J., Gomes C., Valle-Mendoza J., Ruiz J. (2016).** Carrion's Disease: More Than a SandFly-Vectored Illness. *PLoS Pathog.* 12(10): e1005863.
- Pratlong F., Dereure J., Ravel C., Lami P., Balard Y., Serres G., Lanotte G., Rioux J. A and Dedet J. P. (2009).** Geographical distribution and epidemiological features of Old World cutaneous leishmaniasis foci, based on the isoenzyme analysis of 1048 strains. *Tropical Medicine and International Health*. vol 14. no 9. pp 1071–1085. DOI:10.1111/j.1365-3156.02336.x.

Prudhomme J., Rahola N., Toty C., Cassan C., Roiz D., Vergnes B., Thierry M., Rioux J. A., Alten B., Sereno D., Bañuls A. L. (2015). Ecology and spatiotemporal dynamics of sandflies in the Mediterranean Languedoc region (Roquedur area, Gard, France). *Parasites Vectors*. 8:642.

R

Rafatbakhsh-Iran S., Salehzadeh A., Nazari M., Zahirni A.H., Davari B., Latifi M., and Chamanpara P. (2016). Ecological Aspects of the Predominant Species of Phlebotominae Sand Flies (Diptera: Psychodidae) in Hamadan, Iran. *Zahedan J Res Med Sci*. 18(2):e5994.

Rajni E., Ghiya B. C., Singh S., Shankar P., Swami T., Singh Jadon D., Negi S. R., Malik M., Khatri P. K. (2019). Cutaneous leishmaniasis in Bikaner, India: Clinicoepidemiological profile; parasite identification using conventional, molecular methods and CL Detect™ rapid test, a new Food and Drug Administration-approved test. *Vol : 9: 2 : 115-123*.

Ramdane E., Berchi S., and Louadi K. (2018). Les phlébotomes (Diptera, Pshycodidae), vecteurs d'agents pathogènes responsables de la leishmaniose humaine dans la région de Constantine (Algérie). *Entomofauna*. 39/2 Heft 4: 537-555.

Ramos W. R., Medeiros J. F., Julião G. R., Ríos-Velásquez C. M, Marialva E. E., Desmoulière S. J. M., Bessa Luz S. L., Costa Pessoa F. A. (2014). Anthropic effects on sand fly (Diptera : Psychodidae) abundance and diversity in an Amazonian rural settlement, Brazil. *Acta Trop*. 139:44–52.

R Core Team. (2021). R : A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. URL <https://www.R-project.org/>.

Ready P. D. (2013). Biology of Phlebotomine Sand Flies as Vectors of Disease Agents. *Annu. Rev. Entomol*. 58:227–50.

Reeves W. K., Scott Szymczak M., Burkhalter K. L., Mille M. M. (2015). Laboratory Validation of the Sandfly Fever Virus Antigen Assay. *J Am Mosq Control Assoc*; 31(4): 380–383. doi:10.2987/moco-31-04-380-383.1.

Remy-Kristensen A., Perrotey S., Pesson B., Garcia-Stoeckel M., Ferte H., Morillas-Marquez F., Leger N. (1996). *Phlebotomus sergenti*; Parrot, 1917: morphological and isoenzymatic comparisons of two natural populations from Tenerife (Canary Islands, Spain) and Crete (Greece). *Parasitol Res*, 82:48-51.

Rispail P., Dereure J., Jarry D. (2002). Risk Zones of Human Leishmaniasis in the Western Mediterranean Basin. Correlations between Vector Sand Flies, Bioclimatology and Phytosociology. *Mem Inst Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro*, Vol. 97(4): 477-483.

