

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE
UNIVERSITE MENTOURI DE CONSTANTINE
FACULTE DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE
DEPARTEMENT DE BIOLOGIE ANIMALE

N° de série :

N° d'ordre :

Thèse de Doctorat en Sciences

En Vue de l'Obtention du Diplôme de Doctorat en Sciences
en Biologie Animale
OPTION ENTOMOLOGIE

THEME

**BIOSYSTEMATIQUE ET CARACTERISATION PAR LA BIOLOGIE
MOLECULAIRE DES PHLEBOTOMES DE L'EST ALGERIEN**

Présenté par :

Mr BOUNAMOUS Azzedine

DEVANT LE JURY:

- **Président : Pr. LOUADI Kamel (Université Mentouri Constantine).**
- **Rapporteur : Pr. BERCHI Selima (Université Mentouri Constantine).**
- **Co-Rapporteur : Dr. Jérôme DEPAQUIT MC (Université de Reims, France)**
- **Examineur : Pr. SOLTANI Nouredine (Université Baji Mokhtar Annaba)**
- **Examinatrice : Pr. LARIBI Nadia (Université Badji Mokhtar Annaba)**
- **Examineur : Dr. SIBACHIR Abdelkrime MC (Université Hadj Lakhdar Batna)**

Soutenu le 10/02/ 2010 à 10h

DEDICACES

Je dédie ce travail à tous ceux qui me sont cher en particulier:

Ma mère,
Mon père,
Mes sœurs,
et mes frères.

Sans oublier, Ma femme Sabrina,

Mes enfants, Samer Zakaria,
Mohamed Anis
et le petit chouchou Ramy.

REMERCIEMENTS

Avant d'exposer les résultats de mes recherches, je tiens à exprimer ma reconnaissance et mes remerciements à tous ceux qui ont contribué à les réaliser et ceux qui m'ont fait l'honneur de les juger.

Ce travail a été réalisé au Laboratoire de parasitologie (USC « VECPAR, AFSSA, Faculté de Pharmacie, Université de Reims Champagne Ardenne) et Laboratoire de Biosystématique et écologie des Arthropodes, Université de Constantine, Algérie sous la direction scientifique de Mademoiselle le Professeur **Berchi Selima** et la co-direction du Docteur **Jérôme Dépaquit** Maître de Conférences et habilitée à diriger les recherches.

Je tiens tout d'abord à exprimer ma profonde gratitude et mes sincères remerciements à Mlle **Berchi Selima**, Professeur à la Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Université de Constantine m'a aisément ouvert le laboratoire pour mes recherches pour la préparation de cette thèse. Au cours de ces années, elle a toujours bien veillée à ce que ce travail aboutisse et elle m'a toujours encouragée pour aller plus loin.

Je dois une reconnaissance particulière au Dr **Jérôme Dépaquit**, co-encadreur de ma thèse. Je tiens à lui exprimer toute ma reconnaissance et mes sincères remerciements pour son accueil bienveillant et chaleureux au sein du laboratoire, pour leurs conseils très précieux et son encouragements ainsi que la confiance qu'il m'a constamment témoignée. Il a accepté aimablement de co-encadrer ce travail, sans lui ce travail n'aurait pas aboutit. Il a toujours été très disponible et ouvert à la discussion ce qui m'a permis de bénéficier de son grand savoir sur les phlébotomes. Je le remercie particulièrement pour sa confiance, sa générosité et sa gentillesse, ce fut très enrichissant de travailler dans son laboratoire et sous sa direction scientifique.

J'exprime mes vifs remerciements au Dr **Hubert Ferté**, Maître de Conférences et habilitée à diriger les recherches, membre du laboratoire de parasitologie, de m'avoir réservé un accueil chaleureux et de m'avoir intégré facilement dans son groupe de recherche.

J'adresse mes remerciements et exprimer ma gratitude à Mr le Professeur **Louadi Kamel** qui m'a fait l'honneur d'accepter de présider ce travail sans oublier ses encouragements et ses conseils.

Je tiens à remercier vivement Mr **Soltani Norredine** Professeur et Madame **Laribi Nadia** Professeur à la Faculté des Sciences qui m'ont honoré en acceptant, aimablement et malgré leurs nombreuses occupations, d'être les examinateurs de ma thèse.

Je tiens à adresser mes vifs remerciements et à exprimer ma gratitude au Dr **Si bachir Abdelkrime** Maître de Conférence à l'Université de Batna qui me fait l'honneur de juger mon travail sans oublier sa gentillesse, ses encouragements et ses conseils.

Je ne remercierai jamais assez Mr **Bernard Pesson**, Professeur à la Faculté de Pharmacie de Strasbourg, pour sa gentillesse illimitée, sa serviabilité, ses qualités humaines rares et son aide précieuse depuis les premiers pas pour l'identification des phlébotomes algérien.

J'ai le plaisir aussi de remercier chaleureusement, tous mes collègues du Laboratoire de Parasitologie, Dr **Damien Jouet** à la faculté de Pharmacie pour l'aide, la gentillesse et pour les moments agréables que nous avons partagés au laboratoire, et je tiens à remercier aussi **Denis Hugot**, ingénieur au laboratoire qui a fait la majorité des statistiques de mon travail et aussi sa gentillesse et ses encouragements et sans oublier les techniciens et les personnels de notre laboratoire.

Je ne saurais remercier assez tout mes collègues et amis de Reims, Mr Yakhlef, Mr Hassan pour la gentillesse sans limite, et son soutien pendant les périodes difficiles.

Mes remerciements vont aussi à Mr **Boutrissa Abdelkrime** Chef d'antenne de l'institut de Bon Pasteur de M'Sila et **Cherif Kamel** pour leur aide et leur soutien qu'ils m'ont toujours réservés.

Un sentiment particulier pour **Mr Sadouk** sous directeur de la DSPS de la wilaya Batna pour sa gentillesse, ses encouragements. Je le remercie pour la logistique mise à ma disposition lors de mes sorties sur terrain. J'exprime également mes remerciements au personnel du service de prévention de l'hôpital de Metlili, wilaya de Ghardaïa et plus particulièrement Mr **Hocine** du service de prévention.

Enfin, je remercie toutes celles et tous ceux qui m'ont accompagné et soutenu durant ces années d'études, notamment mes défunts parents, mes sœurs et mes frères; sans leur appui, la réalisation de ce travail n'aurait pas été possible. Je ne saurais exprimer mes sincères sentiments de reconnaissance à toute ma famille, spécialement à ma femme pour sa gentillesse, ses encouragements, sa compréhension et son soutien moral sans faille.

PARTIE I: ETUDE MORPHOLOGIE ET MONOGRAPHIE DES ESPECES**CHAPITRE I: PHLEBOTOMES ET MALADIES TRANSMISES**

1.- GENERALITES SUR LES PHLEBOTOMES	05
1.1- Systématique des phlébotomes et leur biodiversités	05
1.2 - Morphologie	09
1.3- Bio-écologie des phlébotomes	18
1.4 - Les phlébotomes d'Algérie	20
1.5- Répartition géographique des phlébotomes	22
1.5.1- Dans le monde	22
1.5.2- En Algérie	23
2.- GENERALITES ET HISTORIQUES DES LEISHMANIOSES	24
2.1- Les phlébotomes et la transmission des maladies	26
2.1.1- Rôle pathogène direct ou action pathogène et irritative	26
2.1.2- Rôle pathogène indirect: transmission des maladies	27
2.1.3 -Transmission d'arbovirus	27
2.1.4-Transmission des bactéries « La verruga » péruvienne ou Bartonellose	28
2.1.5-Transmission des protozoaires	28
2.2- Leishmaniose	28
2.2.1- Taxinomie	28
2.2.2- Cycle évolutif des leishmanies	29
2.2.3- Différentes formes de leishmaniose	31
2-2-4- Vecteurs de leishmaniose	34
2-2-5- Réservoirs des leishmanioses	34
2.2.6- Méthodes de lutte contre les phlébotomes (Psychodidés)	35

CHAPITRE II: PRESENTATION GENERALE DU MILIEU D'ETUDE

1 - SITUATION GEOGRAPHIQUE ET CARACTERISTIQUES PHYSIQUES	37
1.1-Relief	37
1.2-Altitude	39
1.3-Cadre géologique	39
1.4-Sols	40
1.5- Facteurs biogéographique	41
1.5.1- Climat	41
1.5.2- Précipitations	41
1.5.3-Température et humidité	41
1.6- Classification des régions d'étude selon les étages bioclimatiques	42

CHAPITRE III: MATERIEL ET METHODES

1.- ORIGINE DES PHLEBOTOMES	48
2.- CHOIX DES STATIONS DE PIEGEAGE	48
3.- TECHNIQUES DE PIEGEAGE	48

LISTE DES TABLEAUX

Tableau I: Distribution géographique des genres de phlébotomes (Léger et Depaquit., 1999)

Tableau II: Classification des phlébotomes de l'ancien monde (Rispaïl et Léger, 2000)

Tableau III : Liste des espèces de phlébotomes représentées en Algérie (Belazzoug, 1991)

Tableau IV: Classification des différents sites étudiés selon l'étage bioclimatique

Tableau VI: Classification des différents sites étudiés selon l'étage bioclimatique

Tableau VI : Classification des différents sites étudiés selon l'étage bioclimatique (Marc Côte. 1974).

Tableau VII: Classification des différents sites étudiés selon l'étage bioclimatique

Tableau VIII : Résultats de différentes espèces capturées selon le transect.

Tableau IX: Résultats des Captures des différents itinéraires transects (Nord – Sud):

Tableau X : Pourcentages des espèces recensées dans l'étage sub humide.

Tableau XI : Pourcentages des espèces capturées dans l'étage semi aride

Tableau XII: Pourcentages des espèces recensées dans l'étage aride.

Tableau XIII : Pourcentages des espèces recensées dans l'étage saharien

Tableau XIV: Comparatif des pourcentages des espèces dominantes dans certains foyers méditerranées

Tableau XV: Principaux caractères d'identification des mâles (A) et femelle (B) de *P.perniciosus* (en μm)

Tableau XVI : les rapports de différents caractères de *P.perniciosus* :

Tableau XVII : Principaux caractères d'identification des mâles (A) et femelle (B) de *P.longicuspis* (en μm).

Tableau XVIII: le rapport de différents caractères de *P. longicuspis*

Tableau XIX: Principaux caractères d'identification des mâles de *P.perfiliewi* (en μm)

Tableau XX : Principaux caractères d'identification des mâles (A) et les femelles (B) de *P.papatasi* (en μm)

Tableau XXI : Principaux caractères d'identification des mâles de *P.sergenti* (en μm)

Tableau XXII: Principaux caractères d'identification des mâles de *P.alexandri* (en μm)

Tableau XXIII: Principaux caractères d'identification des mâles de *P.chabaudi* (en μm)

Tableau XXIV: Principaux caractères d'identification des mâles de *P.riouxi* (en μm)

Tableau XXV : Comparaison des principaux caractères d'identification entre femelle *P.chabaudi* et *P.riouxi* (μm).

Tableau XXVI: Représente les valeurs moyennes du nombre de dents cibariales de *S.*

minuta dans différentes régions de l'est Algérien.

Tableau XXVII : Principaux caractères d'identification des mâles (A) et des femelles (B) de *S.munita* (en μm).

Tableau XXVIII: Principaux caractères d'identification des mâles (A) et des femelles (B) de *S.fallax* (en μm).

Tableau XXIX: Principaux caractères d'identification des mâles (A) et des femelles (B) de *S.antennata* (en μm).

Tableau XXX: Echantillonnage des phlébotomes étudiés en biologie moléculaire

LISTE DES FIGURES

Figure 1: Cladogramme des *Psychodidae* (Hennig 1972), d'après Léger et Depaquit, 2002.

Figure 2: Morphologie générale de phlébotome adulte (Niang et al., 2000).

Figure 3: Pièces buccales impaires, à l'exception du labium (femelle)

Figure 4: (A) vue générale de la tête, (B) vue frontale de la tête, (C) vue ventrale de la tête)

Figure 5: Thorax de phlébotome (Niang et al., 2000)

Figure 6: Pattes de phlébotome (Niang et al., 2000)

Figure 7: Aile de phlébotome (Brunhes et al., 2000)

Figure 8: Appareil génital (*P. sergenti similis*, Turquie)

Figure 9: Extrémité postérieure de l'abdomen en vue latérale.

Figure10 : Appareil reproducteur

Figure 11: Furca et spermathèque (*P. mongolensis*, Syrie)

Figure12: Cycle de vie d'un phlébotome (Elevage de *P. duboscqi*)

Figure 13: Répartition des principaux genres de Phlébotomes dans le monde

Figure 14: Distribution de la leishmaniose (gris clair) et co-infection (gris foncé) *Leishmania* *VIH* (OMS. 2000)

Figure 15 : Cycle de vie du parasite *Leishmania* (www.dpd.cdc.gov/dpdx)

Figure16 : Les deux principaux stades morphologiques de *Leishmania* (Photos du Laboratoire de Parasitologie de Strasbourg)

Figure 17: Foyers de leishmaniose viscérale signalées en Algérie (Harrat et al., 1995)

Figure 18: Foyers de leishmaniose cutané signalées en Algérie (Harrat et al., 1995).

Figure 19: Localisation des différentes régions d'étude

Figure 20 : Relief du nord - est de l'Algérie

Figure 21: Carte géologique d'Algérie orientale (Tabet. 2008)

Figure 22: Itinéraires transects effectués dans différentes stations

Figure 23 : Pièges adhésifs installés dans différents biotopes

Figure 24: Pièges CDC installés pour capture en milieu rural et en milieu urbain.

Figure 25: (A) Mesure de la longueur d'A III, A IV, A V (B) Mesure de la longueur de l'épipharynx.

Figure 26: Mesure de la longueur (1) et du piston de la pompe génitale (2) et de la largeur de l'évasement pavillonnaire (3).

Figure 27: Distribution péri- méditerranéenne de *P.perniciosus*, *P. longicuspis* et *P.tobbi*

Figure 28: La répartition géographique de l'espèce *P.perniciosus* en Algérie

Figure 29 A: Valves péniennes de *Phlébotomus Perniciosus* (Photo originale).

Figure 29 B: *Phlebotomus (Larrousius) Perniciosus* (mâle): Génitalia, antennes, édeages.

Figure 30: *Phlebotomus (Larroussius) Perniciosus* (femelle) : Spermatheques, antennes.

Figure 31: Variation du nombre de soies par touffe coxale chez les mâles de *P.perniciosus*.

Figure 32: Répartition géographique de l'espèce *P.longicuspis (LC)*

Figure 33A: *Phlebotomus (Larroussius) Longicuspis* (mâle):Génitalia et édéages. Original

Figure 33B : (A) Edéage, (B) les bases du spermathèque du *P.longicuspis*

Figure34 : *Phlebotomus (Larroussius) longicuspis* (femelle):Spermatheque et antennes. **Figure**

35: Variation de nombre de soies par touffe coxale chez les mâles de *P.longicuspis*

Figure 36 Comparaison du caractère AIII et AIII / Ep entre *P.perniciosus* et *P.longicuspis*

Figure 37: A, extrémité des valves péniennes de *Phlebotomus perniciosus*, B, extrémité des soies médianes des coxites de *Phlebotomus perniciosus* ; B, soies médianes des coxites de *Phlebotomus longicuspis* valves péniennes de *Phlebotomus. Longicuspis*

Figure 38: Effectif de *Phlebotomus perniciosus* et *Phlebotomus longicuspis* en fonction du nombre de soies médianes des coxites. En noir; *Phlebotomus perniciosus*; en hachuré, *Phlebotomus longicuspis*.

Figure 39: La répartition géographique de l'espèce *P.perfilewi*

Figure 40 A: Valve pénienne du mâle de *P.perfilewi*

Figure 40 B: *Phlebotomus (Larroussius) perfilewi* (mâle): Genitalia, antennes, édéages.

Figure 41: *Phlebotomus (Larroussius) perfilewi* (femelle): Spermatheque, antennes. Original

Figure 42: Distribution péri- méditerranéenne de *P. ariasi, P.neglectus, et P.syriacus*

Figure 43: Répartition géographique de l'espèce *P.ariasi*

Figure 44: (A)

Figure 44: (B) Edéage du mâle de *P.ariasi*

Figure45: Spermatique de la femelle de *P.ariasi*

Figure 46: Répartition géographique de l'espèce *P.chadlii*

Figure 47: (A) édéage, (B) vu général du genitalia mâle de *P.chadlii*

Figure 47 B: *Phlebotomus (Larroussius) chadlii* (mâle): Genitalia, antennes, édéages.

Figure 48: Répartition géographique de l'espèce *P.papatasi*

Figure 49: (A) Vu générale du Mâle, (B) genitalia, (C) pharynx de la femelle de *P. papatasi*

Figure 49: (B) *Phlebotomus (Phlebotomus) papatasi* (mâle): Genitalia, antennes, édéages.

Figure 50: *Phlebotomus (Phlebotomus) papatasi* (femelle): Spermathèque , antennes.

Figure 51A: *Phlebotomus (phlebotomus) bergeroti* (mâle) :Genitalia, antennes. Original

Figure 51 B: Edéage du mâle de *P.bergeroti*

Figure 52: (A) Spermathèque, de la femelle

Figure 53: Disribution péri méditerranéenne de *P. sergenti, P. alexandri et P.similis*

Figure 54: Répartition géographique de l'espèce *P.sergenti*

Figure 55: *Phlebotomus (Paraphlebotomus) sergenti* (mâle):Genitalia. Original

Figure 55: (A, B) Edéage avec les lobes basales

Figure 56: *Phlebotomus (Paraphlebotomus) sergenti* (femelle):Spermathèque. Original

Figure 56 : (C) Spermathèque, (D) Pharynx de *P.sergenti*

Figure 57: Répartition géographique de l'espèce *P.alexandri*

Figure 58: *Phlebotomus (Paraphlebotomus) alexandri* (mâle):Genitalia, antennes, édéages

Figure 59: *Phlebotomus (Paraphlebotomus) alexandri* (femelle):Spermatheque et pharynx.

Figure 60: Répartition géographique de l'espèce *P.chabaudi*

Figure 61: *Phlebotomus (Paraphlebotomus) chabaudi* (mâle): Genitalia, antennes,édéages.

Figure 61: (A) Edéage (mâle).

Figure 62: *Phlebotomus (Paraphlebotomus) chabaudi* (femelle) :Spermathèques.

Figure 62: (B) Spermathèques(femelle).

Figure 63A: *Phlebotomus (Paraphlebotomus) riouxi* (mâle): Genitalia, antennes, édéages

Figure 63: (B) Edeage et le iobe basale du mâle de)*P. riouxi*

Figure 64: (A) Spermathèque de la femelle du *P. riouxi*

Figure 65 : Spermathèques, furcas et armatures de l'atrium génital chez *P. chabaudi* (. CBZAT583 & SMO310) et chez *P. riouxi* (TAT74 & TAT23). Barres = 50 µm **Figure**

66: Pharynx de femelles de *P. chabaudi* (SMA215 & SMO436) et de *P. riouxi*.

(TAT74). Noter la présence de dents latérales antérieures chez *P. chabaudi* (flèches), absentes chez *P. riouxi* et la variabilité de l'importance de l'armature pharyngienne chez *P. chabaudi* (désignées par les flèches), absentes chez *P. riouxi* et la variabilité de l'importance de l'armature pharyngienne chez *P. chabaudi*.

- Figure 67:** *Sergentomyia (Sergentomyia) minuta* (mâle): Genitalia, antennes, édeages.
- Figures 67-68:** (A) Style avec soie non caduque, (B) Tête de la femelle, (C) Cibarium,
- Figure 68:** *Sergentomyia (Sergentomyia) minuta* (mâle): Genitalia, antennes, édeages. (D) Vue générale de *S. minuta*
- Figure 69:** Carte représentant les valeurs moyennes du nombre de dents cibariales de *S. minuta* dans différentes régions du bassin méditerranéen
- Figure 70:** *Sergentomyia (Sergentomyia) fallax* (mâle): Genitalia, antennes, édeages.
- Figure 70,71:** (A) Pharynx et Cibarium avec les dents, (B) Edéage de *S. fallax*
- Figure 71:** *Sergentomyia (Sergentomyia) fallax* (femelle): Pharynx, antennes. Original
- Figure 72:** *Sergentomyia (Sergentomyia) antennata* (mâle): genitalia, antennes, édeages.
- Figure 73:** *Sergentomyia (Sergentomyia) antennata* (femelle): Antennes, pharynx. Original
- Figure 73:** (A) Pharynx, (B) Dents cibarial de la femelle de *S. antennata*
- Figure 74:** *Sergentomyia (Sergentomyia) schwetzi* (mâle): Genitalia, antennes. Original
- Figure 74,75:** (A) Spermatheque, (B) Cibarium, (C) Edéage de *S. schwetzi*
- Figure 75:** *Sergentomyia (Sergentomyia) schwetzi* (femelle): Cibarium, antennes. Original
- Figure 76:** *Sergentomyia (Grassomyia) dreyfussi* (mâle): Genitalia, antennes, édeages.
- Figure 77:** *Sergentomyia (Grassomyia) dreyfussi* (femelle): Spermatheques, pharynx, antennes.
- Figure 77A :** Dents, spermatheque de la femelle de *S. dreyfussi*
- Figure 78:** *Sergentomyia (Sintonius) christophersi* (mâle): Genitalia, pharynx, antennes, édeages.
- Figure 79:** *Sergentomyia (Sintonius) christophersi* (femelle): Spermatheques, antennes, cibarium.
- Figure 79:** (A) Cibarium, Pharynx de la femelle de *S. christophersi*
- Figure 80:** *Sergentomyia (Sintonius) clydei* (mâle): Genitalia, pharynx. Original
- Figure 81:** *Sergentomyia (Sintonius) clydei* (femelle): Spermatheques, antennes, pharynx.
- Figure 81:** (A) Dents cibarial, (B) Spermatheque, (C) Edéage de la femelle de *S. clydei*
- Figure 82:** exemple de contrôle d'une PCR.
- Figure 83:** programme Pregap, logiciel STADEN-PACAGE
- Figure 84:** programme Gap4, logiciel STADEN-PACKAGE
- Figure 85:** Arbre détaillant tous les taxons obtenus par la méthode de Neighbor-Joining sur les séquences du cytochrome B
- Figure 86:** Arbres résumés obtenus par analyse des séquences du cytochrome B par les méthodes de Neighbor-Joining (A) et de maximum de vraisemblance (B) sur les séquences du cytochrome B. Les valeurs de Bootstrap obtenues après 1000 répliquats sont mentionnées aux nœuds considérés
- Figure 87:** Arbres obtenus par les méthodes de Neighbor-Joining (A) et de Maximum de Vraisemblance (B) sur les séquences du cytochrome B développant au sein des *Larroussius*.
- Figure 88:** Arbres obtenus par les méthodes de Neighbor-Joining (A) et de maximum de vraisemblance (B) sur les séquences du cytochrome B développant au sein des *Larroussius*
- Figure 89:** Arbres obtenus par les méthodes de Neighbor-Joining (A) et de maximum de vraisemblance (B) sur les séquences du cytochrome B.
- Figure 90:** Position des 57 sites variables obtenus après alignement des séquences du Cytochrome b chez 37 *P. chabaudi* et *P. riouxi* d'Algérie et de Tunisie.
- Figure 91:** arbre obtenu par la méthode de Neighbor-Joining. La topologie est similaire par la méthode de maximum de vraisemblance en utilisant *P. sergenti* et *P. alexandri* comme extra-groupe

Figure 92: Arbres obtenus par les méthodes de Neighbor-Joining (A) et de Maximum de Vraisemblance (B) sur les séquences du cytochrome B

Figure 93A: Arbre obtenu par la méthode de Neighbor-Joining (NJ) sur les séquences du ND4. Les valeurs de bootstrap sont indiquées à chaque branche.

Figure 93 B: Arbre obtenu par la méthode en Maximum de Vraisemblance (ML) sur les séquences du ND4. Les valeurs de bootstrap sont indiquées à chaque branche.

Figure 94: Arbres obtenus par analyses des séquences du ND4 par les méthodes de Neighbor-Joining (A) et de maximum de vraisemblance (B). Les valeurs de bootstrap obtenues après 1000 répliquats sont mentionnées aux nœuds considérés

Figure 95: Arbres obtenus par analyse des séquences du ND4 par les méthodes de Neighbor-Joining (A) et de maximum de vraisemblance (B). Noter l'individualisation des spécimens LC2 et LC637 chez *P. longicuspis*.

Figure 96: Arbre obtenus par la méthode de Neighbor-Joining sur les séquences du ND4 montre une topologie similaire par la méthode de parcimonie, les valeurs de Bootstrap obtenues après 1000 répliquats sont mentionnées aux nœuds considérés, montre la position des autres *Larroussius* par apport aux autres spécimens sont regroupés par espèce.

Figure 97: Arbre obtenu par la méthode de Neighbor-Joining sur les séquences du ND4 montre une topologie similaire par la méthode de parcimonie, les valeurs de Bootstrap obtenues après 1000 répliquats sont mentionnées aux nœuds considérés, montre la position *Paraphlebotomus* par apport aux autres spécimens sont regroupés par espèce.

Figure 98: Arbre obtenu par la méthode de Neighbor-Joining sur les séquences du ND4 est différente celle de la méthode de parcimonie, les valeurs de bootstrap obtenues après 1000 répliquats sont mentionnées aux nœuds considérés, montre la position de genre *Sergentomyia* par apport aux autres spécimens sont regroupés par espèce.

Figure 99: Arbres obtenus par analyse des séquences du marqueur cytochrome C oxydase1 . par les méthodes de Neighbor-Joining (A) et de maximum de vraisemblance (B). Les valeurs de bootstrap obtenues après 1000 répliquats sont mentionnées aux nœuds considérés.

Figure 100: Arbre obtenu par la méthode de Neighbor-Joining. La topologie est différente par la méthode de parcimonie. Les valeurs de bootstrap obtenues après 1000 répliquats sont mentionnées aux nœuds considérés. Tous les échantillons sont regroupés par espèce.

Figure 101: Arbre obtenu par la méthode de Neighbor-Joining sur les séquences du cytochrome C oxydase1. La topologie est différente par la méthode de parcimonie. Les valeurs de bootstrap obtenues après 1000 répliquats sont mentionnées aux nœuds considérés. Montre la position du complexe *P. perniciosus* –*P. longicuspis* par apport aux autres spécimens sont regroupés par espèce.

Figure 102: Arbre obtenu par la méthode de Neighbor-Joining sur les séquences du cytochrome C oxydase1. La topologie est similaire par la méthode de parcimonie. Les valeurs de Bootstrap obtenues après 1000 répliquats sont mentionnées aux nœuds considérés. Les autres *Larroussius* (PF, AR, CD), les autres échantillons sont regroupés par espèce.

Figure 103: Arbre obtenu par la méthode de Neighbor-Joining sur les séquences du cytochrome C oxydase1. La topologie est similaire par la méthode de parcimonie. Les valeurs de Bootstrap obtenues après 1000 répliquats sont mentionnées aux nœuds considérés. Montre la position des espèces de *Paraphlebotomus* par apport aux autres spécimens sont regroupés par espèce.

Figure 104: Position des 97 sites variables obtenus après alignement des séquences de la COXI chez 40 *P. chabaudi* et *P. riouxi* d'Algérie et de Tunisie.

Figure 105: Arbre obtenu par la méthode de Neighbor-Joining sur les séquences du

cytochrome C oxydase1. La topologie est similaire par la méthode de parcimonie en utilisant *P. sergenti* et *P. alexandri* comme extra-groupes. Les valeurs de bootstrap obtenues après 1000 répliquats sont mentionnées aux nœuds considérés.

Figure 106: Arbre obtenu par la méthode de Neighbor-Joining sur les séquences du cytochrome C oxydase1. La topologie est différente de l'arbre obtenu par la méthode de parcimonie. Les valeurs de Bootstrap obtenues après 1000 répliquats sont mentionnées aux nœuds considérés. Les espèces de genre *Sergentomyia* sont mentionnées les autres échantillons sont regroupés par espèce

Figure 107: Séparation électrophorétique de l'amplifiat du marqueur COI après digestion Durant deux heures par l'enzyme de restriction *Hind*III de quelques exemplaires de *P. chabaudi* et *P. riouxi* (RFLP). Noter que seuls les amplifiats de *P. chabaudi* sont coupés par l'enzyme

Figure 108: Séparation électrophorétique de l'amplifiat du marqueur COI après digestion Durant deux heures par l'enzyme de restriction *Hpy*188III de quelques exemplaires de *P. chabaudi* and *P. riouxi* (RFLP). Noter que seuls les amplifiats de *P. riouxi* sont coupés par l'enzyme

INTRODUCTION GENERALE

Parmi les groupes de diptères vecteurs de maladies importantes, les *Phlebotominae* occupent une place de premier choix. Ce groupe joue un rôle important en pathologie humaine, qui depuis plus de cent ans n'a cessé de susciter un grand intérêt du fait de son implication prouvée à différentes reprises dans la transmission de maladies humaines et vétérinaires. Au premier rang se trouvent les leishmanioses, parasitoses aux visages multiples et touchant environ 350 millions de personnes dans le monde et qui connaissent une recrudescence inquiétante depuis quelques années. Elle est inscrite parmi les cinq maladies prioritaires de l'OMS (Garcia-Stoeckel, 1992).

L'un des facteurs déterminants cette diversité clinique, épidémiologique, immunologique des leishmanioses est certainement l'existence chez les vecteurs, d'une spécificité parasitaire de niveau souvent sub-générique, voire parfois spécifique et même subsppécifique, est la construction de couples phlébotome- leishmanie qui ont poussé les « leishmaniques » à exiger des entomologistes des critères d'identification toujours plus pointus. Les phlébotomes peuvent également transmettre à l'homme les arbovirus responsables du groupe des fièvres à phlébotomes et *Bartonella bacilliformis* agent de la verruga péruvienne et de la fièvre de Oriya (Léger et Depaquit, 2001).

En Algérie, signalés pour la première fois en 1921, les phlébotomes ont fait l'objet de très importants travaux sous la direction de Parrot et des frères Sergent. Des découvertes capitales ont été menées, concernant tant leur systématique que leur pouvoir vectoriel. A ce jour, 23 espèces sont signalées en Algérie si l'on y inclut *P.riouxi* (Depaquit ,Killick-Kendrick et Léger, 1998) .

Etant donné l'existence d'une spécificité de niveau générique et spécifique plus ou moins étroite entre les leishmanies et leurs vecteurs. L'étude systématique de ces derniers est le préalable à toute approche éco-éthologique ou de transmission vectorielle.

Sur le plan taxinomique, les variations morphologiques ont donné lieu à la description d'espèces et de sous espèces dont le statut demeure discuté.

L'identification des femelles vectrices lorsqu'elles sont connues, est parfois délicate dans les foyers de leishmaniose où plusieurs espèces affines vivent en sympatrie.

Dans ce travail, nous avons comparé l'approche morphologique classique par une approche jusqu'ici jamais appliquée aux phlébotomes d'Algérie c'est l'analyse moléculaire, qui ouvre la voie à des nouvelles techniques d'identification. Ce manuscrit se scinde en deux parties :

Dans la première partie, chapitre I, une synthèse bibliographique permet d'aborder quelques rappels sur la systématique, la biodiversité et la bioécologie des phlébotomes, leur répartition géographique et leur implication dans certaines parasitoses sont également mentionnées. Le chapitre II concerne la présentation des régions d'études et leurs caractéristiques bioclimatiques.

Dans le chapitre III, nous avons mentionné les différentes stations prospectées au niveau desquelles ont été récoltées les populations de phlébotomes. Les techniques de piégeages et celles du montage des phlébotomes ainsi que leur identification sont abordées. Une étude morphométrique est également envisagée afin de confirmer les différentes espèces récoltées en complément des critères habituellement utilisés.

Le chapitre V inclus les résultats des captures des espèces phlébotomiennes sous la forme d'un commentaire discuté avec au préalable un aperçu sur chacune d'elles.

La deuxième partie présente les résultats de la caractérisation moléculaire des espèces récoltées à l'est algérien en utilisant la voie d'approche (morphologique, et analyse d'ADN) pour essayer de résoudre les problèmes posés par leur individualisation et leurs relations taxonomiques.

Enfin, une conclusion générale met l'accent sur les perspectives et les travaux qui restent à mener en se référant à de nouvelles voies d'approche qui pourraient peut-être élucider certains problèmes causés par ces Diptères.

CHAPITRE I : PHLEBOTOMES ET MALADIES TRANSMISES

1- GENERALITES SUR LES PHLEBOTOMES

1.1.- Systématique des phlébotomes et leur biodiversités

Les phlébotomes appartiennent à l'embranchement des Arthropodes, classe des Insectes, ordre des Diptères, sous-ordre des Nématocères. Comme pour beaucoup de groupes, la systématique des phlébotomes est typologique, sans argumentation phylogénétique jusqu'à la publication de nouvelles approches phylogénétiques qui ont complété les travaux de Rispaill et Léger (1998a, 1998b), de Galati (1990), de Depaquit et *al.*, (1998c) et de Aransay et *al.*, (2000). Il faut noter que les caractères habituellement utilisés pour les identifications (appareil génital, soies thoraciques, dents cibariales, dents du pharynx, nervation alaire, soies antennaires) sont d'utilisation difficile. Approche pour laquelle d'autres caractères doivent être privilégiés (thoraciques, céphaliques, abdominaux) ainsi que des caractères moléculaires dont le rythme de mutation est lent.

Près de 800 espèces de phlébotomes sont actuellement décrites. Ils retracent de nombreux travaux d'alpha taxinomie qui ont débuté au 18^{ème} siècle par la description de *Phlebotomus papatasi* Scopoli 1786.

En 1943, Rondani établit une liste dont Walker (1851) a groupé les espèces de phlébotomes dans la famille des *Phlebotomidae*.

- Plus tard Kertész (1903) distingue et classe les sous familles: *Psychodinae* et *Phlebotominae*, qu'il groupe dans la famille des *Psychodidae*.

- França et Parrot. (1920) ont subdivisés le genre *Phlebotomus* en cinq sous genres: *Phlebotomus*, *Paraphlebotomus*, *Brumptomyia*, *Lutzia* (=Lutzomyia) França, 1924) et *Sergentomyia*.

- Theodor (1948) se base sur la variabilité morphologique de l'armature buccale (cibarium), du pharynx et des spermathèques des femelles pour diviser la sous famille des *Phlebotominae* en quatre genres, *Phlebotomus*, et *Sergentomyia* dans l'Ancien Monde; *Lutzomyia*, *Brumptomyia* et *Warileya* dans le Nouveau Monde.

- En 1966, Perfiliew regroupe tous les phlébotomes dans la famille des *Phlebotomidae* et crée la super famille des *Psychodidae*.

- Lewis (1973) reconnaît la famille des *Phlebotomidae*.

- Abonnenc et Léger (1976) proposent une nouvelle classification dans laquelle la famille des *Phlebotomidae* (Walker, 1848) est divisée en trois sous-familles et 10 genres :

* la sous-famille des *Euphlebotominae* qui comprend 4 genres (figure 1):

Spelaeophlebotomus (Theodor, 1948), *Idiophlebotomus* (Quate et Fairchild, 1961), *Phlebotomus* (Rondani, 1843) et *Sergentomyia* (França et Parrot, 1921).

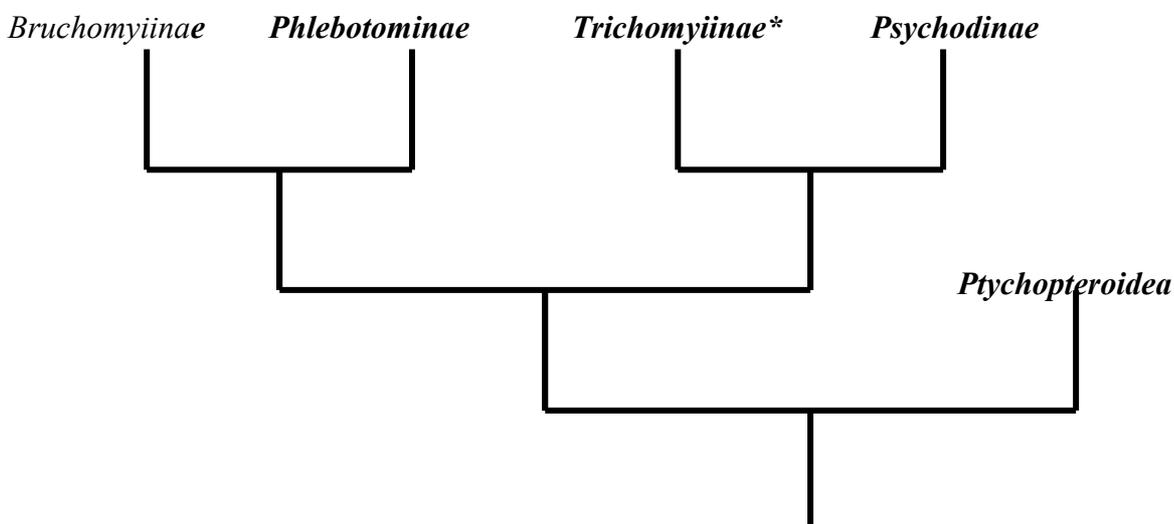
* la sous-famille des *Neophlebotominae* qui compte 4 genres :

Grassomyia (Theodor, 1958), *Parvidens* (Theodor et Mesghali, 1964), *Brumptomyia* (França et Parrot, 1921), et *Lutzomyia* (França, 1921).

* la sous-famille des *Disphlebotominae* avec deux genres:

Warileya (Hertig., 1948) et *Hertigia* (Fairchild., 1949)

- Lewis en 1982, dans sa revue taxonomique du genre *Phlebotomus* propose 12 sous genres: *Adlerius* (Nitzulescu, 1931), *Anaphlebotomus* (Theodor, 1948), *Australophlebotomus* (Theodor, 1946), *Euphlebotomus* (Theodor, 1948), *Idiophlebotomus* (Quate et Fairchild 1961), *Kasaulius* (Lewis, 1982), *Larrousius* (Nitzulescu, 1931), *Paraphlebotomus* (Theodor, 1948), *Phlebotomus* s.st.(Rondani,1840), *Spelaeophlebotomus* (Theodor, 1948), *Synphlebotomus* (Theodor, 1948), *Transphlebotomus* Artemiev, 1984).



* monophylétisme incertain

Figure1: Cladogramme des *Psychodidae* (Hennig 1972), d'après Léger et Depaquit., 2002.

- En 1991, Artemiev a proposé 24 genres, élevant certains sous-genres au rang de genres tout en créant de nouveaux.

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

En ce qui concerne les phlébotomes américains, Ready et *al.*, (1980), suivis par Ryan (1986), proposent l'individualisation au sein des *Lutzomyia* du genre *Psychodopygus*, opinion ne faisant pas l'unanimité parmi les spécialistes du groupe (Young et Duncan.,1994).

Certains travaux expriment clairement cette préoccupation tels ceux de Galati (1990) qui, par une étude critique des caractères morphologiques utilisés pour la diagnose spécifique et supra-spécifique, tente de dégager les plésiomorphies des apomorphies et propose un cladogramme mettant en évidence certaines parentés n'ayant jusqu'alors jamais été évoquées comme des *Sergentomyia* et des *Lutzomyia*, c'est-à-dire, n'incluant pas les *Psychodopygus*.

- Léger et Depaquit (1999) se basent sur des arguments morphologiques et biogéographiques et retiennent 13 genres (Tableau I).

Tableau I : Distribution géographique des genres de phlébotomes (Léger et Depaquit., 1999)

	Nombre D'espèces	Amérique	Océanie	Indonésie	Afrique au sud du Sahara	Eurasie et Afrique du nord
<i>Brumptomyia</i>	22	+				
<i>Lutzomyia</i>	+ de300	+				
<i>Warileya</i>	6	+				
<i>Australophlebotomus</i>	10		+			
<i>s</i>	12		+	+		
<i>Idiophlebotomus</i>	1				+	+
<i>Chinius</i>	1				+	(Chine et Inde)
<i>Spelaeophlebotomus</i>	4				+	+
<i>Parvidens</i>	5				+	(Chine)
<i>Grassomyia</i>	4				+	
<i>Spelaeomyia</i>	1				+	
<i>Demeillonius</i>	≈ 250		+	+	+	
<i>Sergentomyia</i>	≈ 100			+	+	
<i>Phlebotomus</i>						

En 2000, Rispaïl et Léger, donnent une classification des phlébotomes de l'ancien monde (Tableau II).

Tableau II: Classification des phlébotomes de l'ancien monde (Rispaïl et Léger., 2000)

Genres	Sous-genres
I – <i>Phlebotomus</i> Rondani & Berté 1840	1- <i>Adlerius</i> Nitzulescu 1931 2- <i>Anaphlebotomus</i> Theodor 1948 3- <i>Euphlebotomus</i> Theodor 1948 4- <i>Kasaultus</i> Lewis 1982 5- <i>Larroussius</i> Nitzulescu 1931 6- <i>Paraphlebotomus</i> Theodor 1948 7- <i>Phlebotomus</i> Rondani & Berté 1840 8- <i>Synphlebotomus</i> Theodor 1948 9- <i>Transphlebotomus</i> Artemiev & Neronov 1991
II – <i>Australophlebotomus</i> Theodor 1948	
III – <i>Idiophlebotomus</i> Quate & Fairchild 1961	
IV- <i>Spelaeophlebotomus</i> Theodor 1948	
V- <i>Sergentomyia</i> França & parrot 1920	1- <i>Demeilloius</i> Davidson 1980 2- <i>Grassomyia</i> Theodor 1958 3- <i>Neophlebotomus</i> França & parrot 1920 4- <i>Parrotomyia</i> Theodor 1985 5- <i>Sergentomyia</i> França & parrot 1920 6- <i>Sintonius</i> Nitzulescu 1931
VI- <i>Spelaemyia</i> Theodor 1948	
VII- <i>Chinius</i> Leng 1987	

En 2008a, Depaquit, Léger et Robert créent au sein du genre *Sergentomyia* le sous-genre *Vattierromyia* pour y placer trois espèces malgaches qu'ils décrivent à l'occasion.

L'étude moléculaire est une approche simple pour répondre à ces méthodes de reconstruction phylogénétique dans la mesure où la question de l'homologie des caractères ne se pose pas. En revanche, le choix de ces marqueurs est crucial et leur rythme de mutation doit être en corrélation avec la problématique inférée. Si ce rythme est trop lent, ils ne sont pas informatifs. Si le rythme est trop rapide, les caractères sont saturés en mutations et deviennent alors faussement informatifs.

- En 1988, Ready et *al.*, mettent au point une première sonde spécifique d'un fragment non codant l'ADN ribosomique de *P.papatasi* qu'ils utilisent simultanément avec une sonde hybridant l'ADN kinétoplastique de *L. major*, pour identifier le parasite chez son vecteur. D'autres sondes sont ensuite réalisées pour différencier des espèces affines de *Psychodopygus* et *Lutzomyia*, vectrices de *Leishmania braziliensis* par Ready et *al.*, (1991) et Adamson et *al.*, (1991). L'étude du polymorphisme d'amplification de l'ADN par amorces aléatoires (ou Random Amplified Polymorphic DNA polymerase chain reaction (RAPD) a été utilisée pour la recherche de marqueurs diagnostiques chez des espèces sympatriques de *Lutzomyia* dont les femelles sont isomorphe (Adamson et *al.*, 1993). Elle est appliquée à la caractérisation des *Phlebotomus* par Martin Sanchez et *al.*, (1995) sur deux modèles d'élevage à savoir *P. papatasi* et *P. perniciosus* et sur des populations naturelles de cinq espèces de l'ouest méditerranéen. Le principal inconvénient de cette méthode est son manque de reproductibilité qui en fait une méthode inutilisée depuis plusieurs années.

Un autre moyen d'analyser la variabilité génétique repose sur l'étude du polymorphisme de l'ADN mitochondrial (ADNmt) par amplification et séquençage. Selon Ready et *al.*, (1997) et Marcondes et *al.*, (1997). L'ADNmt est utile aussi bien en génétique des populations de phlébotomes que dans la mise en évidence de phénomènes d'introgession.

Le séquençage de marqueurs relativement rapides (marqueurs mitochondriaux, I Second internal transcribed spacer (ITS2)) qui se prête bien à la reconstitution phylogénétique de groupes terminaux (sous-genres) a été largement utilisé par Depaquit et *al.*, (1998c, 1999, 2000), Esseghir et *al.*, (1997, 2000), Aransay et *al.*, (2000) et Di Muccio et *al.*, (2000).

Ces travaux sont souvent de niveau intra-subgénéérique et centrés sur les espèces présentant un intérêt médical. Les principales acquisitions de cette série de travaux chimiotaxinomiques sont pour la mise en évidence d'espèces jumelles, de variations intra-spécifiques (niveau populationnel), de phénomènes de vicariance donnant lieu à des interprétations paléobiogéographiques alors que le niveau supragénéérique est plus rarement abordé.

1.2.- Morphologie

Les phlébotomes sont des petits diptères hématophages présentant un corps grêle et allongé, de petite taille de 1.5 à 3.5 mm de long (figure 2). Le corps de couleur pâle est couvert d'une vestiture épaisse qui lui permet un vol silencieux. Au repos, les ailes sont inclinées à 45° conférant au phlébotome une attitude caractéristique.

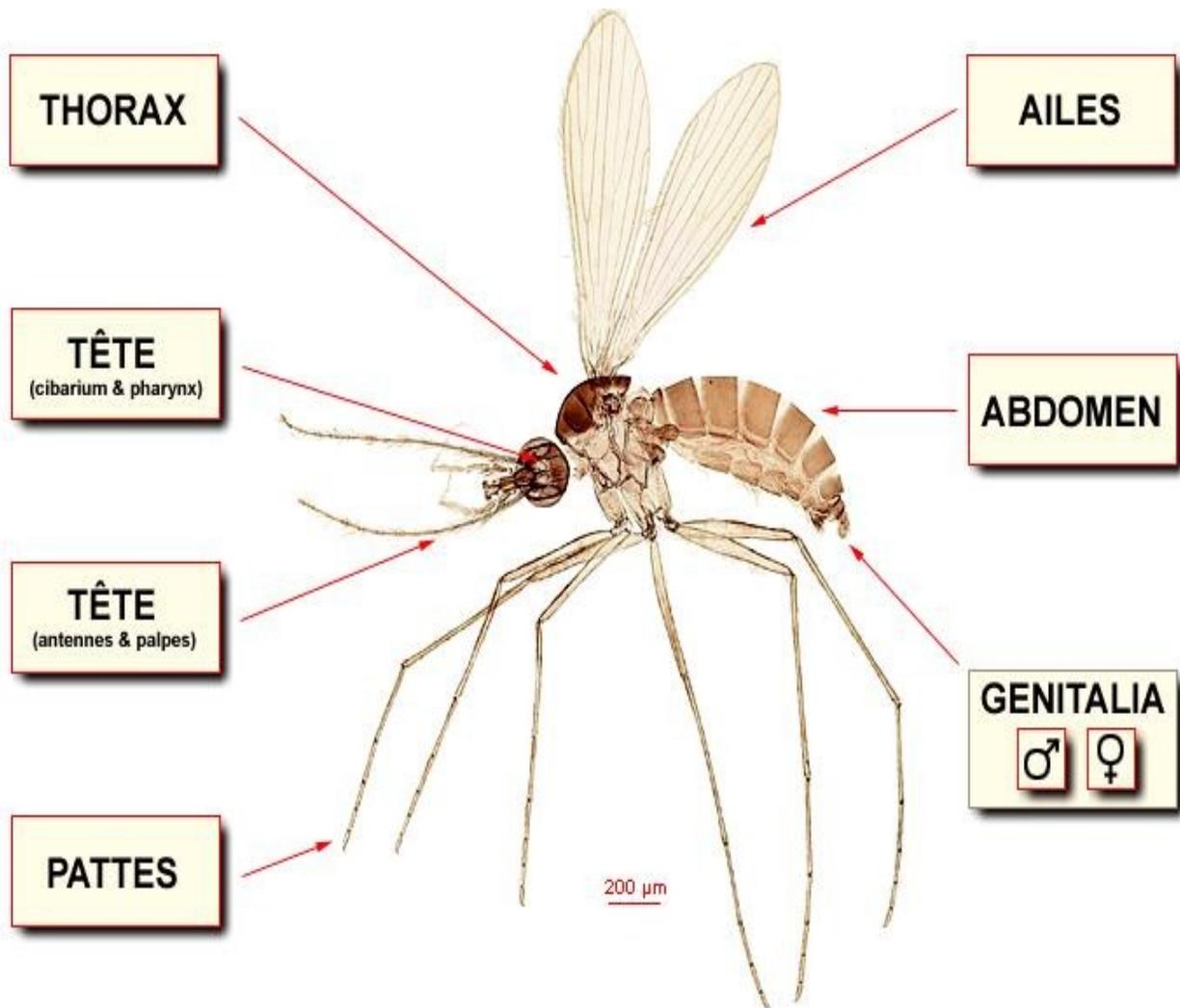


Figure 2: Morphologie générale d'un phlébotome adulte (Niang *et al.*, 2000).