Références bibliographiques

- Rispa R, Leger N. (1998).** Numerical taxonomy of Old World Phlebotominae (Diptera : Psychodidae). I. Considerations of Morphological Characters in the genus Phlebotomus Rondani & Berte. Mem Inst Oswaldo Cruz. 93: 793–785.
- Rodhain F. (2015).** Les insectes comme vecteurs : systématique et biologie. *Rev. Sci. Tech. Off. Int. Epiz.*, 34 (1), 67-82.
- Rohlf F., J and Slice D. (1990).** Extensions of the procrustes method for the optimal superimposition of landmarks. *Syst. Zool.*, 39(1):40-59.
- Romero-Ricardo L., Lastre-Meza N., Pérez-Doria A., Bejarano E. E. (2016).** DNA barcoding to identify species of phlebotomine sand fly (Diptera: Psychodidae) in the mixed leishmaniasis focus of the Colombian Caribbean. *Acta Tropica*, 159, 125–131.
- Rozo-Lopez P., Drolet B. S and Londoño-Renteria B. (2018).** Vesicular Stomatitis Virus Transmission: A Comparison of Incriminated Vectors. *Insects*, 9, 190. doi : 10.3390/insects9040190.
- Russo J., Rioux J. A., Lambert M., Rispa P., Belmonte A., Berchi S. (1991).** Chorologie des phlébotomes de l'est algérien. (Diptera, phlebotomidae). *Ann. Parasitol. Hum. Comp.*, 66: n° 6, 247-251.
- Rutledge L. C et Gupta R. K. (2009).** Moth flies and sand flies (*Psychodidae*) In: Medical and veterinary entomology – Second Edition, Elsevier, Amsterdam, 153-168.
- Rydzanicz K., Lonc E. (2003).** Species composition and seasonal dynamics of mosquito larvae in the Wroclaw, Poland area. *Journal of Vector Ecology*. 28 (2): 255-266.

S

- Sadoune A. (2012).** Vulnérabilité, et évaluation des ressources en eau dans l'extrême Nord-Est Algérien (Annaba-el taref). Mémoire de magistère. Université Badji mokhtar – Annaba. 98p.
- Sakthianandeswaren A., Foote S.J., Handman E. (2009).** The role of host genetics in leishmaniasis. *Trends in Parasitology*. Vol.25 No.8.
- Salam N., Al-Shaqha W. M., Azzi A. (2014).** Leishmaniasis in the Middle East: Incidence and Epidemiology. *PLoS Negl Trop Dis*. 8(10): e3208. DOI : 10.1371/ journal.pntd.0003208.
- Saliba E. K., Oumeish O. Y. (1999).** Reservoir Hosts of Cutaneous Leishmaniasis Clinics in Dermatology. *Y*; 17:275–277.
- Sapkal G. N., Pradeep M. Sawant P. M., Mourya D. T. (2018).** Chandipura Viral Encephalitis: A Brief Review. *The Open Virology Journal*, 12 45. DOI : 10.2174/1874357901812010044, 2018, 12, (Suppl-2, M2) 44-51.

Références bibliographiques

- Sarwar M., Nadeem A., Sarwar M. H., Nadeem J. (2017).** Miscellaneous Ways to Repel, Treat and Avoid Being Bitten by Sand Flies (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) on Human. *American Journal of Food Science and Health*. Vol. 3, No. 4, pp. 64-69.
- Scorza B. M., Carvalho E. M and Wilson M. E. (2017).** Cutaneous Manifestations of Human and Murine Leishmaniasis. *Int. J. Mol. Sci.* 18, 1296 ; DOI : 10.3390/ijms18061296.
- Service M. (2012).** Medical Entomology for Students. Fifth edition, p.109-119.
- Sharma U et Singh S. (2008).** Insect vectors of *Leishmania*: distribution, physiology and their control. *J Vector Borne Dis.* 45. 255–272.
- Sharma L., Dhiman M., Singh A and Sharma M. M. (2021).** Green Approach : “A Forwarding Step for Curing Leishmaniasis—A Neglected Tropical Disease”. *Front. Mol. Biosci.* 8:655584. doi: 10.3389/fmolb.2021.655584.
- Shymanovich T., Faw L., Hajhashemi N., Teague J., Schal C., Ponnusamy L., Apperson C.S, Hatano E., Wasserberg G. (2019).** Diel periodicity and visual cues guide oviposition behavior in *Phlebotomus papatasi*, vector of oldworld cutaneous leishmaniasis. *PLoS Negl Trop Dis.* 13(3): e0007165. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0007165>.
- Silva S. P., Dilcher M., Weidmann M., Carvalho V. L., Casseb A. R., Silva E. V. P., Nunes K. N. B., Chiang J. O., Martins L. C., Vasconcelos P. F. C., Nunes M. R. T. (2013).** Changuinola Virus Serogroup, New Genomes within the Genus *Orbivirus* (Family *Reoviridae*) Isolated in the Brazilian Amazon Region. *Genome Announcements*. 1: 6, e00940-13.
- Silva S. P., Dilcher M., Weber F., Hufert F. T., Weidmann M., Cardoso J. F., Carvalho V. L., Chiang J. O., Martins L. C., Lima C. P. S., Da Silva D. E. A., Vianez-Ju'nior J. L. S. G., Popov V. L., Travassos da Rosa A. P. A., Tesh R. B., Vasconcelos P. F. C and Nunes M. R. T. (2014).** Genetic and biological characterization of selected Changuinola viruses (Reoviridae, Orbivirus) from Brazil. *Journal of General Virology*, 95, 2251–2259. DOI 10.1099/vir.0.064691-0.
- Simsek F. M., Alten B., Caglar S. S., Ozbel Y., Aytakin A. M., Kaynas S., Belen A., Kasap O. E., Yaman M., Rastgeldi S. (2007).** Distribution and altitudinal structuring of phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) in southern Anatolia, Turkey: their relation to human cutaneous leishmaniasis. *J. Vector Ecol.* 32(2):269-279.
- Sirak - wizeman M., Faiman R., Al - Jawabreh A and Warburg A. (2008).** Control of phlebotomine sandflies in confined spaces using diffusible repellents and insecticides. *Medical and Veterinary Entomology*. 22, 405–412.

Références bibliographiques

- Sofizadeh A., Rassi Y., Hanafi-Bojd A. A., Shoraka H. R., Mesgarian F., Rafizadeh S. (2018).** Distribution and ecological aspects of sand flies (Diptera : Psychodidae) species in Northeastern Iran. *Asian Pacific Journal of Tropical Medicine* ; 11(9) : 526-533.
- Soukehal B. (2009).** La wilaya de Mila : villes, village et problématique de l'alimentation en eau potable. Thèse Doctorat En Science. Aménagement De Territoire. Université de Mentouri Constantine.315p.
- Song Y., Zhang T., Li H., Wang K., and Lu X. (2020).** Mathematical Model Analysis and Simulation of Visceral Leishmaniasis, Kashgar, Xinjiang, 2004–2016. Complexity. ID 5049825. <https://doi.org/10.1155/2020/5049825>.
- Spellerberg I. F., Fedor P. J. (2003).** A tribute to Claude Shannon (1916–2001) and a plea for more rigorous use of species diversity and the “Shannon-Wiener” Index. *Global Ecology and Biogeography*. 12 (3): 177-183.
- Steverding D. (2017).** The history of leishmaniasis. *Parasites & Vectors*. 10:82. DOI 10.1186/s13071-017-2028-5.
- Stewart P. (1969).** Un nouveau climagramme pour l'Algérie et son application au barrage vert. *Bulletin de la Société d'histoire naturelle d'Afrique du Nord*. 6: 1-2.
- Strazzulla A., Cocuzza S., Pinzone M. R., Postorino M. C., Cosentino S., Serra A., Cacopardo B., and Nunnari G. (2013).** Mucosal Leishmaniasis: An Underestimated Presentation of a Neglected Disease. *BioMed Research International*. <http://dx.doi.org/10.1155/2013/805108>.
- Sudeep A. B., Gurav Y. K., et Bondre V. P. (2016).** Changing clinical scenario in Chandipura virus infection. *Indian J Med Re.*; 143(6): 712–721. Doi: 10.4103/0971-5916.191929.
- Sunter J and Gull K. (2017).** Shape, form, function and Leishmania pathogenicity: from textbook descriptions to biological understanding. *Open Biol*. 7: 170165.
- Svobodová M., Votýpka J. (2003).** Experimental transmission of *Leishmania tropica* to hamsters and mice by the bite of *Phlebotomus sergenti*. *Microbes and Infection*. 5, 471–474. DOI: 10.1016/S1286-4579(03)00066–2.

T

- Tavana A. M. (2015).** Sandfly fever in the world. *Ann Trop Med Public Health*; 8: 83-7. DOI: 10.4103/1755-6783.162312.
- Tavana A. M. (2017).** Sand fly fever: An important vector-borne diseases for travelers?. *Ann Trop Med Public Health*; 10:13-5. DOI: 10.4103/1755-6783.196521.