La tête est formée en grande partie par une capsule chitineuse (épicrâne), limitée de chaque côté par un œil composé, elle porte deux antennes et le proboscis. Les deux antennes qui s'insèrent au niveau de la région frontale sont formées chacune de 16 segments, deux segments basaux, pas plus longs que larges et de 14 segments beaucoup plus minces, constituant le flagellum. L'ensemble des pièces buccales forme une trompe courte (figure 3). Seules les femelles portent des mandibules dentelées (figure 4). Le nombre et la longueur de ces épines géniculées sont utilisés en systématique. On a pu établir d'après ces deux caractères une formule antennaire. Cette formule s'exprimant sous forme d'une fraction dont le numérateur porte le nombre d'épine (1 ou 2 par article) et le dénominateur porte la succession des articles sur lesquels ces épines sont présentes:

Exemple: $\frac{2}{\text{III-XV}}$ (Formule antennaire habituelle des femelles)

$\frac{1}{\text{III-VII}}$ (Formule qu'on peut rencontrer chez certains mâles)

Pour l'identification spécifique, on tient compte aussi de la longueur relative des différents articles, et on écrira par exemple: III > IV+V c'est-à-dire que le troisième article est plus grand que le quatrième et cinquième article réunis.

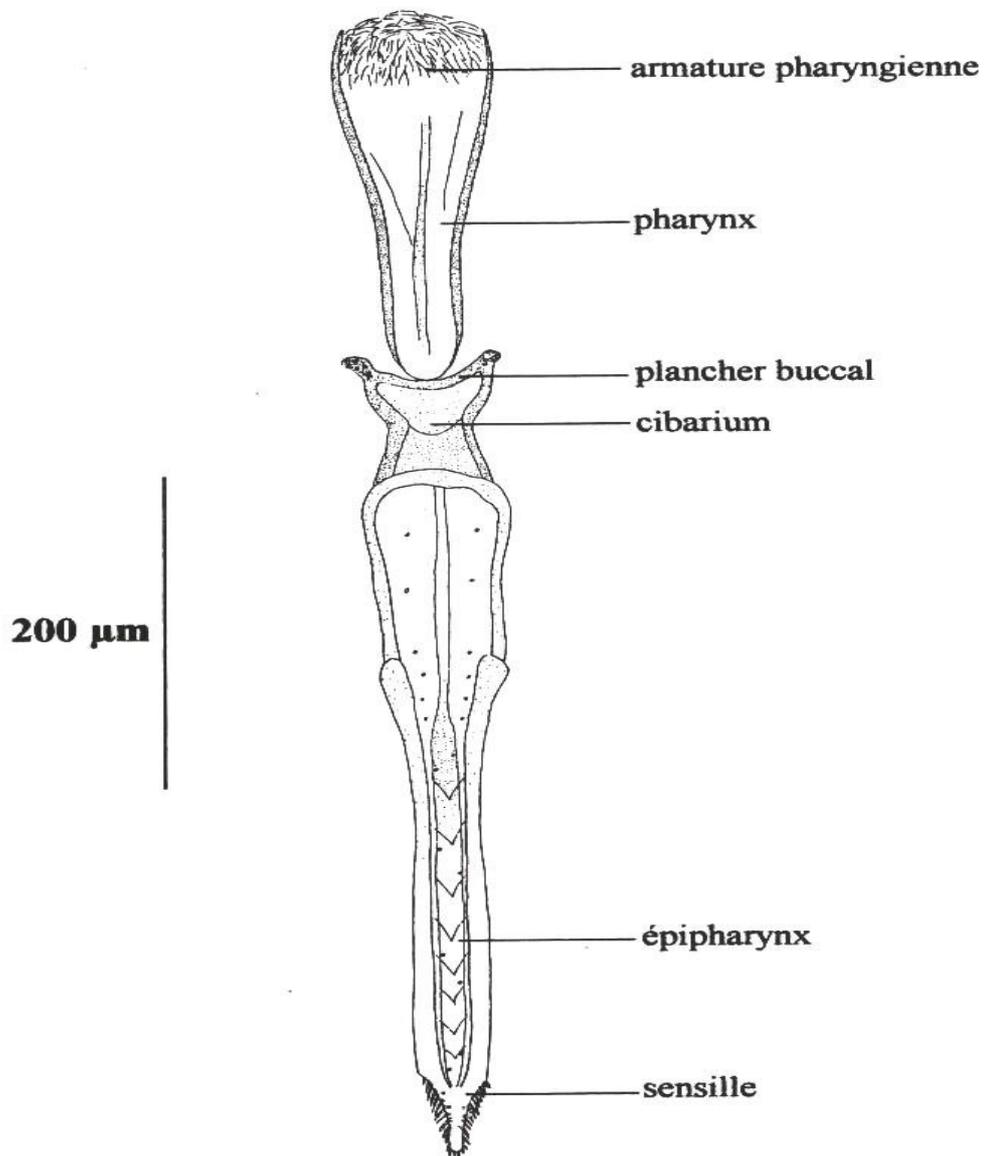


Figure 3 : Pièces buccales impaires, à l'exception du labium (femelle) *P.*

sergenti

similis,Turquie) (Depaquit., 1997).

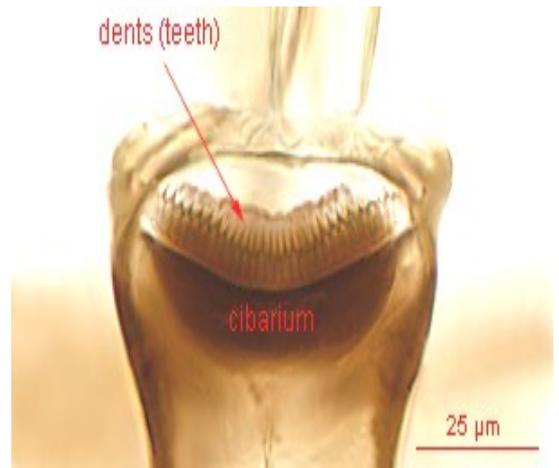
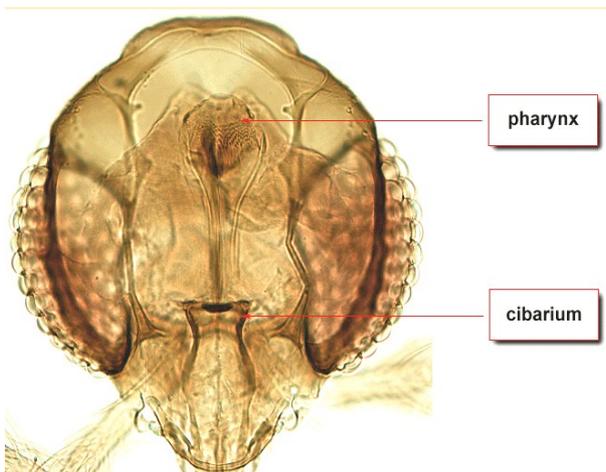
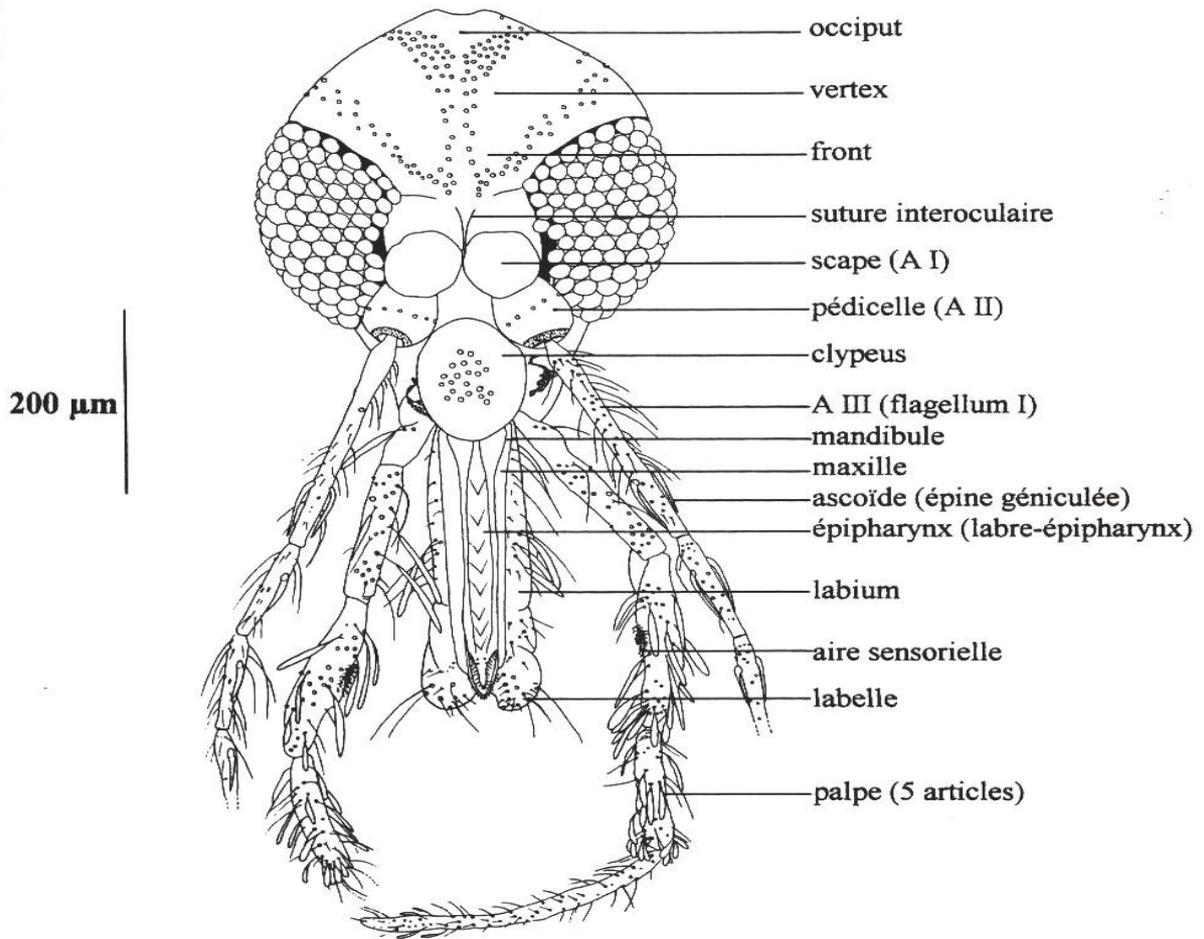


Figure 4 : (A) vue générale de la tête, (B) vue frontale de la tête, (C) vue ventrale de la tête)

Le thorax (figure 5), est bien développé comme chez tous les Diptères. Il est convexe et constitué de trois segments à savoir le prothorax, le mésothorax et le métathorax.

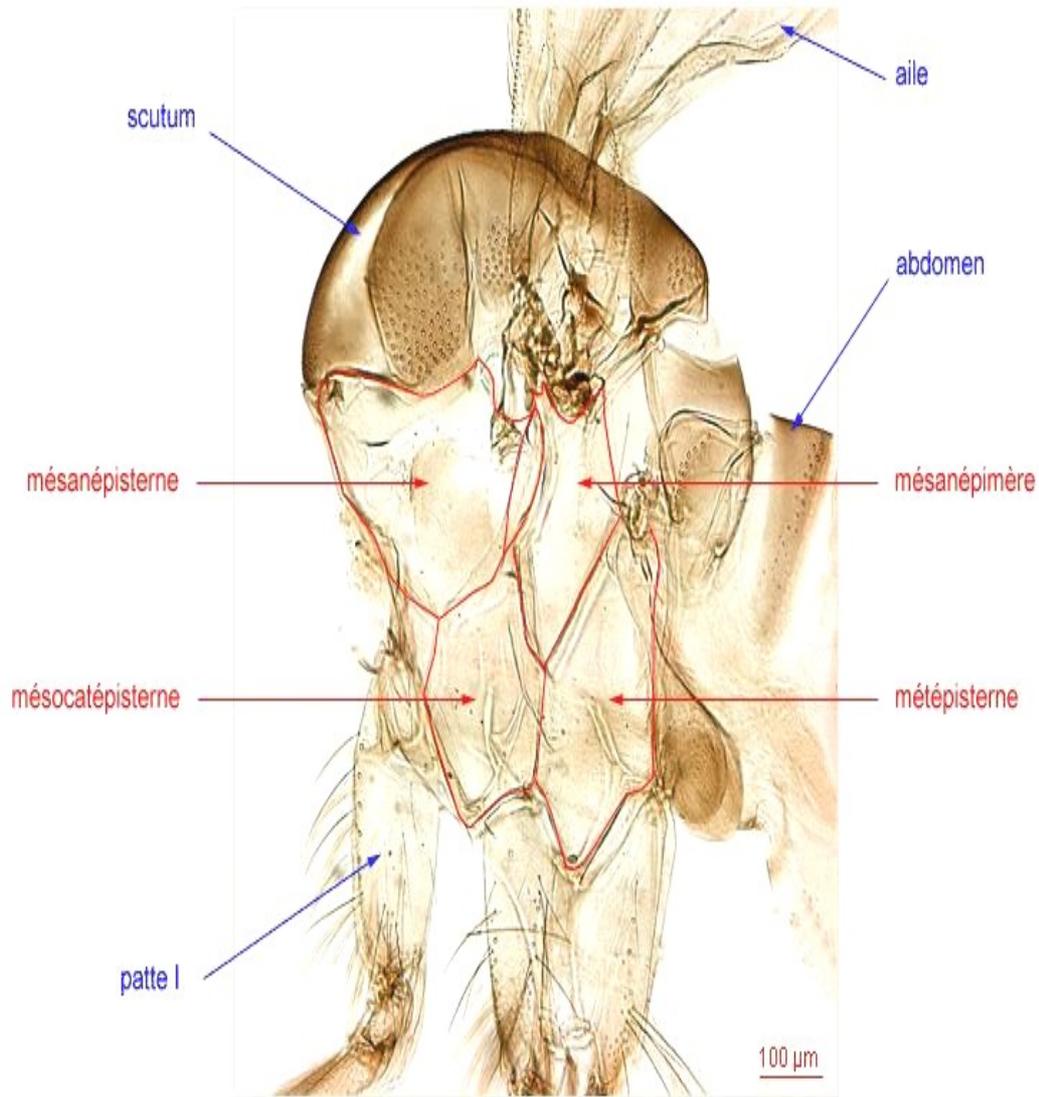


Figure 5 : Thorax de phlébotome (Niang et al., 2000)

Notons que sur chacun des trois segments thoraciques fusionnés est insérée une paire de pattes articulées, longues, fines et couvertes de soies (figure 6).

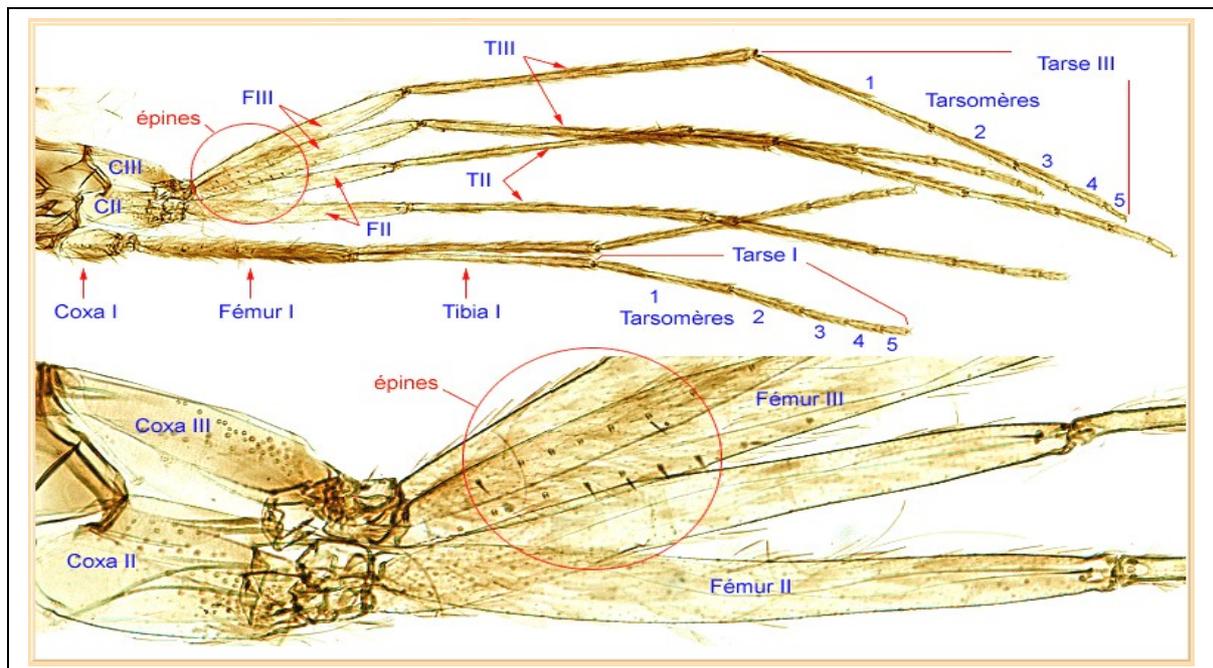


Figure 6 : Pattes de phlébotome (Niang et al., 2000)

Il porte une paire d'ailes lancéolées, couvertes de longues soies et des balanciers qui assurent l'équilibration de l'insecte pendant le vol. Les ailes comprennent 9 nervures longitudinales et des nervures transversales toujours situées près de la base d'insertion (figure 7). Au repos, les ailes sont ordinairement élevées sur le thorax faisant un angle de 45° environ.

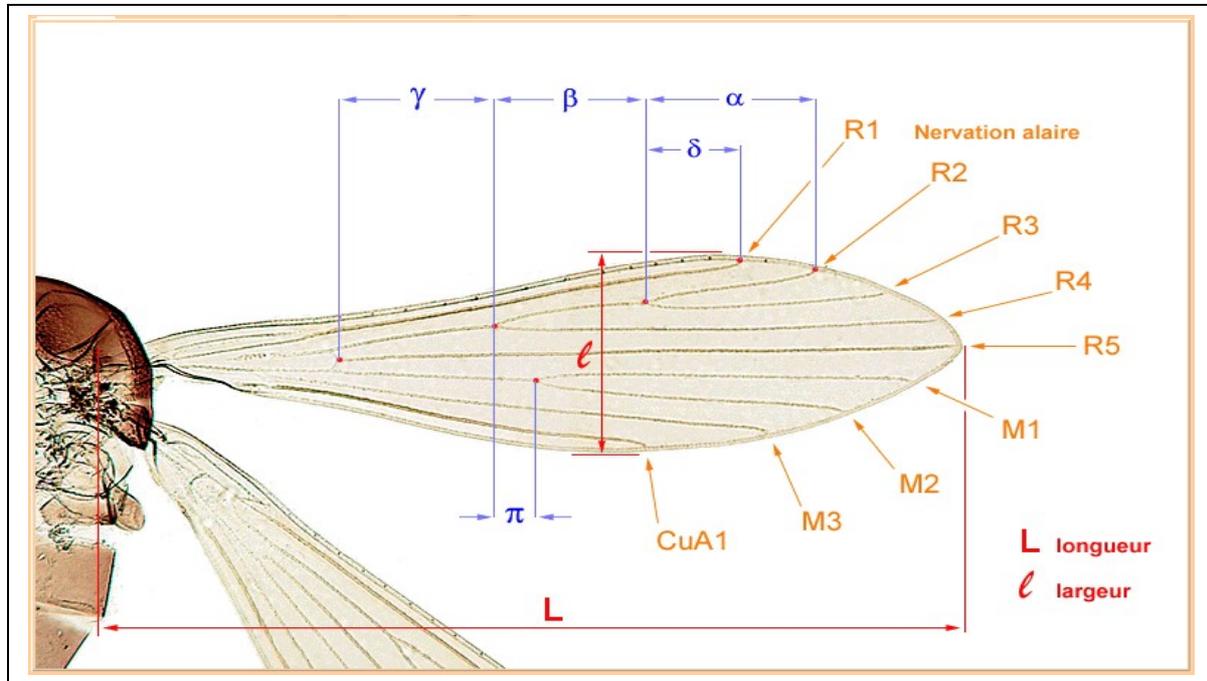


Figure 7: Aile de phlébotome (Brunhes et al., 2000)

L'abdomen est cylindrique. Il est composé de 10 segments ; le premier est rattaché au thorax. Les 7 premiers non modifiés, portent chacun une paire de stigmates respiratoires ; tandis que les trois derniers sont transformés pour constituer le génitalia.

chez le mâle (figure 8), l'armature génitale, très développée, se compose de trois paires de prolongements: une paire de coxites sur lesquels s'articulent les styles, une paire de pièces médianes, les paramères naissant à la base des coxites, une paire de prolongements ventraux appelés lobes latéraux et enfin, soudés à la partie interne de ces derniers, deux lames membraneuses, les lamelles sous-médianes entre lesquelles s'ouvre l'anus. Entre les paramères se situent les gaines du pénis protégeant deux filaments génitaux. Les filaments, faisant suite à la pompe génitale, qui est un organe interne, prennent naissance dans les segments postérieurs de l'abdomen.