- Tchapgnouo J. G. N., Njiné T., Togouet S. H. Z., Segnou S. C. D., Tahir T. S. M., Tchakonté S., Pinel-Alloul B. (2012).** Diversité spécifique et abondance des communautés de copépodes, cladocères et rotifères des lacs du complexe Ossa (Dizangué, Cameroun). *Physio-Géo*, Volume 6 | -1, 71-93. <https://doi.org/10.4000/physio-geo.2430>.
- Tegegne B and Alemu G. (2020).** Progress of Mucocutaneous Leishmaniasis to Drug Nonresponsive Diffuse Cutaneous Leishmaniasis in Ethiopia. A Case Report. *International Medical Case Reports Journal*: 13 551–555. <http://doi.org/10.2147/IMCRJ.S275133>.
- Teixeira D. E., Benchimol M., Rodrigues J. C. F., Crepaldi P. H., Pimenta P. F. P., de Souza W. (2013).** The cell biology of *Leishmania*: how to teach using animations. *PLOS Pathog*, 9, e1003594.
- Telleria E.L., Martins-da-Silva A., Tempone A. J., Traub-Csekö Y. M. (2018).** Leishmania, microbiota and sand fly immunity. *Parasitology* 145, 1336–1353. <https://doi.org/10.1017/S0031182018001014>.
- Temocin F, Sari T, Tulek N. (2016).** Sandfly Fever with Skin Lesions: A Case Series from Turkey. *J Arthropod-Borne Dis*, 10(4): 608–612.
- Thakur L., Singh K. K., Shanker V., Negi A., Jain A., Matlashewski G., Jain I. M. (2018).** Atypical leishmaniasis: A global perspective with emphasis on the Indian subcontinent. *PLoS Negl Trop Dis*. 12 (9) : e0006659. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0006659>.
- Thammapalo S., Pawestri A. R., Kolaeh K., Boondej P., Benarlee R., Apiwathnasorn C., Kumlert R. (2020).** Distribution of Phlebotomine Sandflies in the Cave Area of Satun Province, Thailand. *Trop. Med. Infect. Dis*. 5, 174. DOI : 10.3390/tropicalmed5040174.
- Tomàs-Pérez M., Khaldi M., Riera C., Mozo-Léon D., Ribas A., Hide M., Barech G., Benyettou M., Seghiri K., Doudou S., Fisa R. (2014).** First report of natural infection in hedgehogs with *Leishmania major*, a possible reservoir of zoonotic cutaneous leishmaniasis in Algeria, *Acta Tropica*, <http://dx.doi.org/10.1016/j.actatropica.2014.03.018>.
- Torres-Guerrero E., Quintanilla-Cedillo M. R., Ruiz-Esmenjaud J., Arenas R. (2017).** Leishmaniasis: a review [version 1; referees: 2 approved]. *F1000Research* 2, 6(F1000 Faculty Rev):750 (doi: 10.12688/f1000research.11120.1).
- Tsirigotakis N., Pavlou C., Christodoulou V., Dokianakis E., Kourouniotis C., Alten B., Antoniou M. (2018).** Phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) in the Greek Aegean Islands: ecological approaches. *Parasites Vectors*. 11:97.

Ulloa G. M., Vásquez-Achaya F., Gomes C., del Valle L. J., Ruiz J., Pons M. J and del Valle Mendoza J. (2018). Molecular Detection of Bartonella bacilliformis in Lutzomyia maranonensis in Cajamarca, Peru: A New Potential Vector of Carrion's Disease in Peru?. *Am. J. Trop. Med. Hyg.*, 99(5), pp. 1229–1233. doi:10.4269/ajtmh.18-0520.

V

Van Griensven J., Carrillo E., Lopez-Velez R., Lynen L and Moreno J. (2014). Leishmaniasis in immunosuppressed individuals. *Clin Microbiol Infect* ; 20: 286–299.

W

Walker D. M., Oghumu S., Gupta G., McGwire B. S., Drew M. E., Satoskar A. R. (2014). Mechanisms of cellular invasion by intracellular parasites. *Cell Mol Life Sci.* 71(7): 1245–1263. Doi: 10.1007/s00018-013-1491-1.

Wamai R. G., Kahn J., McGloin J., Ziaggi G. (2020). Visceral leishmaniasis: a global overview. *J Glob Health Sci*; 2(1):e3. <https://doi.org/10.35500/jghs.2020.2.e3>.

Wasserberg G., Yarom I., Warburg A. (2003). Seasonal abundance patterns of the sandfly Phlebotomus papatasi in climatically distinct foci of cutaneous leishmaniasis in Israeli deserts. *Medical and Veterinary Entomology*. 17, 452–456.

Wijerathna T., Gunathilaka N and Gunawardena K. (2018). The Economic Impact of Cutaneous Leishmaniasis in Sri Lanka. *BioMed Research International*. ID 3025185, 9 pages. <https://doi.org/10.1155/2018/3025185>.

Willenbrink T. J., Elston D. M. (2018). What's Eating You? Sand Flies. *Cutis*; 101:103-106.

X

Xue X., Yu Z., Jin H., Liang L., Li J., Li X, Wang Y., Cui S and Li G. (2021). Recombinant adenovirus expressing vesicular stomatitis virus G proteins induce both humoral and cell-mediated immune responses in mice and goats. *BMC Veterinary Research* 17:36. <https://doi.org/10.1186/s12917-020-02740-6>.

Y

Yared S., Gebresilassie A., Akililu E., Deribe K., Balkew M., Warburg A., Hailu A., Gebre-Michael T. (2017). Diversity and altitudinal distribution of phlebotomine sand flies

(Diptera: Psychodidae) in visceral leishmaniasis endemic areas of northwest Ethiopia. *Acta Trop.* 176: 1–10.

Z

Zanjirani Farahani L., Saghafipour A., Mohebbi M., Akhoundi B., Raufi H. (2019). Visceral leishmaniasis (Kala-azar) in Qom Province, Iran: Report of two cases [version 3; peer review: 2 approved]. *F1000Research*, 7:1371.

Zeroual S., Gaouaoui R., Boudjelida H. (2016). Diversity and occurrence of phlebotomine sand flies (Diptera : Psychodidae) in the area of Biskra (Middle Eastern of Algeria). *J Entomol Zool Stud.* 4(5) : 890-895.

Zeroual S. (2017). Les phlébotomes vecteurs de leishmaniose dans la région de Biskra : Inventaire et écologie des phlébotomes et étude épidémiologique. Thèse de Doctorat en Sciences Spécialité : Biologie Animale. Université Badji Mokhtar Annaba.108p.

Zhioua E., Kaabi B., Chelbi I. (2007). Entomological investigations following the spread of visceral leishmaniasis in Tunisia. *Journal of Vector Ecology*, 32(2) :371–373.

Zouaidia H. (2006). Bilan des incendies des forêts dans l'Est algérienne cas de Mila, Constantine, Guelma et Souk-Ahras. Mémoire de magistère en Ecologie et Environnement Option Ecologie Végétale Université de Mentouri Constantine, 153p.

Annexes

Annexe I

Températures moyennes mensuelles (en°C) de la région de Mila pour la période de 2010 à 2019.

	2010	2011	2012	2013	2014	2015	2016	2017	2018	2019	Moy
Janvier	9,05	9,3	8,1	8,5	8,9	7,3	10,3	14	10,3	6,9	9,26
Févier	10,9	8,1	5,2	7	9,9	6,2	10,6	13,9	13	8,3	9,31
Mars	12,4	11,5	11,9	12,5	9,3	10	10,4	12,8	12	11	11,38
Avril	14,9	16	14,1	13,5	15	14,7	15,2	14,4	14,2	13,9	14,59
Mai	16,2	18,2	19,1	15,8	18	19,4	17,7	22,1	16,4	16	17,89
Juin	22,2	22,6	27	21	23,3	22,4	23	25,7	22,5	25,5	23,52
Juillet	27,8	27,8	28,4	25,6	26	27,7	27	30,2	29	28,1	27,76
Août	27,2	28,1	30,7	24,7	27,5	26,8	25,6	29,4	25,2	28,3	27,35
Septembre	22,4	23,8	23,8	21,5	26	22	22,2	22,6	24	17,4	22,57
Octobre	18,4	17,9	20	20,8	21,1	19,1	21,1	12,8	17,4	19	18,76
Novembre	13,3	14	14,9	10,8	14,9	12,9	13,9	14,1	13,6	11,8	13,42
Décembre	10,1	10	9,7	7,9	8,5	10,2	10,9	8,5	10,3	11,4	9,75

Précipitations mensuelles (en mm) de la région de Mila pour la période de 2010 à 2019.