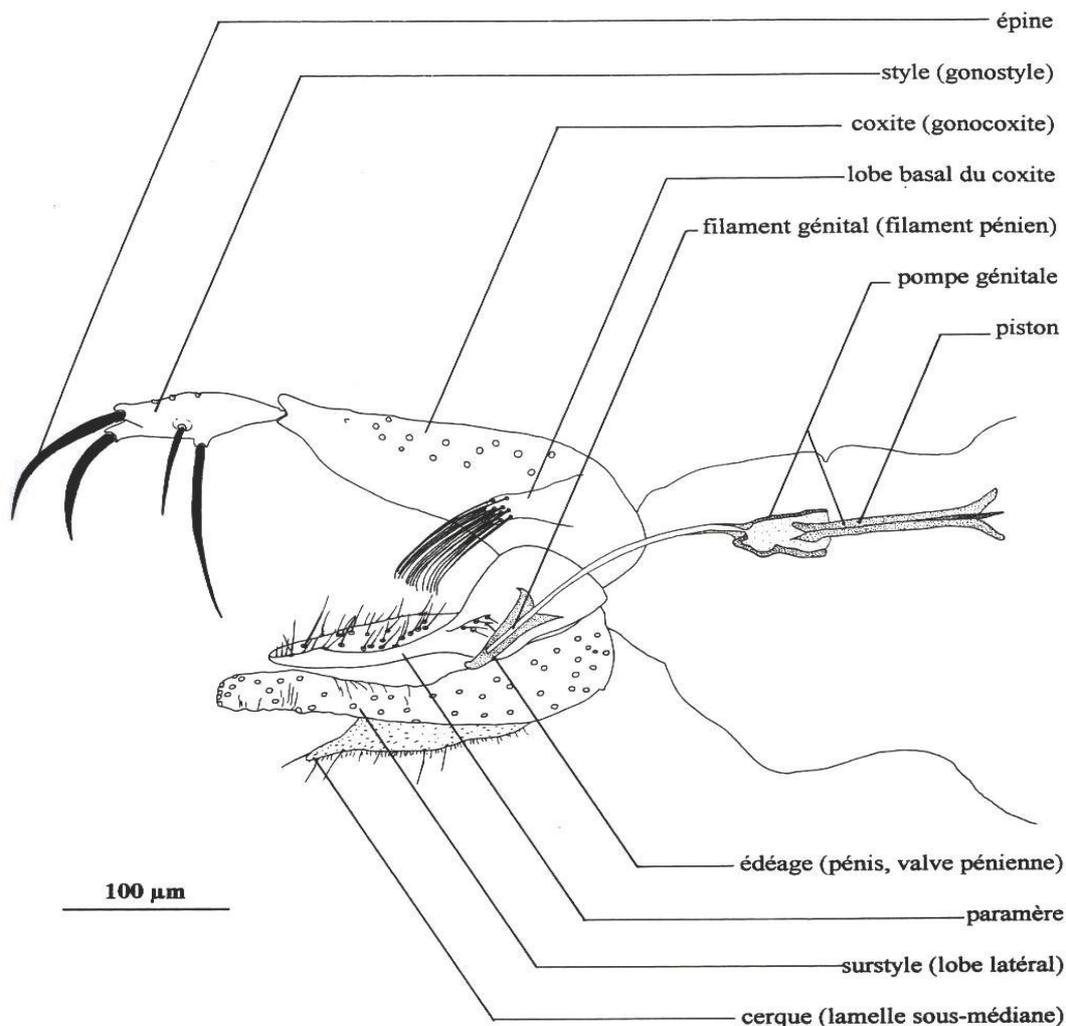


Figure 8 : Appareil génital (*P. sergenti similis*, Turquie) (Leger et Depaquit., 2001).

Chez la femelle, les organes génitaux internes se composent de trois organes pairs: deux ovaires, deux glandes annexes et deux spermathèques (figure 9). Chaque ovaire se continue par un court oviducte qui s'ouvre dans une chambre génitale qui est soutenue par une furca. Les spermathèques s'ouvrent aussi dans la chambre génitale (figure 10). La furca peut être utilisée pour localiser l'issue des spermathèques (figure 11).

Les spermathèques qui sont des organes internes sont formées chacune d'une capsule chitineuse, de morphologie très variable. Elle sont au nombre de deux et communiquent avec l'extérieur par des conduits plus au moins longs qui débouchent dans l'atrium génital. L'armature génitale du mâle, les spermathèques et l'armature buccale de la femelle varient dans leur morphologie et sont utilisés dans l'identification et la classification des espèces.

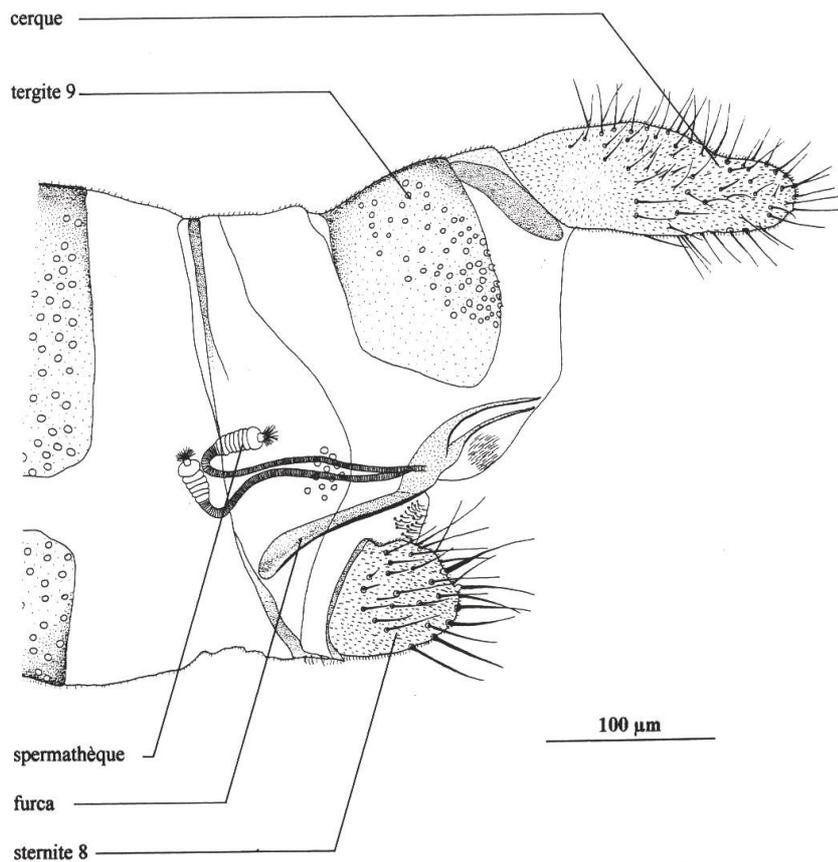


Figure 9: Extrémité postérieure de l'abdomen en vue latérale.
(P. sergenti similis, femelle Turquie) (Léger et Depaquit., 2001)

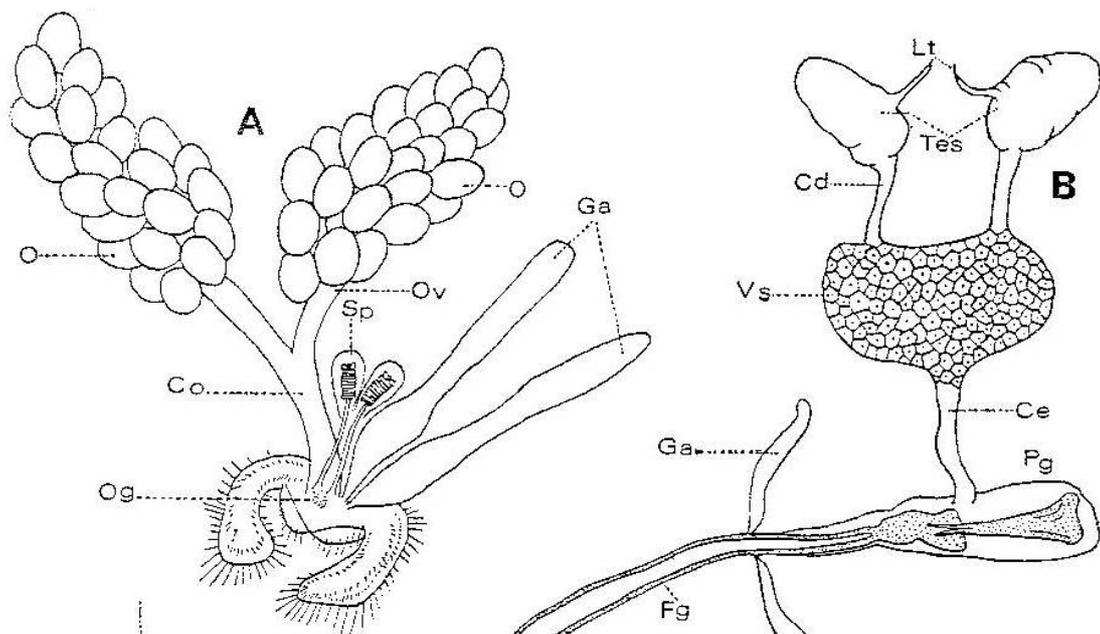


Figure10 : Appareil reproducteur : A. phlébotome femelle, O : ovaire, Ov : oviducte, Sp : spicule, Ga: glandes annexes, Co: canal ovarien, Og: orifice génital, B. phlébotome mâle, Lt : ligament testiculaire, Tes: testicules, Cd: canal déférent, Vs: vésicule séminale, Ce: canal

éjaculateur, Ga: glandes annexes, Pg: pompe génitale, Fg: filaments génitaux (Abonnenc ., 1972).

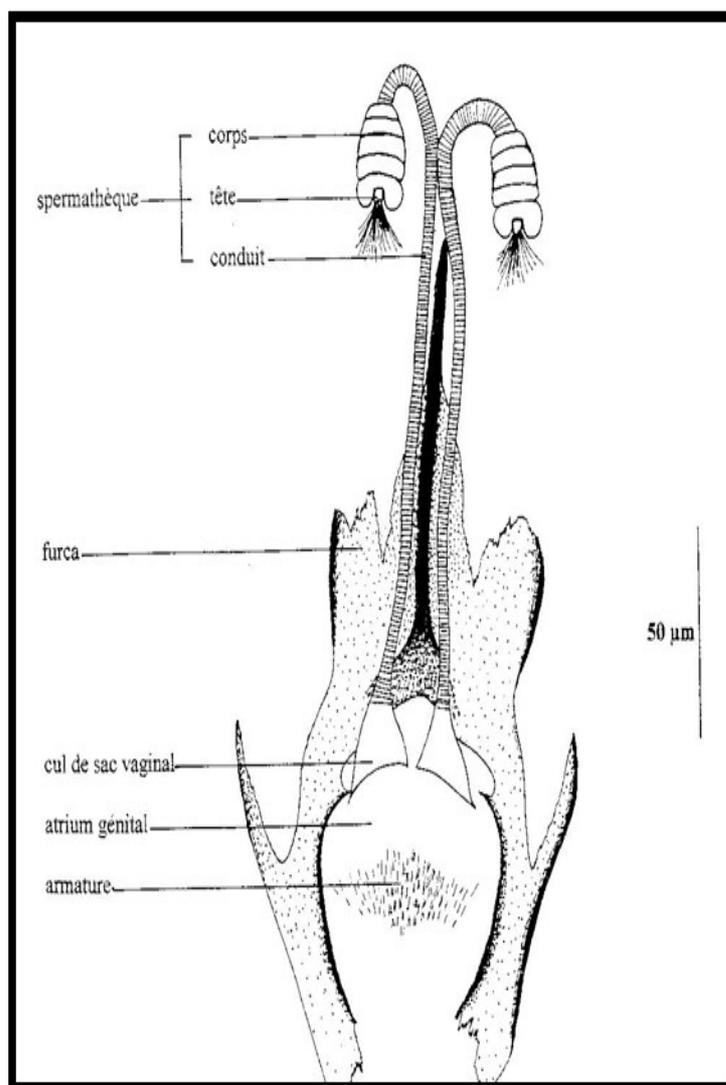


Figure 11: Furca et spermathèque (*P. mongolensis*, Syrie) (Depaquit., 1997)

1.3.- Bio-écologie des phlébotomes

Ils présentent un cycle de vie holométabole qui comprend obligatoirement l'œuf, quatre stades larvaires, une nymphe et l'imago (figure 12). On peut rencontrer les phlébotomes sur tous les continents mais leur apparition, leur densité, leur période d'activité et leur disparition varient suivant la latitude, l'altitude, la saison et l'espèce (Abonnenc,1972). Durant la journée, ils se cachent dans les endroits obscurs et abrités. Dans les régions tropicales ils sont actifs toute l'année, alors que dans les régions tempérées, ils sont en pause hivernale malgré une activité méditerranéenne démontrée récemment (Naucke et *al.*, 2008). La pérennité de l'espèce est assurée par les larves hibernantes de stade IV.



Œufs et Larve



Nymphe



Adulte



Femelle



Mâle

Figure12: Cycle de vie d'un phlébotome (Elevage de *P. duboscqi*) (Pesson., 2004)

La femelle prend un repas sanguin pour se procurer les éléments nutritifs nécessaires à la maturation de ses œufs. Le temps entre un repas sanguin et la maturation des œufs dépend de l'espèce, de la vitesse de digestion et de la température ambiante. Les femelles déposent leurs œufs (80 à 100 œufs) dans des biotopes qui garantissent les conditions optimales pour les stades pré-imaginaux. Ils sont pondus un à un dans des substrats de toutes sortes mais surtout dans des endroits humides qui constituent les gîtes des larvaires (Dolmatova et Demina., 1971). En effet, la survie et le développement des œufs dépendent des conditions d'humidité et de température appropriées (26-30°). L'incubation des œufs qui est de l'ordre de quatre à dix sept jours varie avec la température (Abonnenc., 1972).

Les larves sont terricoles, sédentaires, saprophages et phytophages, leurs gîtes varient selon les espèces et peuvent être les fissures du sol, les terriers de micromammifères, nids d'oiseaux, creux d'arbres, fentes des murs, sols des habitations et des étables. Ces derniers constituent des microhabitats caractérisés par des conditions constantes ; lieux calmes abrités de courants d'air,

humides et sombres. Le développement de leurs larves terricoles, exige une température relativement constante, une obscurité, un milieu nutritif formé de déchets organiques animal ou végétal, un calme absolu et un degré d'humidité voisin de la saturation (Abonnenc., 1972). Notons que la durée des quatre stades larvaires successifs est variable en fonction des données climatiques (en pays tempérés l'hibernation se fait au stade d'œuf ou de larve).

La nymphe est fixée en position verticale par son extrémité postérieure et se rencontre au niveau des mêmes gîtes que ceux de la larve. Elle ne se nourrit pas et la durée du seul stade nymphal serait de six à quinze jours. Elle est plus grande que la larve et adaptée à un milieu aérien sec. Tout comme les œufs, elle a besoin de protection contre l'insolation et d'autres facteurs météorologiques agissant de manière brutale. La nymphe entre alors en état de vie ralentie pour subir enfin, la mue imaginale conduisant à l'adulte.

Les phlébotomes adultes sont caractérisés par le calme et la tranquillité du gîte de repos, l'existence de gîtes de ponte propices à la vie des larves et la proximité d'hôtes vertébrés nécessaires au repas de sang de la femelle. Ils séjournent dans des endroits retirés sombres et relativement humides (terriers, étables, clapiers, niches et même dans les maisons). Les horaires de sortie et de rentrée varient suivant l'espèce et les conditions du milieu (étage bioclimatique, période de l'année). Très sensibles aux courants d'air, ils ne se déplacent que par temps absolument calmes, par des vols courts et silencieux avec des arrêts fréquents. Le vol s'effectue par des bonds rapides sur des parois verticales de bas en haut lorsqu'ils sont dérangés, leur rayon maximum de déplacement est variable selon les espèces, soit à peu près un kilomètre. Ils ont une activité nocturne qui commence au crépuscule à condition que la température soit suffisante (19-20C°) et qu'il n'y ait pas de vent (vitesse limite: 1m/sec.). Une température faible ou trop élevée constitue autant de facteurs limitant l'activité des phlébotomes (Killick-Kendrick., 1999, Wasserberg et *al.*, 2003). Certaines espèces sont attirées par la lumière, le plus souvent de faible intensité, alors que d'autres sont endophiles et pénètrent volontiers dans les maisons, les étables..., par contre certaines sont exophiles (Léger et Depaquit., 2001).

La femelle, seule hématophage, se nourrit de sang des vertébrés (oiseaux, reptiles, batraciens et mammifères dont l'Homme), à chaque cycle gonadotrophique en dehors desquels elle se nourrit de sucs végétaux et de jus sucrés dont le mâle se nourrit exclusivement. Quelques espèces dites autogènes peuvent se passer d'un tel repas sanguin. La durée de vie des adultes est fonction de la température (plus celle-ci est basse, plus la durée de vie est élevée) et de l'humidité (plus l'hygrométrie est élevée, plus la durée de vie est élevée). Les femelles vivent en moyenne deux semaines à deux mois et prennent généralement plusieurs repas sanguins (ce qui est indispensable à la transmission des leishmanies) alors que les mâles ont une durée de vie plus courte. Les pontes interviennent une semaine après le repas sanguin. Chez l'Homme, ce sont les parties découvertes qui sont exposées aux piqûres (visage, cou, mains, pieds). Chez d'autres mammifères, ce sont les zones les moins velues (museau, oreilles). L'attraction des phlébotomes

pour l'être humain semble dépendre de la production de gaz carbonique (CO₂) mais également de l'odeur (Pinto et *al.*, 2001).

1.4.- Les phlébotomes d'Algérie

La présence des phlébotomes a été rapportée pour la première fois en Algérie en 1912 par Foley et Leduc et plus tard par Parrot et Sergent de 1917 à 1960 (Dedet et *al.*, 1984).

Aujourd'hui 23 espèces sont connues en Algérie 13 appartiennent au genre *Phlebotomus* et 10 au genre *Sergentomyia*. Chaque espèce a sa propre distribution écologique excepté les montagnes du Sahara central où les espèces méditerranéennes (*Phlebotomus perniciosus*) et celle du secteur zoogéographique éthiopien (*Phlebotomus papatasi*) qui sont les vecteurs prouvés du *Leishmania infantum* (leishmaniose viscéral) et *Leishmania major* (leishmaniose cutanée) respectivement (Belazzoug, 1991). Les espèces de phlébotomes d'Algérie sont mentionnées dans le tableau III.

Tableau III : Liste des espèces de phlébotomes représentées en Algérie (Belazzoug, 1991)

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

(*) Espèces exclusivement localisées au Sahara central.

(**) Un spécimen rapporté de Mila (Nord-est Algérien) par Berchi et al, (1986)

1.5.- Répartition géographique des phlébotomes

1.5.1.- Dans le monde

L'aire de répartition des phlébotomes dans le monde est très vaste et se rencontrent sur tous les continents, mais ne dépassent pas certaines latitudes. Ils n'ont pas été signalés dans les pays nordiques, très rares en Amérique du Nord, peu abondants en Australie, abondants dans les zones tropicales et équatoriales de l'Afrique, de l'Amérique orientale et de la province malaise (figure 13) (Léger et Depaquit., 2002). Les phlébotomes sont également fréquents dans le bassin méditerranéen et en Afrique du Nord (Dedet et *al.*, 1984, Belazzoug., 1991).

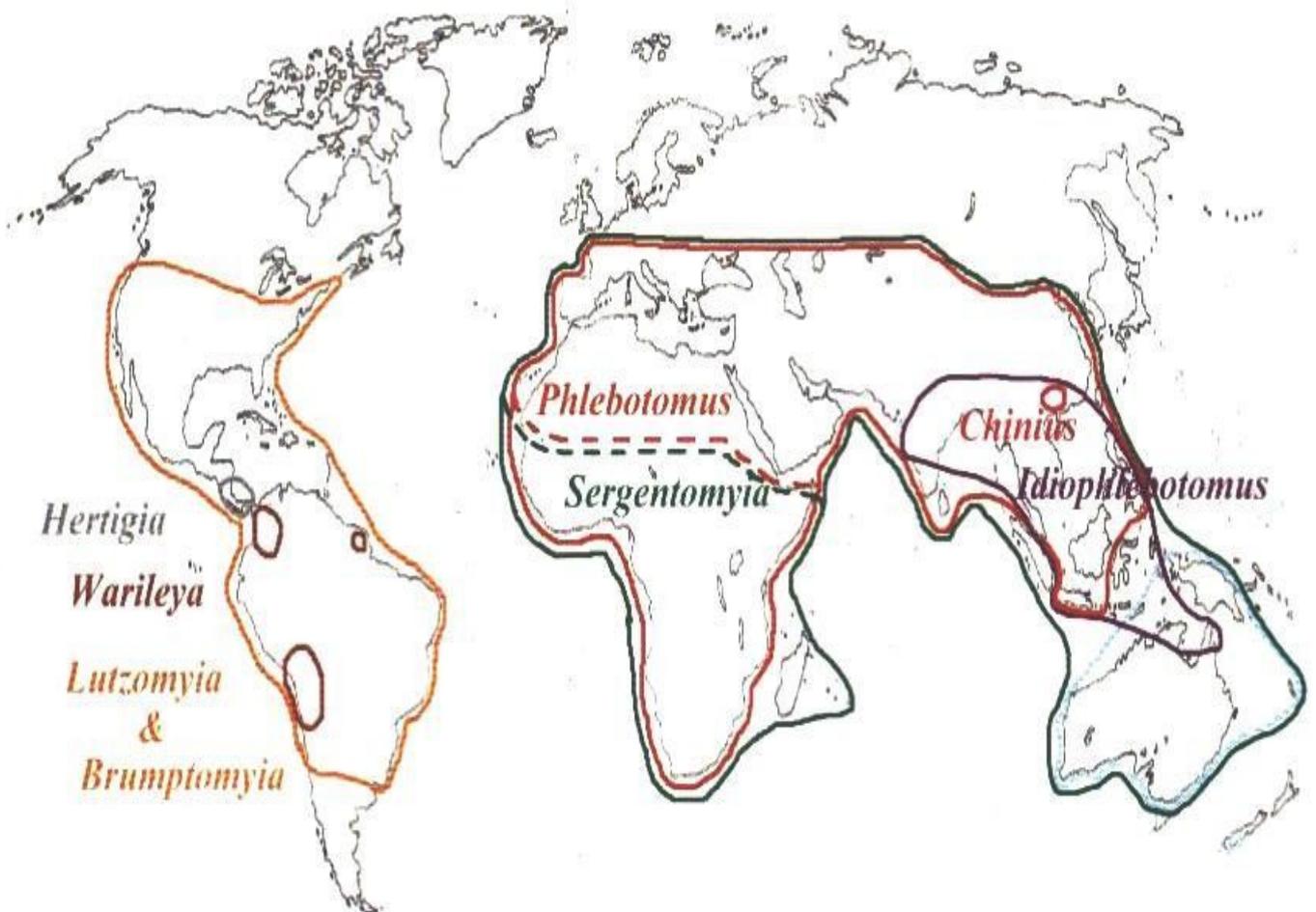


Figure 13: Répartition des principaux genres de phlébotomes dans le monde (Léger et Depaquit., 2002). Notons que des *Phlebotomus* ont été rapportés de Madagascar et des *Chinius* de Thaïlande.

1.5.2.- En Algérie

En Algérie, les phlébotomes sont répartis sur tout le territoire national, de l'étage humide jusqu'à l'étage saharien (Dedet et *al.*, 1984, Belazzoug., 1991, Berchi., 1990, Izri ., 1994).

► Etage humide

Il y a été signalé une seule espèce du genre *Sergentomyia*: *S. minuta* parroti et sept espèces du genre *Phlebotomus* à savoir *P. perniciosus*, *P. ariasi*, *P. perfiliewi*, *P. sergenti*, *P. chadlii*, *P. longicuspis* et *P. papatasi*. L'espèce prédominante reste *S. minuta* parroti (Dedet et *al.*, 1984, Berchi., 1993, Belazzoug., 1991).

► Etage sub-humide

On y trouve une espèce du genre *Sergentomyia*, *S. minuta* parroti prédominante et sept espèces du genre *Phlebotomus* qui sont les mêmes espèces que celles rencontrées à l'étage précédent à l'exception de *P. ariasi* qui est remplacée par *P. langeroni*, *P. perfiliewi* est à son maximum d'abondance (Dedet et *al.*, 1984, Belazzoug., 1991).

► Etage semi-aride

On rencontre deux espèces du genre *Sergentomyia*: *S. minuta* parroti et *S. fallax* et huit espèces du genre *Phlebotomus* qui sont: *P. chabaudi*, et les sept espèces du genre *Phlebotomus* rencontrées à l'étage sub-humide. *P. perniciosus* est l'espèce prédominante de cet étage où elle trouve son optimum écologique (Dedet et *al.*, 1984, Belazzoug., 1991).

► Etage aride

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

► Etage saharien

Il est peuplé de quatre espèces du genre *Sergentomyia* *S. minuta* parroti, *S. fallax*, *S. christophersi* et *S. dreyfussi* et cinq espèces du genre *Phlebotomus* de l'étage précédent où *P. papatasi* trouve son optimum écologique (Dedet et al., 1984, Belazzoug., 1991)

2.- Généralités et historique des leishmanioses

Les leishmanioses sont des parasitoses transmises par les phlébotomes. Ce sont des maladies étroitement liées à l'état de l'environnement (Ashford, 2000). Le complexe pathogène leishmanien (parasite, vecteur, réservoir), évolue dans une aire géographique définie par un ensemble de paramètres bioclimatiques. L'extension et le dynamisme des leishmanioses sont directement liés à l'augmentation de facteurs de risque qui sont essentiellement de nature anthropogène (Desjeux., 2002). Les changements climatiques contribuent de façon importante à l'augmentation et l'extension des maladies à transmission vectorielle, notamment des leishmanioses (Rodhain., 2000, Chaves et Pascual, 2006).

Desjeux (1999) résume les facteurs de risque comme suit:

- l'installation de populations dans des zones d'endémie à cause de problèmes démographiques ou par manque de terres agricoles;
- les mouvements de populations pour raison professionnelle ou autres;
- le développement de nouveaux projets agricoles ou industriels amenant des populations non immunisées dans des zones d'endémie, mais aussi le tourisme ou les activités militaires;
- l'urbanisation accélérée et/ou non planifiée;
- la détérioration du tissu économique et social dans les banlieues des villes, où des populations à faibles revenus s'amassent à cause d'un exode rural massive, facilite l'apparition d'épidémies;
- les modifications de l'environnement (construction de barrages, systèmes d'irrigation, puits);
- la réduction ou l'achèvement des campagnes de pulvérisation d'insecticides pour la lutte contre le paludisme.

Les leishmanioses, toutes formes cliniques confondues, affectant les quatre continents sont des protozoaires flagellés. Ces derniers sont endémiques dans 66 pays de l'ancien monde et 22 du nouveau monde (figure 14). La population à risque est estimée à 350 millions de personne, avec une prévalence de 12 millions, l'estimation de l'incidence annuelle mondiale se situe entre 1,5 et 2 millions, se distribuant entre 1 à 1,5 millions de leishmanioses cutanées et 500.000 cas de leishmanioses viscérales (Desjeux., 1996 in Boussaa., 2008), WHO., 2000, Azizi et al., 2006).



Figure 14: Distribution de la leishmaniose (gris clair) et co-infection (gris foncé) *Leishmania* / VIH (OMS. 2000)

Les leishmanioses constituent en Algérie un réel problème de santé publique. La recrudescence du nombre de cas et l'extension de la maladie à plusieurs zones avoisinant les foyers classiques d'infection nécessitent une surveillance accrue de l'évolution de ces zoonoses et l'application de mesures de lutte adéquates.

L'Algérie est concernée par trois formes cliniques sévissant à l'état endémique à savoir :

- la leishmaniose viscérale (LV),
- la leishmaniose cutanée sporadique du nord (LCS),
- la leishmaniose cutanée zoonotique (LCZ).

La L. viscérale infantile et la L. cutanée sporadique se répartissent dans le nord du pays et leur distribution géographique correspond à celle de la leishmaniose canine. Bien que leur fréquence varie d'une région à l'autre, il est, cependant, important de noter que le foyer de la Grande Kabylie regroupe à lui seul près de 50 % de cas recensés, où l'on dénombre environ 400 nouveaux cas par an (Harrat et *al.*, 1995b). Dans le foyer de Tizi-Ouzou, qui reste le plus actif dans le Maghreb, la maladie est responsable de 6 % de décès (Harrat et *al.*, 1995, Djerbouh et *al.*, 2005). Cette affection qui touche habituellement des enfants mal nourrit, vivant en zone rurale, touche depuis

quelques années de plus en plus de sujets n'ayant jamais quitté les grandes zones urbaines. Ce phénomène d'urbanisation de la maladie, constaté à Alger même, serait lié, d'une part, à l'exode rural, à cause de l'insécurité, de milliers de citoyens campagnards d'autre part, à la dégradation de l'environnement, à la prolifération de chiens malades errants et enfin, à la multiplication des gîtes de phlébotomes. Par ailleurs, l'expansion de la métropole vers la banlieue entraînerait un rapprochement de citoyens des foyers sauvages d'infection, augmentant ainsi le risque d'infection (Harrat et *al.*, 1996). A la suite de la notification du premier cas de leishmaniose canine à Alger par les frères Sergent en 1910 (Parrot., 1951) plusieurs enquêtes ont été réalisées dans le but de préciser la fréquence et l'évolution de cette zoonose (Loufrani, 1949 et Pou, 1950 in Harrat., 1995).

La Leishmaniose cutanée est connue dans le bassin du Hodna sous forme de cas sporadique depuis 1924 (Parrot et Foley., 1925). Les débuts de l'épidémie remontent à 1981 avec l'apparition des premiers cas autour du Chott Hodna (Izri., 1994).

La leishmania viscérale causée par *Leishmania infantum* est une grave maladie, souvent mortelle qui se produit dans plusieurs parties de la Méditerranée, souvent en association avec l'infection à VIH lui permettant d'affecter la population adulte habituellement réfractaire à cette affection viscérale (Lachaud et *al.*, 2002, Alvar et Desjeux., 2003). Dans cette région, les chiens domestiques (*Canis familiaris*) sont des hôtes réservoirs et les phlébotomes appartenant au sous-genre *Larroussi* du genre *Phlebotomus* sont les principaux vecteurs (OMS, 1990, Azizi et *al.*, 2006).

En Afrique du Nord, *L. infantum*, *L. major* et *L. tropica* ont été décrits. Des cas sporadiques de LC provoquée par *L. tropica* ont été liés en Tunisie et dans le nord du Maroc et peu d'informations sont disponibles concernant l'Algérie. Une étude épidémiologique prospective devraient compléter les données pour la zone méditerranéenne (Monbrison et *al.*, 2007, Mihoubi et *al.*, 2008).

2.1.- Les phlébotomes et la transmission des maladies

Les phlébotomes sont des insectes hématophages qui, par piqûre, transmettent à l'homme et à l'animal des maladies graves. Ils sont considérés comme des vecteurs de maladies étiologiquement différentes comme des arboviroses (fièvre à *papatasi*, virus Toscana), la maladie de Carrion (bartonellose causée par une bactérie: *Bartonella bacilliformis*) et les leishmanioses provoquées par des protozoaires appartenant au genre *Leishmania*.

2.1.1.- Rôle pathogène direct ou action pathogène et irritative

Chez l'homme, ils piquent les parties découvertes du corps, notamment le visage, les mains, la région malléolaire. La piqûre douloureuse, occasionne des démangeaisons vives et persistantes qui se manifestent principalement le soir et provoquent, chez les individus des accidents locaux souvent très

intenses qui constituent une éruption, dont les éléments parfois très nombreux, peuvent être confluents. Ces derniers sont des papules roses (le grattage peut provoquer l'excoriation d'où infection de celle-ci et donne de petites pustules) surélevées, larges de quelques millimètres et restant saillantes durant une période d'environ 15 jours.

Ces accidents s'observent à l'état aigu pendant environ un mois, puis disparaissent. Bien que les phlébotomes soient encore abondants, les individus non acclimatés ne présentent plus que des petites lésions discrètes. Ces individus acquièrent une certaine immunité. Cependant, cette dernière n'est pas de longue durée puisque les accidents de piqûre peuvent se reproduire l'année suivante (Abonnenc., 1972).

Chez les indigènes des régions à phlébotomes, de même que chez un certain nombre d'individus non acclimatés, la piqûre ne détermine que l'apparition de petites papules roses à peine prurigineuses, qui disparaissent en quelques heures (Abonnenc., 1972). Cette réaction cutanée est connue en Palestine sous le nom de « Harara » (Neveu-Lemaire., 1938, Adler et Theodor., 1957, Abonnenc., 1972).

2.1.2.- Rôle pathogène indirect : transmission des maladies

Ils sont connus comme vecteurs de nombreux agents de diverses maladies humaines, animales et même végétales. Le mâle, depuis longtemps considéré comme ne jouant aucun rôle vecteur en raison de sa non-hématophagie, peut transmettre des agents parasitaires à certaines plantes. En effet, en 1969, Macfarlane et *al.*, ont pu capturer un mâle de *Phlébotomus langeroni*, une femelle de *Sergentomyia minuta* parroti porteur cinq parasites des plantes à savoir *Brevipalpus phoenicis* dont la taille est de 170 μ à 300 μ . Le parasite des plantes du genre *Citrus*, *Thea*, *Coffea* cause plusieurs dégâts. Les auteurs supposent que le phlébotome joue le rôle d'un vecteur mécanique dans la transmission de *Brevipalpus phoenicis* (Abonnenc., 1972).

En plus de la transmission de certains agents parasitaires à certaines plantes (*Brevipalpus phoenicis*), la femelle en particulier celle du genre *Phlebotomus* joue un rôle très important dans le transport des protozoaires, des bactéries et des virus qui sont des agents de plusieurs maladies humaines et animales (Macfarlane et *al.*, 1969).

2.1.3.- Transmission d'arbovirus

Les phlébotomes, comme les moustiques ou les culicoïdes peuvent être incriminés dans la transmission de divers arbovirus parmi lesquels Toscana, Naples, Sicile, Massilia, Arbia, ou encore le virus de la stomatite vésiculeuse, qui affecte exclusivement les bovins et les porcins. Parmi lesquels certains sont responsables d'une affection humaine bénigne appelée fièvre à

phlébotomes ou fièvre à *papatasi* (car transmise par *Phlebotomus papatasi*) ou encore fièvre à 3 jours (Neveu-Lemaire., 1938, Abonnenc., 1972, Rodhain et Perez., 1985).

Un nouveau virus a été isolé à partir de *Phlebotomus perniciosus*, les analyses microscopiques, antigéniques et génétiques indiquent que ce nouveau virus appartient au genre *Phlebovirus* de la nouvelle famille Bunyaviridae, est appelé Massilia virus obtenu à partir des phlébotomes récolté dans la banlieue de Marseille (Charrel et al., 2008).

La présence éventuelle de *flavivirus*, a été étudiée chez les phlébotomes de la Méditerranée (France et Algérie). Ils ont été testés à l'aide d'un test PCR précédemment démontré expérimentalement pour amplifier tous les spécimens reconnus du genre *Flavivirus*, y compris les insectes *flavivirus*. 2 sur 67, composés de mâles de *P. perniciosus* piégés en Algérie ont été positifs (Izri et al ;2008). La fièvre de phlébotome (Sicile, Naples) et la fièvre phlébotome (Harara), peut provoquer des maladies humaines et circuler à des taux élevés dans les pays méditerranéens (Moureau et al., 2009).

2.1.4.- Transmission des bactéries: « La verruga » péruvienne ou Bartonellose

La *bartonellose* humaine, due à *Bartonella bacilliformis* est une affection caractérisée dans sa première phase par la fièvre et une anémie hémolytique mais plus tard par des affections cutanées avec formation de nodules et de verrues. Les vecteurs sont des *Lutzomyia sp* avec pour principal représentant *L. verrucarum*. La maladie sévit sous deux formes la verruga péruvienne où sa forme grave est la fièvre de Oroya ou maladie de Carrion dont le réservoir est l'animal (Schultz., 1968, Abonnenc., 1972).

2.1.5.- Transmission des protozoaires

Le véritable vecteur habituel de la leishmaniose, et la femelle du genre *Phlebotomus* est capable d'assurer aussi bien la conservation de la leishmanie que la multiplication et l'incubation.

2.2.- Leishmaniose

2.2.1.- Taxinomie

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

Règne: Protista Haeckel, 1866

Sous-Règne: Protozoa Goldfuss, 1817 emend. Siebold, 1848.

Embranchement: Sarcomastigophora Honigberg et Balamuth, 1963

Sous- Embranchement: Mastigophora Diesing, 1866

Classe: Zoomastigophorea Calkins, 1909

Ordre: Kinetoplastida Honigberg, 1963 Emend. Vickerman, 1976

Sous-Ordre: Trypanosomatina Kent, 1880

Famille: Trypanosomatidae Doflein, 1901 Emend. Grobden, 1905

Genre: *Leishmania* Ross, 1903

Adl et *al.*, (2005) ont élaboré une nouvelle classification en se basant sur l'étude de l'ultra structure de leishmania établie par Levine et *al.*, (1980) ainsi que sur des études moléculaires phylogénétiques (Bousaa., 2008). Cette classification est la suivante:

Ordre: Euglenozoa Cavalier-Smith, 1981, Emend. Simpson, 1997;

Sous-ordre: Kinetoplastea Honigberg, 1963;

Famille: Metakinetoplastina Vickerman in Moreira, Lopez-Garcia, and Vickerman, 2004;

Genre: *Leishmania*.

2.2.2.- Cycle évolutif des leishmanies

Selon la figure 15, les leishmanies, ingérées au moment du repas sanguin sous la forme amastigote, sont des parasites intracellulaires du système réticulo-histiocytaire du sang et de la peau des vertèbres. La rupture des cellules hôtes intervient au cours de l'ingestion et les amastigotes sont libérés. Très rapidement, il se forme autour du repas sanguin une enveloppe chitineuse dite membrane périthrophique à l'intérieur de laquelle, au bout de 24 à 48 heures, les amastigotes se multiplient une ou deux fois puis se transforment en promastigote, lesquels se multiplient au bout de 3 à 4 jours. La membrane perithrophique se déchire et laisse échapper les promastigotes qui, selon les espèces, gagnent :

- soit l'intestin postérieur (*hypopylaria*); comme c'est le cas de certains parasites de reptiles (dont l'appartenance au genre *Leishmania* est controversée).
- soit la région péri et supra pylarique (*peripylaria*; ex *Leishmania braziliensis*, rangée actuellement dans le sous genre *Viannia*).
- soit l'intestin antérieur (*suprapylaria* pour les autres espèces de leishmanies).

Au niveau de ces divers sites, la multiplication est active et des modifications morphologiques et biologiques interviennent, aboutissant ainsi à la différenciation de promastigotes métacycliques infestant les vertébrés. Ces formes promastigotes migrent vers la partie antérieure du tube digestif où elles sont prêtes à être inoculées lors d'un nouveau repas sanguin (figure16).

Il existe une spécification zoologique relativement étroite encore que non absolue, au niveau du couple leishmanie-phlébotome. Chaque espèce de leishmanie possède un spectre d'hôte relativement étroit de niveau souvent générique (Léger et Depaquit., 2001).

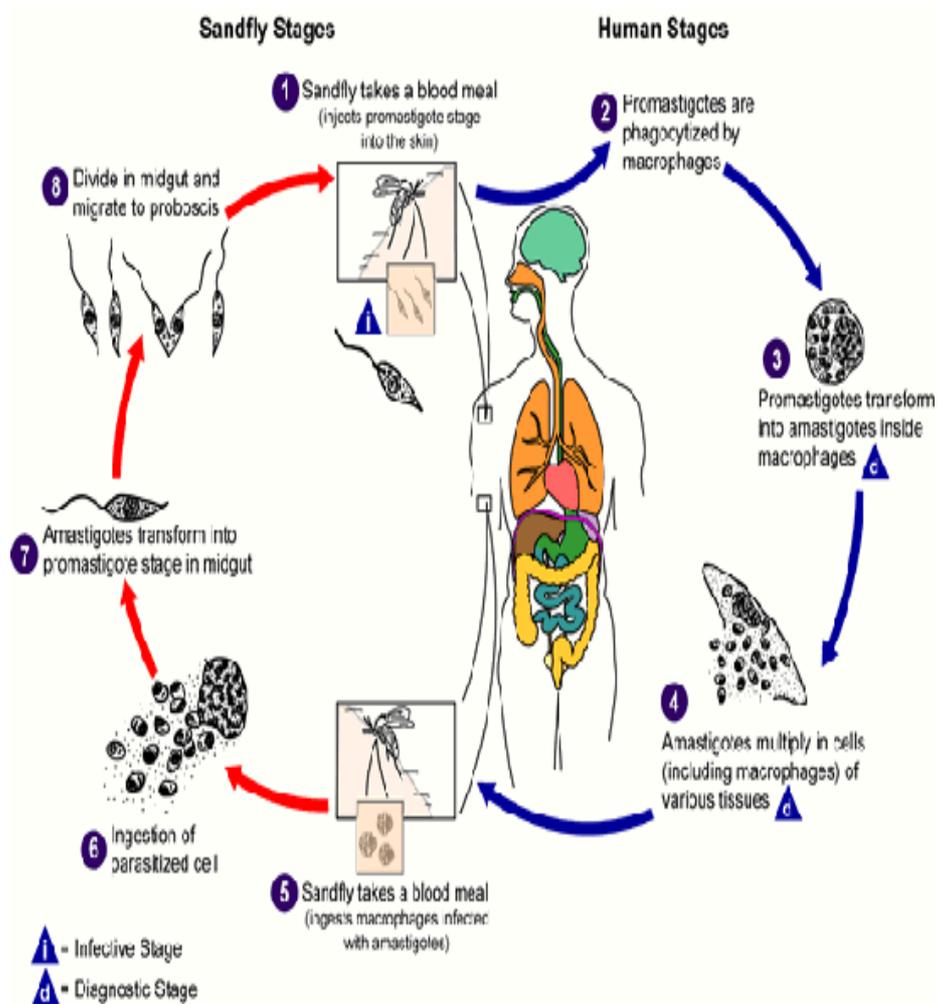
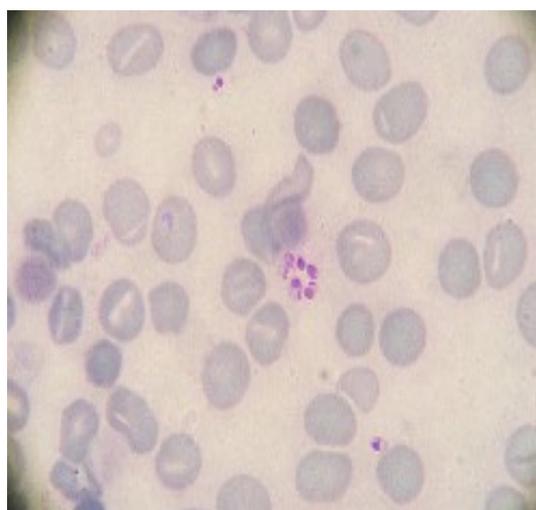


Figure 15 : Cycle de vie du parasite Leishmania (www.dpd.cdc.gov/dpdx)



Formes amastigotes



Formes promastigotes

Figure16 : Les deux principaux stades morphologiques de Leishmania

(Photos du Laboratoire de Parasitologie de Strasbourg).

2.2.3.- Différentes formes de leishmaniose

On distingue deux types de leishmanioses selon l'affinité des leishmanies pour le système réticulo-histiocytaire dermique ou viscéral. D'après Euzeby (1984), la différence bien qu'elle soit réelle doit être nuancée et non considérée comme absolue. Dans les deux groupes, on distingue encore les leishmanioses de l'ancien monde et les leishmanioses du nouveau monde. Dans les deux cas, du point de vue épidémiologique, il faut considérer les réservoirs de parasites (vertébrés divers) et les vecteurs (phlébotomes femelles).

En Algérie, on distingue deux types de leishmanioses viscérales (leishmaniose canine et infantile) et cutanée (Bouton d'Orient ou Clou de Biskra (Homme)).

► **La leishmaniose viscérale ou Kala-azar (Fièvre Dum-Dum, splénomégalie tropicale ou fièvre splénique infantile):**

L'affection leishmanienne est connue depuis 1910 en Algérie, chez les chiens et en 1911 chez l'homme. Elle est très abondante au Nord de l'Algérie (Belazoug, 1984). Cette répartition correspond aux étages bioclimatique humide et sub humide, mais on note également de nombreux cas dans les régions semi aride et aride (telles que la wilaya de M'sila, de Batna et de Biskra) connues surtout par la présence de la leishmaniose cutanée zoonotique à *L. major*. D'autres cas continuent toujours à être signalés dans le Hoggar et le Tassili N'Ajjer (extrême sud est du pays). Le foyer le plus actif reste celui de la grande Kabylie qui regroupe à lui seul près de 50% de cas. Le foyer de la petite Kabylie quant à lui englobe plusieurs wilayas et s'étend jusqu'à Collo à l'est, et déborde au sud jusqu'à Sétif. Cependant les zones les plus touchées concernent Jijel, Mila, Constantine et Skikda. L'agent causal a été identifié comme *Leishmania infantum* zymodème MON1 transmis à l'hôte vertébré (homme, chien) par le phlébotome (dont principalement *Phlebotomus perniciosus*) (figure 17)). Les hôtes réservoirs sont surtout les chiens, mais aussi les renards et les chacals (Harrat et al 1996).

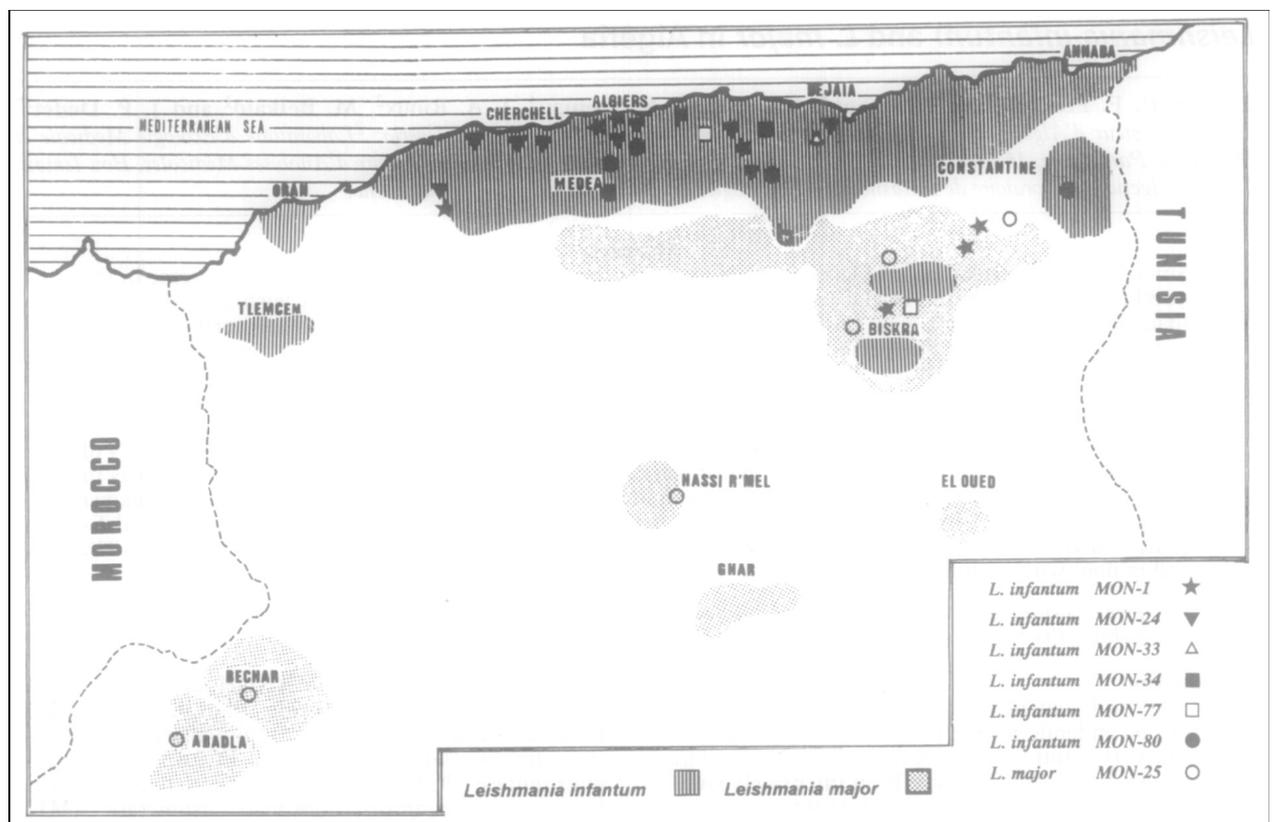


Figure 17: Distribution Géographique de *L. infantum* et *L. major*, et la localisation de zymodemes en Algérie (Harrat et al., 1996).