	2010	2011	2012	2013	2014	2015	2016	2017	2018	2019	Moy
Janvier	129,9	6,3	33,5	130,7	59,9	216,0	61,9	15,6	41,0	114,0	80,9
Févier	45,3	227,4	107,9	199,3	64,7	191,5	42,4	155,0	43,0	46,0	112,3
Mars	149,0	57,5	55,4	97,6	181,7	108,0	14,8	0,0	136,0	22,0	82,2
Avril	116,9	79,6	104,3	50,4	6,9	9,5	69,1	22,1	67,0	29,0	55,5
Mai	151,0	55,6	7,7	41,1	52,5	39,2	68,8	2,0	48,0	51,0	51,7
Juin	116,9	14,4	3,0	15,5	26,4	1,3	10,9	48,3	16,0	0	25,3
Juillet	37,0	12,2	3,0	5,3	0	2,0	0,2	7,6	0	0	6,7
Août	35,3	13,1	43,8	52,1	9,0	30,9	0,0	2,1	14,0	36,0	23,6
Septembre	26,3	12,0	36,8	66,0	5,7	30,4	25,0	27,5	32,0	62,0	32,4
Octobre	82,7	109,0	30,9	55,7	27,2	69,7	22,7	5,7	16,0	106,0	52,6
Novembre	53,4	51,4	70,7	182,0	34,1	73,7	74,9	83,1	16,0	63,0	70,2
Décembre	85,8	107,3	53,1	34,1	186,6	1,0	114,8	85,2	25,0	134,0	82,7

Humidité relative mensuelles (en %) de la région de Mila pour la période de 2010 à 2019.

	2010	2011	2012	2013	2014	2015	2016	2017	2018	2019	Moy
Janvier	79,0	77,8	86,0	83,4	72,0	74,5	76,3	60,0	69,0	63,9	74,2
Févier	72,0	82,1	85,0	85,2	70,3	78,0	78,3	62,0	69,0	76,8	75,9
Mars	76,0	77,0	78,2	77,5	80,6	72,0	74,8	51,0	56,1	76,6	72,0
Avril	77,0	54,0	77,6	76,5	67,7	66,4	75,4	69,0	61,3	74,8	70,0
Mai	67,0	27,3	69,0	77,0	61,9	59,1	66,2	53,0	78,0	71,1	63,0
Juin	61,1	36,3	53,2	66,3	54,8	50,9	57,8	47,7	59,6	51,0	53,9
Juillet	49,0	53,0	57,5	19,0	44,5	40,8	45,5	39,8	40,0	43,0	43,2
Août	53,0	48,0	44,2	60,6	51,7	53,9	51,1	45,0	36,1	51,0	49,5
Septembre	66,0	61,0	64,1	75,6	48,9	66,1	66,6	58,0	66,0	68,0	64,0
Octobre	70,0	74,0	64,5	65,0	56,1	67,6	66,5	69,0	63,7	68,0	66,4
Novembre	72,0	77,0	76,8	77,1	63,2	81,7	73,2	71,0	68,9	71,0	73,2
Décembre	66,9	82,0	82,3	81,0	78,2	80,0	67,7	77,0	80,1	69,0	76,4

Vitesses moyennes mensuelles du vent (m/s) de la région de Mila pour la période de 2010 à 2019.

	2010	2011	2012	2013	2014	2015	2016	2017	2018	2019
Janvier	2,6	2,5	2,5	3,9	3,4	2,4	1,9	1,4	2,1	1,7
Févier	5,1	3,2	3,3	3,2	3,3	3	2,6	1,3	1,5	1,8
Mars	1,7	2,6	2,3	3,4	3	2,4	2,6	2,2	3,4	1,1
Avril	2,5	2,2	2,6	2,6	2,6	1,6	1,8	2,3	1,7	1,3
Mai	2,5	2,2	1,9	2,3	2,6	2,3	2,1	1,8	1,3	1,3
Juin	3,1	1,7	1,7	2	2,7	2,2	2,3	2,1	1,1	0,9
Juillet	2,3	2,2	1,5	2,1	2,5	1,8	2,4	2,1	7,7	0,9
Août	2,2	2	1,8	2,4	2,4	1,5	2,2	1,8	0,4	1,5
Septembre	2,9	2,1	2,1	1,9	2,3	2,1	1,6	2,3	5,7	2,2
Octobre	3,2	2,2	2,7	1,7	2,8	2,4	1,9	2,2	4,9	1,4
Novembre	4,3	3,1	2,5	2,5	2,3	1,8	1,9	2,9	7,2	2,3
Décembre	3,9	2,7	2,4	1,9	2,7	0,8	1,4	2,9	2,9	2,4

Annexe II

Abondance des espèces par sites et méthode d'échantillonnage. *PN* : *P. perniciosus*, *LC* : *P. longicuspis*, *PF* : *P. perfiliewi*, *CH* : *P. chadlii*, *PA* : *P. papatasi*, *SE* : *P. sergenti*, *SM* : *S. minuta*, *SF* : *S. fallax*, *NI* : non identifié.