► - La leishmaniose cutanée causée par *L. tropica* (Bouton d'Orient ou Clou de Biskra).

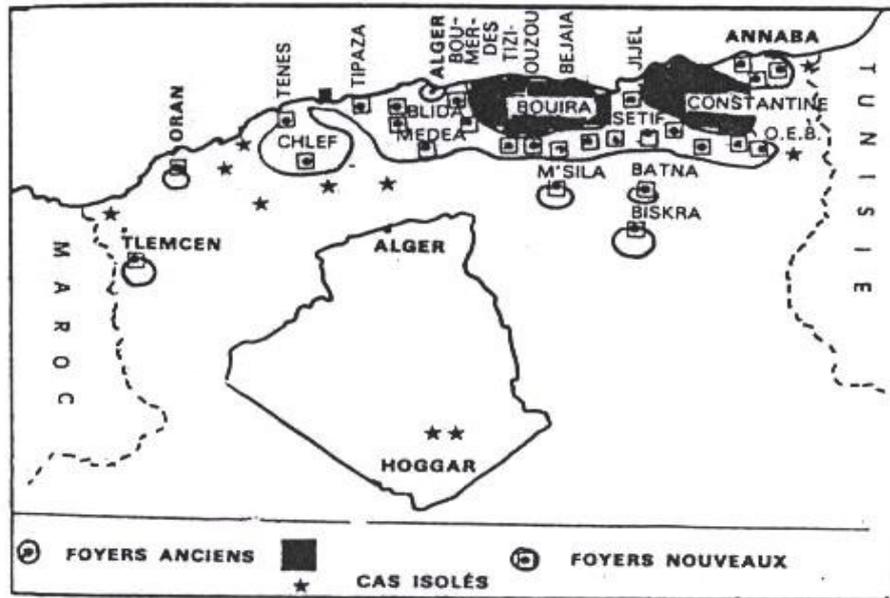
Elle fut décrite tout d'abord sous le nom de « clou de Mila » par Sergent qui a rapporté les premiers cas en 1923. Cette forme sévit de façon sporadique mais de plus en plus fréquente ces dernières années. Elle se répartit en semis tout le long du littoral et du Tell algériens et sa distribution géographique se confond avec celle de la leishmaniose viscérale (Harrat et al., 1995). Actuellement, cette affection est connue de l'ensemble du pays et non seulement dans les zones arides et sahariennes (Belazoug., 1986, Mihoubi et al., 2008). L'incubation dure de quelques jours à quelques mois. Le premier symptôme est une papule rouge à l'endroit de la piqûre. Puis il se développe un ulcère qui s'élargit et donne différentes formes de lésions selon l'espèce ou la sous-espèce de *Leishmania* (figure18 A).

L'Algérie est un des sept pays dans lequel 90% du total des cas du L. cutanée se produire. Malheureusement, peu de données sont disponibles dans ce pays (Mihoubi et al., 2008).

Le risque élevé pour introduction de *L. tropica* au Sud de l'Italie est lié à l'importation de chiens infectés de l'Afrique du Nord et de la présence du vecteur (Gramiccia et Gradoni, 2005). Un scénario similaire pourrait être un problème important pour l'Algérie, compte tenu de l'épidémiologie de la maladie dans les pays voisins (Mihoubi et al., 2008).

► - La leishmaniose cutanée zoonotique causée par *L. major*

Longtemps cantonnée aux deux foyers historiques de Biskra et d'Abadla, cette forme progresse dangereusement vers les Hauts Plateaux et les régions steppiques du pays, où deux grandes épidémies ont éclaté (Fig18 B). Depuis, plusieurs autres foyers sont apparus, en particulier à Sidi Aissa, Batna, Barika et Laghouat qui sont caractérisées par un climat semi aride et aride. Les souches isolées de ces régions sont toutes identiques à *L. major* MON 25. Les réservoirs prouvés sont des rongeurs, appelés communément « rats des sables » : *Psaammomys obesus* ou *Meriones schawi* (Belazzoug., 1983).



(A) La leishmaniose cutanée du Nord

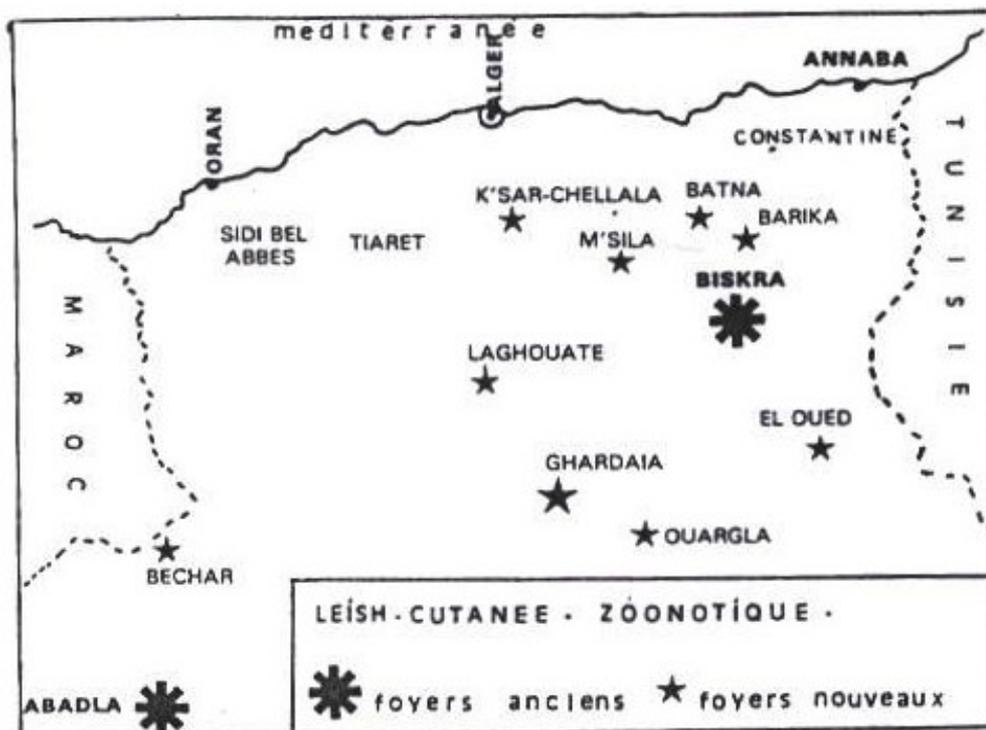


Figure 18 : Foyers de leishmaniose cutanée signalés en Algérie (Harrat *et al.*, 1996).

2.2.4.- Vecteurs de leishmaniose

Le mode habituel de transmission des leishmanioses passe obligatoirement par les phlébotomes :

- *P. perniciosus* est le principal vecteur de la leishmaniose viscérale.
- *P. papatasi* est le principal vecteur de la leishmaniose cutanée zoonotique
- *P. sergenti* est le principal vecteur de la leishmaniose cutanée anthroponotique.

Cependant, il existe d'autres possibilités de transmission exceptionnelles, voire controversées: le contact avec un mammifère infesté, la transfusion, la voie transplacentaire placentaire et par l'intermédiaire des tiques.

2.2.5.- Réservoirs des leishmanioses

La majorité des espèces de leishmaniose infestant l'homme implique généralement un rongeur ou un canidé (sauvage ou domestique) comme réservoir d'infection (OMS., 1984).

Le comité d'experts de l'OMS de la leishmaniose (1984), propose 4 principes fondamentaux pour incriminer un animal et le considérer comme réservoir.

- Abondance et longévité de l'animal (sources intarissable de parasites pour le phlébotome).
- La proportion des individus infestés doit être élevée ou supérieure à 20%.
- L'évolution de l'infestation chez le réservoir doit être longue avant l'entrée en action du système immunitaire de l'animal.
- Le biotope de l'animal réservoir doit offrir des conditions favorables pour la cohabitation avec le vecteur.

Les épidémiologistes distinguent des foyers primaire et secondaire de leishmanioses caractérisés successivement par une conservation du parasite assurée par les seuls réservoirs sauvages ou par un animal domestique qui s'associe ou se substitue à l'animal sauvage. Croset (1969), classe le foyer méditerranéen dans le type secondaire. Le chien constitue le principal réservoir du parasite de la *leishmaniose viscérale*, par contre les rongeurs de la famille des *Gerbillinae* sont particulièrement présents dans les parties africaine et asiatique de la région méditerranéenne. Signalons que, sur les 6 genres et les 17 espèces de rongeurs habitant les régions arides de l'Afrique du Nord, 4 espèces seulement ont un rôle important dans l'épidémiologie de la leishmaniose cutanée à *L.major*. Cependant, Rioux et al., (1982; 1986a) précisent que *Meriones shawi* est le principal réservoir de parasites en Afrique du Nord. Alors qu'en Algérie, d'après Belazzoug (1983) *Psammomys obesus* est suspecté d'être un réservoir de parasites dans certains foyers de la leishmaniose cutanée à *L. major* montre qu'en général, il n'y a qu'un seul hôte réservoir dans une région géographique donnée.

2.2.6.- Méthodes de lutte contre les phlébotomes (Psychodidés)

Actuellement, seule la lutte adulticide est réalisée par l'emploi d'insecticides dans l'environnement péri-domestique. Le DDT (organochloré) est utilisé par pulvérisation intra domiciliaire, tout comme le lindane et le méthoxychlore ou le dichlorvos.

La lutte contre les maladies transmises par les phlébotomes envisage la destruction des réservoirs animaux par l'établissement des parcours et procède ensuite à la destruction des terriers des rongeurs. Alors que, la protection individuelle humaine se fait par l'utilisation des répulsifs tel que le diéthyl toluamide (DEET) et les moustiquaires à mailles fines ou imprégnées d'insecticides.

CHAPITRE II: PRESENTATION GENERALE DU MILIEU D'ETUDE

1 - SITUATION GEOGRAPHIQUE ET CARACTERISTIQUES

PHYSIQUES

La zone d'investigation est comprise entre la méditerranée au nord et le Sahara au sud, aussi bien sur les plans topographique que climatique. De ce fait, elle est soumise à des contrastes climatiques appuyés, passant de l'humide à per-aride et de hautes altitudes au sahel, avec des nuances géologiques et altimétriques remarquables.

La région d'étude se situe dans le nord-est algérien (figure 19). Elle est représentée par Jijel -Skikda - Mila - Constantine - Batna. Nous avons également poussé nos investigations aux régions de M'sila, Ghardaïa et plus au Sud dans la région de Tamanrasset avec une seule station prospectée. De par sa position au nord du pays, la région d'étude est sous l'influence certaine des facteurs qui caractérisent la géographie du Nord algérien (topographie, géologie, climatologie). Pour la décrire, nous nous proposons de l'inscrire dans son environnement régional.

1.1.- RELIEF

A l'image de toute l'Algérie, le relief du nord-est s'organise en un vaste ordonnancement d'éléments parallèles (Tabet., 2008).

La chaîne Tellienne, constituée essentiellement de massifs anciens, prolonge le socle Kabyle par sa partie interne (monts de Collo, monts de Skikda et Djebel Edough) et par sa partie externe (Djebels Babors et Djebel Tababort qui culmine à 2000 m).

La chaîne de l'Atlas Saharien a une morphologie plus massive. Dans sa partie Est, elle est constituée par les massifs des Aurès, les monts de Ksour, les monts Ouled Neil, les monts du Zab, les monts du Nememchas, les monts de Tébessa et Djebel Amour (Mebarki., 2005).

Cette organisation sépare le pays en trois grandes unités structurales (figure 20). Elles se distinguent par leur relief, leurs morphologies et leurs climats, offrant une grande diversité écologique.

On distingue successivement le système tellien au Nord qui se prolonge vers la mer Méditerranée et les Hautes plaines Steppiques comprises entre l'Atlas Tellien au nord et l'Atlas Saharien au Sud.

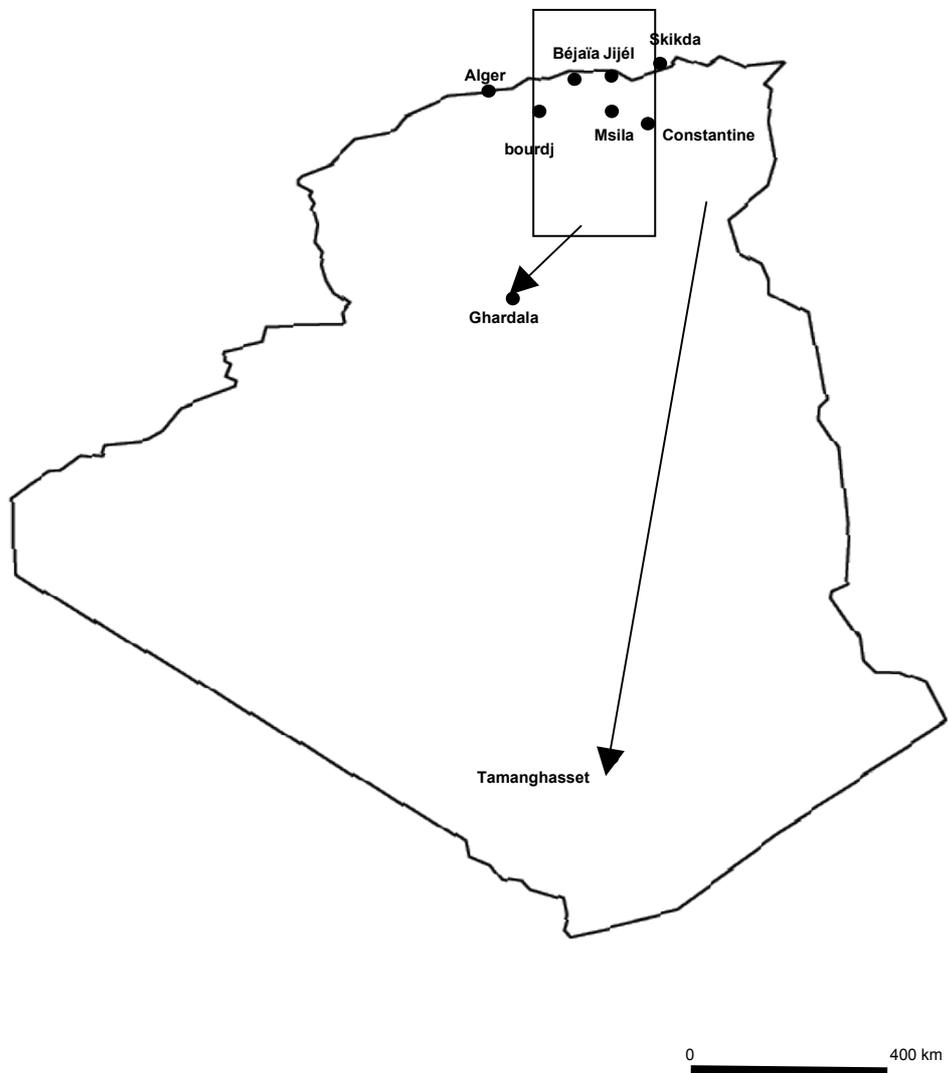


Figure 19: Localisation des différentes régions d'étude

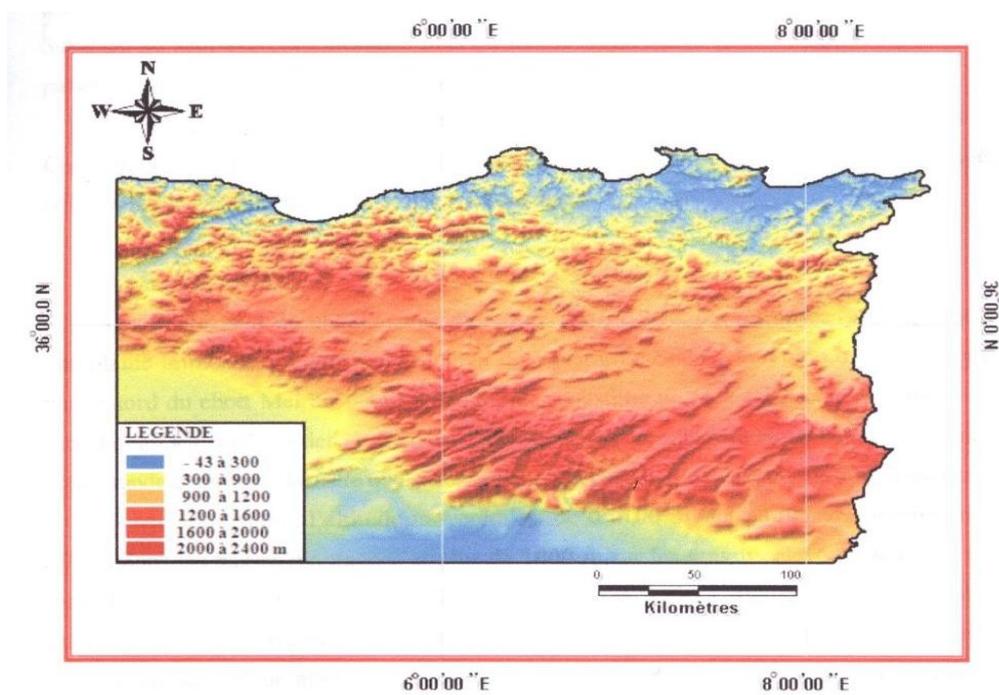


Figure 20 : Relief du nord - est de l'Algérie

1.2.- ALTITUDE

Sur les cartes de températures, on constate que le tracé des isothermes est souvent étroitement lié à l'altitude. Elle décroît environ de 0,5 à 0,6 °C à chaque fois que l'on s'élève de 100 m en altitude (on parle de gradient thermique vertical).

L'altitude (macro et microrelief) agit directement sur la constitution des sols, la pluviosité, la température et la végétation en corollaire et une répartition différente des espèces animales. En Algérie, l'espèce *Ctenodactylus gundii* se développe dans les éboulis rocheux, *Meriones shawi* au niveau des pentes cultivées et *Psammomys obesus* dans les Sebkhia dont ces deux dernières assurent, chacune le rôle de réservoir (Izri., 1994).

1.3.- CADRE GEOLOGIQUE

Pour comprendre la répartition des espèces de phlébotomes identifiées grâce à la morphologie et aux outils moléculaires précédemment évoqués, nous avons avancé des explications paléogéographiques faisant appel aux événements géologiques connus pour dater les phénomènes de dispersion et de radiation chez les phlébotomes. Pour cela nous donnons un rappel sur la géologie de l'Algérie :

A l'instar de l'Algérie septentrionale, l'est est constitué de reliefs jeunes, modelés au cours de l'ère tertiaire par les mouvements alpins (figure 21).

Du nord au sud, l'Algérie est composée d'ensembles structuro- sédimentaires dont les principaux sont:

Le plateau continental Algérien réduit, à dépôts tertiaires et quaternaires (1000 à 3500 M) repose sur un socle métamorphique.

L'Atlas tellien est le domaine des nappes, avec des bassins de type intra- montagneux dont la série sédimentaire s'étend du Jurassique au Miocène.

Le Hodna est un bassin dont la séquence de remplissage débute par des dépôts continentaux d'âge Eocène et Oligocène et se poursuit par un Miocène marin.

Les Hauts plateaux, avant-pays alpin, à couverture sédimentaire réduite où les processus locaux de distension ont permis la formation des bassins intra montagneux comme ceux de Telagh et de Tiaret.

L'Atlas saharien est né d'un long sillon subsidé pincé entre les hauts plateaux et la plateforme saharienne. Au Mésozoïque, ce sillon fut comblé par une puissante série sédimentaire (7000 à 9000 Mètres), durant l'ère tertiaire, une tectonique compressive réactive les structures extensives antérieures en failles et structures inverses aboutissant à la formation de cette chaîne montagneuse.

Les bassins du Chott Melrhir dans le sud-est Constantinois sont structurés à l'ère tertiaire à remplissage crétacé (Djebel Onk) (Tabet., 2008).

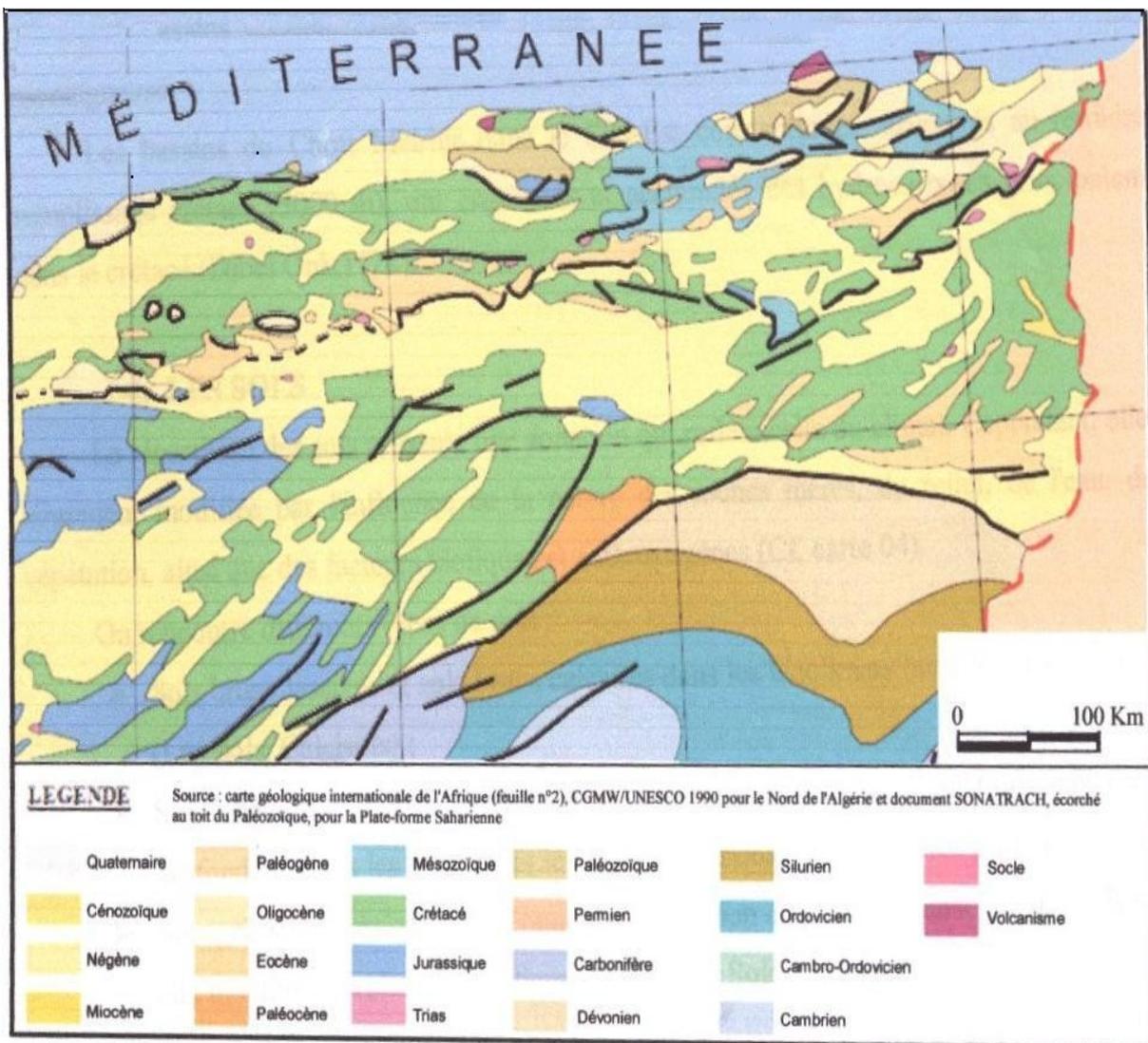


Figure 21: Carte géologique d'Algérie orientale (Tabet., 2008)

1.4.- SOLS

La répartition des sols en Algérie présente une zonalité qui reflète celle du climat. Cependant, elle est largement modifiée par la nature des roches mères, du relief, des cours d'eau, de la végétation, ainsi que les facteurs biotiques et anthropiques. On rencontre différents types de sols dont on distingue:

- Les sols bruns lessivés et sols bruns calcaires dans les bioclimats humides et sub-humides (Luvisols, Calcisols).
- Les sols châtaîns et bruns isohumiques, souvent, avec des accumulations calcaires en profondeur, dans les bioclimats semi aride et arides (Kastanozems, Calsisols).
- Les sols gris subdésertique, minéraux bruts d'érosion ou d'apport, ainsi que des sols salins aux bioclimats arides et désertiques (Regosols, Solonchaks (Fosa., 2002).

1.5.- FACTEURS BIO-GEOGRAPHIQUES

La limitation de l'affectation aux régions tempérées et chaudes montre l'importance des facteurs climatiques. Nous en rappelons l'essentiel.

1.5.1.- Climat

Le climat agit directement sur la faune et la flore et par conséquent sur la présence ou l'absence des vecteurs et des réservoirs et indirectement du parasite lui-même. L'étude éco-épidémiologique d'un foyer commence donc par l'identification des climats correspondants.

Le climat méditerranéen est caractérisé par une saison estivale écologiquement sèche et une saison froide pluvieuse (d'Emberger. 1955).

La classification bioclimatique est largement adoptée dans la région méditerranéenne. Sur la base du Q2, cinq étages bioclimatiques sont définis pour l'Algérie à savoir l'humide, le sub-humide, le semi-aride, l'aride et le saharien. Ils sont subdivisés en variantes sur la base des seuils thermiques de la température du mois le plus froid (minima) (Bencherife., 2008).

1.5.2.- Précipitations

La répartition spatiale des pluies montre qu'elles sont caractérisées par un gradient latitudinal, décroissant du littoral vers l'intérieur, altéré par l'effet du relief et par le bourrelet montagneux tellien et l'Atlas saharien et ce jusqu'à la raréfaction des précipitations au piémont Sud de ce dernier

1.5.3.-Température et humidité

La température ayant un rôle néo-pondérant dans la transmission n'est assurée que pendant la saison chaude qui correspond à l'activité des vecteurs qui augmente à des températures estivales supérieures à 23 - 25°C. Ces dernières sont trouvées dans les gîtes de repos des phlébotomes comme les caves, abris d'animaux domestiques et terriers. Dans ces milieux, l'humidité relative est également favorable au développement larvaire des phlébotomes, c'est aussi un facteur ayant favorisé le déclenchement de la maladie. L'épidémie humaine constitue l'étape ultime d'un processus cyclique quaternaire: l'humidité (pluies abondant, forage), l'explosion de la végétation, la pullulation du réservoir et du vecteur Epizootie. Les cycles humides peuvent résulter de précipitations in situ ou d'orage à distance alimentant les Oueds.

Dans les zones arides, la soudaineté des vagues épidémiques et la longueur des silences inter épidémiques ne peuvent être expliqués sans qu'on fasse une référence au régime pluviothermique peraride. Ce type climatique fait de longues périodes de sécheresse, entrecoupées

ça et là, d'orages aussi violents qu'imprévus marquant ainsi les cycles biologiques. La végétation, avec la pluie, est la première à réagir ainsi les Ephémérophytes qui étaient en dormance germent en quelques jours, alors que les Chaméphytes, en état de vie ralentie, accusent une forte poussée végétative. Elles fleurissent et fructifient et les niveaux trophiques sous-jacents constitués par le réseau de consommateurs se mobilisent à leur tour, ainsi l'épizootie précéderait l'épidémie (Rioux et al., 1986a).

De plus, la mise en valeur des terres autour des chotts a attiré de nombreux exploitants, ainsi des milliers de puits ont été forés et des hectares de terres irriguées d'où l'apparition de nombreux terriers, ce qui a créé des conditions idéales de transmission de l'épizootie.

1.6.- CLASSIFICATION DES REGIONS D'ETUDE SELON LES ETAGES BIOCLIMATIQUES

Selon les données de l'ONM 1976 - 2005, on distingue différents étages bioclimatiques selon les tranches pluviométrique. Les régions prospectées dans notre travail appartiennent à différents étages bioclimatiques.

1.6.1.- Etage humide

Il est caractérisé par des pluies supérieures à 900mm par an que l'on retrouve dans les régions nord-est, dominé en altitude par les forêts. La végétation spontanée comprend notamment les espèces de montagne comme le Chêne liège (*Quercus suber* sur sol siliceux, le Chêne vert (*Quercus ilex*) largement répandu, le sapin de Numidie (*Abies numidica*), le pin noir (*Pinus nigra*) et le Cèdre (*Cedrus atlantica*) (tableau IV).

1.6.2.- Etage sub-humide

A ce niveau les précipitations sont de 600 mm à 900 mm par an. L'isophyte 600 mm marque la limite des espèces de montagne qui sont progressivement remplacées par le Chêne vert et le pin d'Alep (*pinus halepensis*), l'Olivier, le Lentisque, le Palmier nain, le Romarin et le Cyste (Tableau IV).

Tableau IV: Classification des différents sites étudiés selon l'étage bioclimatique (Marc Côte., 1974).

Cod e	Région	Sites	Latitud e	Longitude	Etage bioclimatique	Altitude
Jijel					Sub-humide	
A1	//	Ziama Mansouria	36°35'N	5°25'E	//	95
A3	//	Beni Ahmed	36°45'N	5°46'E	//	100 m
A2	//	Benyajis	36°35'N	5°48'E	//	770m
A5	//	Texanna	36°39'N	5°47'E	//	876 m
A4	//	Kaous	36°46'N	5°48'E	//	70 m
A6	//	Chekfa	36°46'N	5°57'E	//	720 m
A8	//	Djimla	36°34'N	5°53'E	//	840 m
A9	//	Fdoules	36°34'N	5°56'E	//	843 m
A7	//	Taher	36°46'N	5°53'E	//	52m
A10	//	El Ansar	36°47'N	6°09'E	//	19m
A11	//	El Milia	36°45'N	6°16'E	//	100 m
A12	//	Sattara	36°43'N	6°20'E	//	234m
A14	//	Sidi Marouf	36°36'N	6°16'E	//	270 m
SKIKDA						
B1	//	Chraia			//	
B2	//	H . Krouma			//	
B4	//	Ramdane djamel	36°45'N	6°53'E	//	47m
B5	//	Zighoud Yousef	36°31'N	6°42'E	//	511m
B3	//	Azzaba	36°44'N	7°06'E	//	93 m
B6	//	Ain Kechra	36°44'N	6°26'E	//	277m

1.6.3.- Etage semi-aride

Il reçoit de 400 à 600 mm de pluie par an et constitue la limite méridionale des grandes cultures et la limite septentrionale des régions steppiques. L'isophyte 400 mm correspond à la disparition du Chêne vert, remplacé par le thuya (*Callitris ariculata*), les Genévriers (*Juniperus phoenica*, et *J.oxcedra*) et le Jujubier (*Zyzyphus lotus*) (tableau V).

Tableau V: Classification des différents sites étudiés selon l'étage bioclimatique (Marc Côte., 1974).

Code	Région	Sites	Latitude	Longitude	Etage bioclimatique	Altitude
	MILA				Semi aride	
C1	//	Sidi Bouyahya	36°27'N	6°16'E	//	440 m
C2	//	Vieux Mila	36°26'N	6°16'E	//	489 m
C3	//	Teyeyba	36°27'N	6°16'E	//	416 m
C5	//	Kherba	36°25'N	6°15'E	//	510 m
C4	//	Ain Kechkine	36°27'N	6°16'E	//	476 m
C6	//	Marachou	36°25'N	6°19'E	//	982 m
C7	//	Ferdoua	36°30'N	6°17'E	//	487 m
C8	//	Sidi Merouane	36°30'N	6°15'E	//	238 m
C9	//	Chigara	36°33'N	6°13'E	//	560 m
C10	//	Grarem	36°30'N	6°19'E	//	340 m
C11	//	Hamala	36°34'N	6°20'E	//	533 m
C13	//	Aras	36°33'N	6°07'E	//	240 m
C12	//	El maleh	36°33'N	6°07'E	//	240 m
C14	//	Tassala	36°33'N	6°03'E	//	464 m
C15	//	Rouached	36°27'N	6°02'E	//	538 m
C16	//	Beniguecha	36°23'N	5°59'E	//	486 m
C17	//	Ferdjioua	36°25'N	5°56'E	//	889 m
C18	//	Azzaba	36°25'N	6°19'E	//	609 m
C19	//	Ain Tinne	36°23'N	6°19'E	//	674 m
C20	//	Sidi Khelifa	36°21'N	6°18'E	//	876 m
C21	//	Oued Athmania	36°14'N	6°17'E	//	721 m
C22	//	Teleghma	36°07'N	6°21'E	//	750 m
C23	//	Chelgoum Laid	36°09'N	6°10'E	//	750 m
C24	//	Tajnnet	36°07'N	5°59'E	//	832 m
D1	Constantine	El Malha	36°26'N	6°22'E	Semi aride	672m
D2	//	El Hamma	36°24'N	6°35'E	//	476m
D4	//	Ain Smara	36°16'N	6°29'E	//	635m
D3	//	Didouche Mourad	36°26'N	6°38'E	//	534m
H1	Bordj Bouariridje	Khoula			Semi aride	
H2	//	Madjana			//	1040 m

1.6.4.- Etage aride

Il reçoit de 100 à 300 de précipitations mm par an c'est le cas des régions steppiques d'Algérie. Selon les conditions édaphiques, les espèces végétales rencontrées sont principalement l'alfa (*Stipa tenacissima*), l'armoïse blanche (*Artemisia alba*), l'armoïse champêtre (*Artemisia campestris*), le drinn (*Aristia pungens*), le sparce (*Lygeum spartum*), et la guetta (*Atriplex halimus*). Les sols salés près des chotts, sont particulièrement favorables au

développement des *Chenopodiaceae*. L'isohyète 300 mm correspond à la disparition du pin d'Alep. L'amplitude thermique annuelle est stable soit de l'ordre de 34°C (tableau VI).

Tableau VI: Classification des différents sites étudiés selon l'étage bioclimatique (Marc Côte., 1974).

Code	Région	Sites	Latitude	Longitude	Etage bioclimatique	Altitude
	BATNA				Semi aride à aride inférieur	
E1	//	Batna Ville	35°33'N	6°10'E		1036m
E2	//	Tazoult	35°27'N	6°14'E	//	1451m
E3	//	Arris (Issirene)	35°15'N	6°20'E	//	1650 m
E4	//	Ariis Bousaleh			//	1000 m
E5	//	Airis (Ichmoul)	35°18'N	6°31'E	//	1700 m
E6	//	Chir	35°12'N	6°05'E	//	900 m
E7	//	Ain Zaatout	35°08'N	5°49'E	//	1077m
E8	//	Ain Touta	35°22'N	5°53'E	//	915m
E9	//	Taghoust (Bouzina)	35°15'N	6°06'E	//	1200 m
E10	//	Menaa (Chemla)	35°10'N	5°59'E	//	965m
E11	//	Menaa (Oureka) (B.R)			//	1000 m
E12	//	Menaa (Tigharghar)			//	700 m
E13	//	Menaa (Tighaza)			//	
E14	//	Ghoufi (C.V)	35°04'N	6°11'E	//	800 m
E15	//	Ghoufi (prés habitat)			//	
E16	//	Goufi (Bord. Route)			//	
E17	//	Barika (9 km)	35°23'N	5°22'E	//	519m
E18	//	Barika (Bitame)			//	
E19	//	Barika (Baroud)			//	
E20	//	Barika (Kedada)			//	
E21	//	Barika (Oued N'khel)			//	
Code	M'SILA				Arde	Altitude
F1	//	Ouled Derraje	35°41'N	4°45'E	//	518m
F2	//	Khaf Hamam			//	
F3	//	Ouled Madi			//	
F5	//	Berhoume	35°39'N	5°02'E	//	592m
F6	//	Megra			//	
F7	//	Ain Elmelh	34°50'N	4°09'E	//	834m
F8	//	Dehamna			//	
F9	//	Lab Hygiene			//	
F10	//	Guerara			//	
F11	//	Boussaada	35°12'N	4°11'E	//	583m
F12	//	Salam				

1.6.6.- Etage peraride

Les précipitations sont moins de 100 à 50 mm de pluies par an. Cet étage correspond à la zone Sud de l'Atlas Saharien où la végétation est contractée et localisée dans les lits d'Oueds (Tableau VII).

Tableau VII: Classification des différents sites étudiés selon l'étage bioclimatique (Marc Côte., 1974).

Code	Région	Sites	Latitude	Longitude	Etage bioclimatique	Altitude
G1	Guardaia	Hôtel Transit	32°29'N	3°40'E	Peraride	500m
G2	//	R. Vers Alger	//	//	//	//
G3	//	Metlili (C. Ville)	35°55'N	2°54'E	//	860m
G4	//	Metlili (Roche calcaire)	//	//	//	//
G5	//	Metlili (Sup Debaa)	//	//	//	//
G6	//	Metlili (Mekedma)	//	//	//	//
G7	//	Metlili (Lajaja)	//	//	//	
G8	//	Metlili (Guemgouma)	//	//	//	//

CHAPITRE III: MATERIEL ET METHODES

1.- ORIGINE DES PHLEBOTOMES

Pour mener à bien ce travail, il était nécessaire de disposer d'un grand nombre d'espèces et, à l'intérieur des espèces, de populations de diverses origines. Durant ce travail, nous avons étudié et analysé:

- des populations naturelles que nous avons récoltées dans la région de l'Est algérien
- des échantillons de populations conservées dans l'alcool absolu pour la biologie oléculaire.

2.- CHOIX DES STATIONS DE PIEGEAGE

Les pièges ont été placés selon un itinéraire transect aussi varié qui possible sur les plans géographique, altitudinal, géologique et environnemental. Ils ont été répartis sur différentes régions.

Ainsi le transect regroupe 95 stations (figure 22).

3.- TECHNIQUES DE PIEGEAGE

Nous avons utilisé deux catégories de techniques pour la capture des phlébotomes: l'une permet de récupérer de spécimens morts utilisables pour l'inventaire faunistique et l'autre facilite la capture des phlébotomes vivants pouvant faire l'objet d'éventuelles études ultérieures de type moléculaire (analyse d'ADN).

3.1.- Captures par pièges adhésifs

Connue depuis les importants travaux des épidémiologistes Russes Vlazov (1932) et Petrischeva (1935) in Croset et *al.*, (1977), la technique des pièges adhésifs est sans doute la mieux adaptée à l'inventaire qualitatif et quantitatif des phlébotomes en région méditerranéenne et tout particulièrement aux études chorologiques (Abonnenc., 1972, Madulo-Leblond., 1983). C'est une méthode non sélective qui a été largement utilisée dans ce genre d'enquête dans divers pays de la région méditerranéenne (Rioux et *al.*, 1964, 1969, Schlein et *al.*, 1982, Lane et *al.*, 1988).

Des feuilles de papier blanc de format A4 (figure 23) 29 x 21 cm sont enduites d'huile de ricin à l'aide d'un pinceau et ensuite stockées par petits paquets dans des bacs en plastique jusqu'au jour de l'emploi. Si l'huile de ricin est choisie c'est parce qu'elle ne possède aucun pouvoir répulsif sur les phlébotomes. Par ailleurs, elle est soluble dans l'alcool, ce qui facilite la récupération des phlébotomes. Sur le terrain, les pièges sont placés dans différents biotopes (barbacanes, fissures des murs, terriers, végétations), soit roulés en cornets et introduits dans les

interstices des murs en pierres sèches ou des murs en argile, soit placés verticalement dans les barbacanes, les anfractuosités larges et les éboulis. Lorsque les endroits piégés se trouvent à proximité des agglomérations, il convient d'avertir la population afin de récupérer le maximum de pièges.

La durée de piégeage dépend de l'objectif de l'étude et des conditions climatiques (vent, pluies). Généralement, une nuit est suffisante pour estimer la densité en nombre de spécimens par nuit et par unité de surface. Ils sont donc relevés après une ou plusieurs nuits de piégeages, ce qui permet de pallier à l'irrégularité des sorties selon les biotopes. Les pièges sont ramassés et regroupés par station dans des sacs en plastique portant le numéro de la station et le nombre de pièges posés et récupérés.

Le dépouillement des papiers doit être effectué le plus rapidement possible dans les jours qui suivent pour éviter la détérioration des phlébotomes (développement fongique). Ils sont récupérés à l'aide de pinceaux imbibés d'alcool et conservés dans l'alcool à 95° dans lequel l'huile de ricin est soluble. Les phlébotomes sont ainsi stockés dans des tubes contenant de l'alcool à 95° et portant mention du numéro de la station.

3.2.- Capture nocturne aux pièges lumineux

Cette méthode est adaptée à la capture des espèces photophiles. A l'inverse d'autres insectes, les phlébotomes sont rarement attirés par la lumière vive et semblent même la fuir à partir d'une certaine intensité. En revanche, certaines espèces sont attirées par les lumières de faible intensité, ce qui est en accord avec leur activité crépusculaire et nocturne, ainsi que par les lumières UV.

Le piège lumineux de type CDC ((miniature light trap1)): comporte (figure 24):

➤ un moteur assurant le fonctionnement d'un petit ventilateur destiné à entretenir une aspiration continue de faible intensité. Au dessus du ventilateur se trouve une petite ampoule de 0,3 ampère. Le tout est alimenté par quatre piles rondes de 1,5 volt qui sont suffisantes pour assurer un fonctionnement efficace pendant la totalité de la nuit et prévenir ainsi la fuite des phlébotomes capturés en maintenant la ventilation. L'ensemble moteur ventilateur lampe se trouve à l'intérieur d'un cylindre transparent en matière plastique dont la partie supérieure est couverte d'un grillage métallique évitant la pénétration des insectes de grande taille et dont la partie inférieure est creusée d'une gorge destinée à l'ajustement de la cage de recueil.

➤ Une cage recouverte d'un tissu à mailles très serrées dont la partie supérieure vient s'adapter à l'aide d'un élastique à la partie inférieure du cylindre.

➤ Un couvercle métallique très aplati qui couvre le tout et protège l'appareil de la pluie et des projections.



Figure 23: Pièges adhésifs installés dans différents biotopes



Figure 24: Pièges CDC installés pour capture en milieu rural et en milieu urbain.

Les pièges lumineux de type CDC donnent de bons résultats à condition de remplacer les cages de recueil par des paniers à mailles fines adaptées à la petite taille des phlébotomes.

Les pièges sont installés avant le coucher du soleil et restent fonctionnels toute la nuit jusqu'au lendemain matin, la cage est détachée et soigneusement fermée alors que le moteur fonctionne toujours. En prenant soin d'éviter la fuite des insectes piégés, la partie supérieure est refermée et mise au réfrigérateur pendant une vingtaine de minutes afin d'immobiliser les phlébotomes. Immédiatement après la sortie du réfrigérateur, la cage est ouverte et les phlébotomes sont prélevés à l'aide d'un petit captateur ou d'un pinceau trempé dans l'alcool.

Le repérage des phlébotomes à l'intérieur de la cage est assez délicat, d'une part ceux-ci s'y trouvent mélangés à de nombreux autres insectes et d'autre part ils redeviennent actifs après quelques minutes à la température ambiante ce qui impose un nouveau séjour à 0 °C.

Quand les phlébotomes doivent être maintenus vivants, notamment au cours d'un long trajet, il est recommandé de mettre la cage dans un sac en plastique avec un tampon de coton modérément imbibé d'eau qui sert à maintenir une humidité relative élevée dans le sac, empêchant ainsi la dessiccation des insectes.

1- John Hock Company. Isect Sampling Devices

P.O Box12852

Gainesville, Fila. 32604 – USA

3.3.- Capture nocturne manuelle sur parois verticales

Le matériel utilisé comprend :

- un capteur en verre épais de 15 cm de diamètre ;
- une lampe électrique de poche équipée d'une pile de 4,5 volts et d'une ampoule de 0,3 ampère.

Les endroits conseillés sont des vieux murs lisses de couleur blanchâtre permettant de mieux visualiser les phlébotomes quand ils s'y posent.

Le piégeage peut commencer au crépuscule et se poursuivre pendant les heures chaudes de la nuit, ce qui correspond, en climat méditerranéen, au maximum d'activité des phlébotomes (Rioux *et al.* 1969).

Le piègeur éclaire le mur avec sa lampe de poche. Une fois le phlébotome repéré, il pose le capteur contre le mur de façon à encercler le phlébotome. Une aspiration brève, permet de faire rentrer l'insecte dans le tube qui sera immédiatement bouché par un tampon en coton.

En général, les phlébotomes arrivent par bouffées, attirés par la lumière et aussi par le piègeur qui tient lieu d'appât. Leur sortie est favorisée par l'absence de courant d'air et par la chaleur humide sachant qu'à une température inférieure à 19°C, les phlébotomes ne sortent pas. Ce genre de piégeage à l'inconvénient d'être sélectif (prédominance des espèces anthropophiles) et les récoltes sont peu diversifiées, voire parfois même mono spécifiques.

4.- AU LABORATOIRE

Les phlébotomes sont:

- soit récupérés au capteur manuel et tués à la fumée de cigarette;
- soit mis au congélateur pendant une demi-heure et ramassés à l'aide d'une petite pince.

5.- CONSERVATION DES PHLEBOTOMES

Selon le mode de récolte et l'utilisation prévue, les phlébotomes sont conservés:

- soit dans l'alcool à 90° pour les spécimens récoltés morts sur les pièges adhésifs;
- soit dans l'alcool absolu ou à 95° pour les spécimens qui sont récoltés vivants et destinés à une étude moléculaire (analyse d'ADN).

6.- TRAITEMENT DES ECHANTILLONS

Un traitement préalable des spécimens est obligatoire; il dépend du milieu de montage choisi.

Les réactifs utilisés sont:

- Mélange à égale proportion d'alcool éther
- Solution aqueuse de potasse à 10%
- Liquide de Marc-André d'après Abonnenc (1972):
 - ❖ eau distillée 30 ml
 - ❖ hydrate de chloral 40 ml
 - ❖ acide acétique cristallisable 30ml

Gomme au chloral utilisée:

Eau distillée	50 ml
Hydrate de chloral	50g
Glycérine	20 ml
Gomme arabique	30 g

Solution aqueuse de fuchsine acide à 1 par mille

- ❖ Ethanol à 70°et 95°
- ❖ Créosote de hêtre
- ❖ Baume du Canada
- ❖ Xylène

6.1.- Eclaircissement

Les phlébotomes sont versés dans une coupelle de cristal munie d'un couvercle dans laquelle s'effectueront toutes les manipulations.

L'alcool est soutiré à l'aide d'une pipette pasteur munie d'une poire en caoutchouc, en prenant bien soin de ne pas aspirer les phlébotomes. Les bains successifs suivants sont ensuite effectués.

- 3 minutes dans l'alcool éther (uniquement pour les phlébotomes capturés sur papiers huilés lorsque l'huile de ricin est mal solubilisée)

- 4 à 8 heures dans la solution de potasse à 10 %

- 6 bains, de 20 minutes chacun, dans l'eau

- 1 heure minimum dans le liquide de Marc-André. Une conservation prolongée des spécimens dans ce liquide ne présente pas d'inconvénient.

6.2.- Montage

Deux types de montages ont été utilisés:

a) Montage rapide dans la gomme au chloral

Outre un montage dans le liquide de Marc-André (excellente visualisation des spermathèques), qui apparaissent assez réfringentes et permet une bonne observation microscopique en contraste de phase si besoin. Cependant, la gomme au chloral a tendance à se rétracter après un certain temps, les structures internes tendent à s'effacer et l'observation n'est plus possible. Par conséquent, ce type de montage est à déconseiller pour une conservation de longue durée.