Espèce/méthode d'échantillonnage Sites	Pièges adhésifs									CDC						
	<i>PN</i>	<i>LC</i>	<i>PF</i>	<i>CH</i>	<i>PA</i>	<i>SE</i>	<i>SM</i>	<i>SF</i>	<i>NI</i>	<i>PN</i>	<i>LC</i>	<i>PF</i>	<i>PA</i>	<i>SE</i>	<i>SM</i>	<i>NI</i>
Tassafet (1a)	10	1	0	0	3	1	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Boughardayan (1b)	29	4	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Oued Elghoul (1c)	115	7	3	0	1	0	0	0	0	800	22	115	1	0	0	15
Dar Elhamra (2a)	6	0	0	0	0	0	2	0	0	7	1	0	0	0	2	1
El Mahjer (2b)	146	4	7	0	0	0	0	0	0	125	5	5	0	0	1	0
El karniya (3a)	17	1	0	0	0	0	0	0	0	549	10	5	7	1	9	5
El kikba (4a)	2	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Hamala (5a)	0	0	0	0	0	0	0	0	0	21	6	8	1	0	0	0
Minar Zareza (6a)	0	0	0	0	0	0	0	0	0	197	9	8	0	0	0	4
Oued Elmanar (7a)	28	8	0	3	5	1	9	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Grarem Gouga (8a)	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0
Sidi Merouane (9a)	0	0	0	0	0	0	0	0	0	13	5	2	0	0	2	0
Ezawya (9b)	5	0	0	0	1	0	0	0	0	155	0	102	0	0	5	19
Elmachta (10a)	106	0	0	0	6	0	1	0	0	415	8	6	3	0	0	8
Kribsa (11a)	35	0	1	0	0	0	0	0	1	239	5	6	0	0	0	11
Elmachta (11b)	101	0	39	0	2	0	0	0	3	14	1	2	0	0	0	1
Ouled Alioua (12a)	96	0	16	0	4	1	4	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Ayadi Barbes (13a)	37	9	14	0	3	0	5	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Sennaoua (14a)	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5	0	0	0	0	0	0
Cité 240 (14b)	5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Vieux Mila (14c)	10	0	2	0	1	0	3	0	0	176	99	93	0	0	2	27
Kikaya (14d)	349	1	11	0	5	0	1	0	5	0	0	0	0	0	0	0
Marechou (14e)	2	2	0	0	0	0	0	0	0	98	0	187	0	0	3	0
Draa ben khalifa (15a)	77	7	45	0	1	0	0	0	0	179	4	40	0	0	0	13
Cité Soummam (16a)	16	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Sbikhia (16b)	41	0	11	0	4	0	16	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Ain B.H (17a)	21	1	0	0	2	0	0	0	0	300	12	25	0	0	0	10
Ain Tine (18a)	17	0	0	0	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Douar ben zekri (18b)	1	1	2	0	0	0	0	0	0	58	8	12	0	0	0	6
Azzaba (18c)	43	0	12	0	0	0	0	0	30	165	37	37	1	0	0	16
Ouled Elkayem (19a)	17	1	1	0	0	0	0	0	0	20	73	12	1	4	0	3
Tarmast (20a)	14	0	2	0	0	2	0	0	0	65	12	10	0	0	2	10
Derradji Bousselah (21a)	38	2	10	0	0	0	0	0	0	12	2	3	0	0	0	3
Oued Edrabla (22a)	8	0	4	0	0	0	1	0	0	185	9	25	2	0	0	42
Ouled Kassah (23a)	2	0	0	0	0	0	0	0	0	75	4	1	0	0	0	7
Benyahia A.R (24a)	13	1	4	0	0	0	0	0	4	37	3	12	0	0	2	8
Oued Seguen (25a)	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0
Ain Bouyakni (25b)	32	1	1	0	0	0	0	0	0	119	24	121	0	0	0	53
Chelghoum Laid (26a)	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	1	0	0	0
Bekhbakha (26b)	16	4	1	0	0	0	0	0	0	31	2	13	2	0	0	11
Tadjenanet (27a)	2	0	0	0	0	0	0	0	0	1	3	7	0	0	0	0
Teleghma (28a)	14	0	1	0	0	0	0	1	0	9	0	1	1	0	0	0