Après éclaircissement, les phlébotomes sont montés directement dans une goutte de gomme au chloral suivant la technique détaillée plus bas dans ce chapitre.

b) Montage dans le baume du Canada

Les spécimens déjà conservés dans le Marc-André subissent les bains suivants :

- 15 minutes dans une solution de fuchsine à 1 pour mille
- 2 minutes dans l'alcool à 70 %
- 3 bains de 20 minutes dans l'alcool à 90°, 95° et absolu
- 1 heure au moins dans la créosote

Les spécimens qui sont alors complètement déshydratés, sont montés sous la loupe binoculaire dans une goutte de baume de Canada diluée dans du xylène jusqu'à consistance fluide. Cette technique, qui permet d'obtenir des conservations de longue durée, est fortement recommandée pour la mise en collection des espèces.

6.3.- Technique de montage

Le phlébotome est déposé en position latérale dans l'un ou l'autre des deux milieux de montage. La tête est détachée du reste du corps à l'aide de fines aiguilles. Elle est ensuite orientée face ventrale en position supérieure (*Sergentomyia*) ou en position inférieure (*Phlebotomus*) afin de rendre plus aisée l'observation des armatures cibariale et pharyngienne. Les pattes sont soigneusement étalées du côté ventral et les ailes du côté dorsal.

Quand il s'agit d'un spécimen mâle, l'armature génitale est disposée selon son orientation chez l'insecte vivant en prenant soin de mettre en évidence les différents éléments nécessaires à la diagnose spécifique: édéage, coxite, style,...

Quand il s'agit d'un spécimen femelle, la dissection du génitalia est parfois nécessaire pour montrer certaines structures internes utilisées pour la diagnose spécifique comme dans le cas des *Larrousius* (Léger et *al.*, 1983).

Cette dissection se fait dans le milieu de montage sous la loupe binoculaire.

Une fois la tête coupée, on maintient le thorax à l'aide d'une fine aiguille et on coupe l'abdomen au niveau de l'avant dernier segment. On doit extraire les téguments qui entourent la furca afin de repérer les spermathèques.

La préparation est ensuite recouverte d'une lamelle ronde. Une légère pression permet de mettre les tissus à observer à plat, permettant une meilleure observation microscopique.

6.4.- Identification des spécimens

Chaque échantillon est identifié d'après les critères habituels, en se basant sur la clé de détermination des phlébotomes d'Algérie (Parrot., 1934, Dedet et *al.*, 1984).

Après le montage des phlébotomes entre lame et lamelle, les spécimens sont observés avec un microscope photonique BX 50 de marque Olympus portant cinq objectifs: x4, x10, x20, x40, x100, d'un dispositif de contraste de phase qui permet une observation claire et contrastée d'organes peu réfringents comme les spermathèques, ascoides, l'armature de l'atrium génital des femelles, le cibarium. Le microscope utilisé est doté d'une tête trinoculaire U-TR 30 adaptables à une chambre claire, nécessaire pour la réalisation des comptages pour la biométrie et les dessins. Il possède aussi un système de photomicrographie à exposition automatique PM-10 AK utilisé pour mesurer les différents organes.

7.- ANALYSE MORPHOMETRIQUE

Pour pallier à la difficulté de certaines diagnoses à l'aide de caractères morphologiques qualitatifs, Parrot en (1934), recommande de recourir aux mensurations comparées de divers segments ou appendices: Il s'agit alors de la phlébométrie largement utilisée.

7.1.- Mesures réalisées

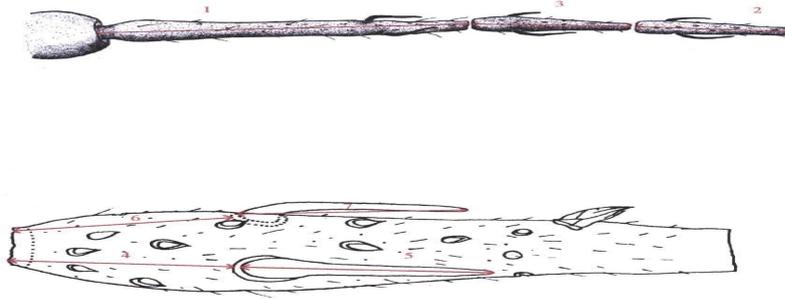
Elles ont été réalisées sur le plus grand nombre possible d'individus appartenant aux espèces, provenant des différentes régions étudiées. Nous nous sommes efforcés de réunir un nombre d'exemplaires statistiquement significatif (n 30).

7.1.1.- Mesures communes aux phlébotomes des deux sexes

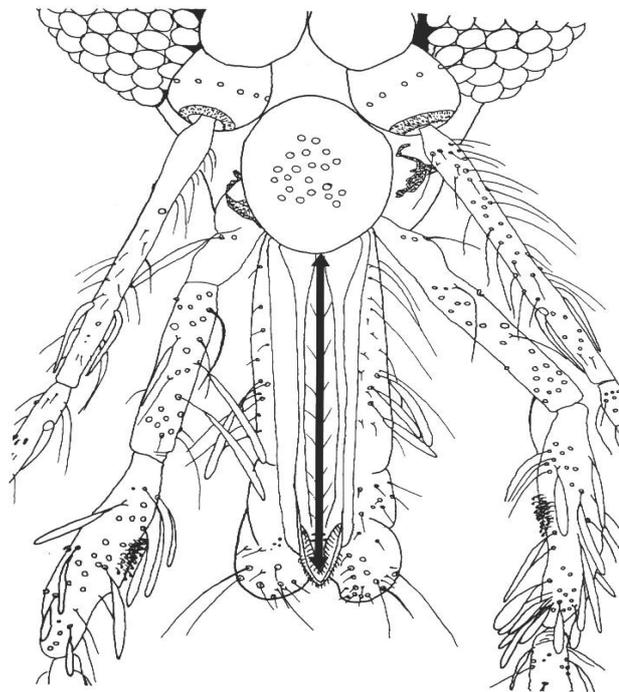
Au niveau de la tête, un grand nombre d'appendices se prête bien aux mesures:

- longueur d'A III, longueur d'A IV (figure 25), longueur d'P1, longueur d'P2, longueur d'P3, longueur d'P4, longueur d'P5, et la longueur de l'épipharynx (depuis l'extrémité antérieure du clypeus) (figure 25).

La majorité des mesures retenues sont celles des organes durs et faciles à déterminer. Ce n'est pas le cas des palpes, en particulier des cinquièmes segments, extrêmement souples et très rarement horizontaux sur toute leur longueur. Nous avons mesuré les plus horizontaux mais la ligne de soudure est parfois difficile à apprécier, c'est pourquoi nous avons mesuré la longueur de l'ensemble constitué par ces deux segments.



(A)



(B)

**Figure 25: (A) Mesure de la longueur d'A III, A IV, A V
(B) Mesure de la longueur de l'épipharynx.**

7.1.2.- Mesures particulières aux mâles

Elles concernent le genitalia:

- longueur du coxite,
- longueur du style (varie souvent selon l'orientation),
- longueur du lobe basale du coxite,
- largeur du lobe basale,
- longueur de l'édéage,
- longueur du piston de la pompe génitale (figure 26),
- diamètre du pavillon de la pompe génitale (figure 26),
- longueur des filaments génitaux.



Figure 26 : Mesure de la longueur (1) et du piston de la pompe génitale (2) et de la largeur de l'évasement pavillonnaire (3).

7.2.- METHODOLOGIE

Les mensurations ont été réalisées avec le logiciel ESILAB (Société Aries, Chatillon, France) dont le fonctionnement impose l'utilisation d'une caméra vidéo COHU (définition 430000 pixels) associée à un microscope optique. L'image obtenue est alors transmise directement sur un écran où s'effectue la mesure. Les séries de mesures enregistrées sont stockées dans le logiciel de calcul EXCEL et rendu possible grâce au logiciel PERFECT IMAGE (Châtillon, France) puis soumises ensuite à différentes méthodes d'analyse.

CHAPITRE IV: RESULTATS ET DISCUSSION

1- INVENTAIRE FAUNISTIQUE GLOBAL

Notre premier travail a été de répertorier et de localiser les différentes espèces de phlébotomes présentes dans l'est algérien (figure 23). Cet inventaire faunistique, véritable base entomologique, nous a permis d'acquérir les différentes techniques d'échantillonnage utilisées en région méditerranéenne. Les techniques de piégeages utilisés nous ont permis de capturer 20685 spécimens.

Les résultats de capture sur les 4 étages bioclimatiques de l'est algérien montrent que les espèces capturées appartiennent aux deux genres *Phlebotomus* et *Sergentomyia* et aux sous genres *Phlebotomus*, *Paraphlebotomus*, *Larroussius*, *Sergentomyia*, *Sintonius* et *Grassomyia*.

L'utilisation de ces deux techniques a révélé la présence de 18 espèces réparties comme suit :

(Tableau VIII).

Tableau VIII: Résultats de différentes espèces capturées selon le transect.

Genre	<i>Phlebotomus</i>	Genre	<i>Sergentomyia</i>
Sous genre	<i>Larroussius</i>	Sous genre	<i>Sergentomyia</i>
Espèces	<i>P. perniciosus</i>	Espèces	<i>S. minuta</i>
//	<i>P. longicuspis</i>	//	<i>S. fallax</i>
//	<i>P. perfiliewi</i>	//	<i>S. antennata</i>
//	<i>P. ariasi</i>	//	<i>S. schwetzi</i>
//	<i>P. chadlii</i>		
Sous genre	<i>Phlebotomus</i>	Sous genre	<i>Sintonius</i>
Espèces	<i>P. papatasi,</i>	Espèces	<i>S. christophersi</i>
//	<i>P. bergeroti</i>	//	<i>S. clydei</i>
//			
Sous genre	<i>Paraphlebotomus</i>	Sous genre	<i>Grassomyia</i>
Espèces	<i>P. chabaudi</i>	Espèces	<i>S. dreyfussi</i>
//	<i>P. alexandri</i>		
//	<i>P. sergenti</i>		
//	<i>P. riouxi</i>		

1.1.- Fréquence des phlébotomes en fonction du genre

Le genre *Phlebotomus* représentant 57,23% des captures regroupant 11837 spécimens est prédominant, alors que le genre *Sergentomyia* est de 42,77% où *S. minuta* est la mieux représentée (Tableau IX). En Algérie, seules les espèces du genre *Phlebotomus* sont impliquées dans la transmission des leishmanioses.

Tableau IX: Résultats des captures des différents itinéraires transects (Nord–Sud):

Effectif global	20668					
Genre	<i>Phlebotomus</i>			<i>Sergentomyia</i>		
Effectif	11837			8848		
Pourcentage	57,23%			42,77%		
	Espèces / effectif	Nombre	%	Espèces / effectif	Nombre	%
	<i>P. perniciosus</i>	8557	72,29%	<i>S. minuta</i>	8016	90,60%
	<i>P. longicuspis</i>	1051	8,88%	<i>S. fallax</i>	621	7,02%
	<i>P. perfiliewi</i>	1087	9,18%	<i>S. antennata</i>	114	1,29%
	<i>P. chadlii</i>	9	0,08%	<i>S. christophersi</i>	66	0,75%
	<i>P. ariasi</i>	5	0,04%	<i>S. dreyfussi</i>	11	0,12%
	<i>P. chabaudi</i>	9	0,08%	<i>S. clydei</i>	11	0,12%
	<i>P. alexandri</i>	31	0,26%	<i>S. schwetzi</i>	9	0,10%
	<i>P. sergenti</i>	183	1,55%			
	<i>P. papatasi</i>	882	7,45%			
	<i>P. riouxi</i>	12	0,10%			
	<i>P. bergeroti</i>	11	0,09%			
	TOTAL	11837	100,00%	TOTAL	8848	100,00%

1.2.- Fréquence des phlébotomes en fonction du sous-genre

Les phlébotomes récoltés se répartissent en six sous-genres qui sont: *Larroussius*, *Phlebotomus*, *Paraphlebotomus*, *Sergentomyia*, *Sintonius* et *Grasomyia*. Seules les espèces des genres *Phlebotomus*, *Paraphlebotomus* et *Larroussius* sont incriminées dans la transmission des leishmanioses. Le tableau IX montre bien que *Phlebotomus*, prédominé.

1.3.- Fréquence des phlébotomes en fonction de l'espèce et du sexe

Du tableau IX (Annexe 2), il ressort que la proportion des mâles est plus importante que celle des femelles, en particulier pour *P. papatasi*, *P. chabaudi* et *P. perniciosus* où les mâles sont mieux représentés que les femelles. Par ailleurs, l'espèce la plus abondante dans la région est *P. perniciosus* et *S. munita*.

2.- RESULTATS DES CAPTURES PAR PIEGES ADHESIFS

Ce mode de piégeage, particulièrement bien adapté à l'inventaire faunistique exhaustif, qualitatif et quantitatif, permet d'éviter les comportements tactiques et phototactiques et de rester efficace durant un laps de temps suffisant pour atténuer les fluctuations climatiques à court terme.

On note que 16700 phlébotomes ont été capturés sur 7027 pièges adhésifs posés entre avril 2002 et octobre 2007 le long des différentes stations. Les pièges ont été placés devant les anfractuosités, les barbacanes des murs de soutènement, parfois à l'intérieur ou autour des habitations et dans les abris animaux domestiques. La densité globale est de 2,37 phlébotomes par piège soit 102,81 Ph /m².

Les phlébotomes récoltés appartiennent aux 15 espèces suivantes:

P. perniciosus, *P. longicuspis*, *P. perfliewi*, *P. ariasi*, *P. chadlii*, *P. papatasi*, *P. chabaudi*,

P. alexandri, *P. sergenti*, *P. riouxi*, *S. minuta*, *S. fallax*, *S. antennata*, *S. christophersi*,
S. dreyfussi

L'inventaire de la faune phlébotomienne dans l'est algérien a montré la présence en milieu urbain de deux vecteurs prouvés à savoir *L. infantum* par *P. perfliewi* et *L. cutanée* par *P. papatasi* au Nord et le vecteur de *L. major* au sud; sans oublier la présence de *P. longicuspis* vecteur probable de *L. infantum* (Dedet et al., 1984, Belazzoug., 1986b, Izri et al., 1990, Harrat et al., 1996, Boussaa., 2008).

2.1.- Etage sub humide

Durant nos prospections, nous avons récolté 3716 spécimens appartenant aux quatre espèces du genre *Phlebotomus* représentant 41,89% et une espèce appartenant au genre *Sergentomyia* à savoir *S. minuta* espèce dominante qui constitue 57,83% des espèces inventoriées, suivi par *P. perniciosus* 38%, *P. perfliewi* 2,31%, *P. longicuspis* 1,18% et *P. papatasi* 0,40% (tableau X).

Tableau X : Pourcentages des espèces recensées dans l'étage sub humide.

Espèces	♂	%	♀	%	Total	%
<i>P. perniciosus</i>	1038	73%	384	27%	1422	38%
<i>P. longicuspis</i>	29	66%	15	34%	44	1,18%
<i>P. perfliewi</i>	67	78%	19	22%	86	2,31%
<i>P. chadlii</i>	0	0%	0	0%	0	0,00%
<i>P. ariasi</i>	0	0%	0	0%	0	0,00%
<i>P. chabaudi</i>	0	0%	0	0%	0	0,00%
<i>P. alexandri</i>	0	0%	0	0%	0	0,00%
<i>P. sergenti</i>	0	0%	0	0%	0	0,00%
<i>P. papatasi</i>	6	40%	9	60%	15	0,40%
<i>S. munita</i>	1262	59%	887	41%	2149	57,83%

<i>S. fallax</i>	0	0%	0	0%	0	0,00%
<i>S. antennata</i>	0	0%	0	0%	0	0,00%
TOTAL	2402		1314		3716	100,00%

2.2.- Etage semi aride

Nous avons récoltés 11516 spécimens appartenant aux cinq espèces du genre *Phlebotomus* (51,47%), où *P. perniciosus* est la plus abondante (46,33) suivie par *P. longicuspis* (2,82%), *P. papatasi* (1,22%), *P. perfliewi* (0,56%), *P. sergenti* (0,54%). Cependant, *S. munita* du genre *Sergentomyia* prédomine avec un effectif total de (48,52%), alors que *S. fallax*, retrouvé avec 1 seul spécimen (0,01%), est considéré comme une espèce d'affinité saharienne. Bien que signalée pour la première fois dans la région d'étude El-Maleh (Mila), cette espèce à déjà été trouvée dans d'autres régions Izri (1996) (Tableau XI).

Tableau XI : Pourcentages des espèces capturées dans l'étage semi aride

Espèces	♂	%	♀	%	Total	%
<i>P. perniciosus</i>	4304	81%	1031	19%	5335	46,33%
<i>P. longicuspis</i>	244	75%	81	25%	325	2,82%
<i>P. perfliewi</i>	59	91%	6	9%	65	0,56%
<i>P. chadlii</i>	0	0%	0	0%	0	0,00%
<i>P. ariasi</i>	0	0%	0	0%	0	0,00%
<i>P. chabaudi</i>	0	0%	0	0%	0	0,00%
<i>P. alexandri</i>	0	0%	0	0%	0	0,00%
<i>P. sergenti</i>	34	55%	28	45%	62	0,54%
<i>P. papatasi</i>	80	57%	61	43%	141	1,22%
<i>S. munita</i>	3096	55%	2491	45%	5587	48,52%
<i>S. fallax</i>	1	100%	0	0%	1	0,01%
<i>S. antennata</i>	0	0%	0	0%	0	0,00%
TOTAL	7818		3698		11516	0,00%

2.3.- Etage aride

Nous avons récolté 1936 spécimens appartenant aux 8 espèces du genre *Phlebotomus* (51,82%) qui sont *P. perniciosus* (25,79%), *P. longicuspis* (07,75%), *P. chadlii* (0,26%), *P. perfliewi* (0,05%), *P. ariasi* (0,05%), *P. papatasi* (15,97%), *P. sergenti* (88%), *P. alexandri* (0,78%), *P. chabaudi* (0,21%). Le genre *Sergentomyia* est représenté par *S. munita* (32,82%), *S. fallax* (12,51%) et *S. antennata* (3,00%) (Tableau XII).

Tableau XII: Pourcentages des espèces recensées dans l'étage aride.

Espèces	♂	%	♀	%	Total	%
<i>P. perniciosus</i>	423	85%	76	15%	499	25,79%
<i>P. longicuspis</i>	118	79%	32	21%	150	7,75%
<i>P. perfiliewi</i>	1	100%	0	0%	1	0,05%
<i>P. chadlii</i>	5	100%	0	0%	5	0,26%
<i>P. ariasi</i>	1	100%	0	0%	1	0,05%
<i>P. chabaudi</i>	4	100%	0	0%	4	0,21%
<i>P. alexandri</i>	15	100%	0	0%	15	0,78%
<i>P. sergenti</i>	5	29%	12	71%	17	0,88%
<i>P. papatasi</i>	236	76%	73	24%	309	15,97%
<i>S. munita</i>	376	59%	259	41%	635	32,82%
<i>S. fallax</i>	103	43%	139	57%	242	12,51%
<i>S. antennata</i>	25	43%	33	57%	58	3,00%
<i>S. christophersi</i>	0	0%	0	0%	0	0,00%
<i>S. dreyfussi</i>	0	0%	0	0%	0	0,00%
<i>S. clydei</i>	0	0%	0	0%	0	0,00%
<i>P. riouxi</i>	0	0%	0	0%	0	0,00%
TOTAL	1312		624		1936	100,00%

2.4.- Etage saharien

Nous avons récolté 378 spécimens appartenant à 6 espèces du genre *Sergentomyia* (89,70%) qui sont *S. fallax* (32,28%), *S. munita* (30,69%), *S. antennata* (01,85%), *S. christophersi* (11,38%), *S. dreyfussi* (0,53) et 6 espèces du genre *Phlebotomus* (10,30%) à savoir *P. papatasi* (12,96%) le plus abondant, *P. longicuspis* (3,44%), *P. sergenti* (03,17%), *P. riouxi* (03,17%), *P. alexandri* (0,26%) et *P. perniciosus* (0,26%) (Tableau XIII).

Tableau XIII: Pourcentages des espèces recensées dans l'étage saharien

Espèces	♂	%	♀	%	Total	%
<i>P. perniciosus</i>	1	100%	0	0%	1	0,26%
<i>P. longicuspis</i>	10	77%	3	23%	13	3,44%
<i>P. perfiliewi</i>	0	0%	0	0%	0	0,00%
<i>P. chadlii</i>	0	0%	0	0%	0	0,00%
<i>P. ariasi</i>	0	0%	0	0%	0	0,00%
<i>P. chabaudi</i>	0	0%	0	0%	0	0,00%
<i>P. alexandri</i>	1	100%	0	0%	1	0,26%
<i>P. sergenti</i>	10	83%	2	17%	12	3,17%
<i>P. papatasi</i>	28	57%	21	43%	49	12,96%
<i>S. munita</i>	64	55%	52	45%	116	30,69%
<i>S. fallax</i>	99	81%	23	19%	122	32,28%
<i>S. antennata</i>	4	57%	3	43%	7	1,85%
<i>S. christophersi</i>	19	44%	24	56%	43	11,38%
<i>P. riouxi</i>	12	100%	0	0%	12	3,17%

<i>S. dreyfussi</i>	2	100%	0	0%	2	0,53%
TOTAL	250		128		378	100,00%

3.- COMPARAISON AVEC D'AUTRES FOYERS

Le pourcentage élevé de *Sergentomyia* est conforme aux données bibliographiques des inventaires faunistiques effectués en région méditerranéenne.

Le tableau XIV, nous permet de comparer nos résultats à ceux trouvés par certains auteurs dans différents pays méditerranéens.

Tableau XIV: Comparatif des pourcentages des espèces dominantes dans certains foyers méditerranéens:

pays	Grèce	France	Maroc	Tunisie	Liban
Auteurs	Madulo- Leblan., 1983	Rioux et <i>al.</i> , 1986	Bousaa et <i>al.</i> , 005	Rioux et <i>al.</i> , 1986	Haddad 1998
%<i>Sergentomyia</i>	84%	73%		70%	97,62%
Espèces dominantes	<i>S. dentata</i> 46%	<i>S. minuta</i> 73,7%		<i>S. minuta</i> 41,5%	
	<i>S. minuta</i> 38%	<i>P. ariasi</i> 19,5%		<i>S. fallax</i> 27,7%	

Ces pourcentages élevés s'expliquent par le comportement herpétophile des espèces du genre *Sergentomyia* qui cherchent leurs proies dans les anfractuosités où les papiers huilés sont posés.

4.- RESULTATS DES CAPTURES PAR PIEGES LUMINEUX

Les phlébotomes capturés vivants ont été conservés dans l'alcool absolu en vue d'une étude moléculaire traité plus loin.

Le nombre total de phlébotomes capturés par cette méthode durant les étés 2005, 2006 et 2007 par les piégeages dans différentes régions de l'est algérien et à Tamanrasset en 2006 est de 3925 spécimens.

Nous avons déposé durant 55 nuits des pièges CDC devant les ouvertures et à l'intérieur des habitations ou dans les abris d'animaux domestiques. La densité moyenne des phlébotomes est relativement élevée soit 71,36 phlébotomes /nuit /piège.

L'effectif des espèces représentées est comme suit:

Genre *Phlebotomus* :

Sous genre *Larroussi* :

<i>P. perniciosus</i>	1300	<i>P. longicuspis</i>	534
<i>P. perfiliewi</i>	955	<i>P. ariasi</i>	4
<i>P. chadlii</i>	4		

Sous genre *Phlebotomus*

<i>P. papatasi</i>	377	<i>P. bergeroti</i>	11
--------------------	-----	---------------------	----

Sous genre *Paraphlebotomus*

<i>P. sergenti</i>	71		
<i>P. chabaudi</i>	5	<i>P. alexandri</i>	14

Genre *Sergentomyia* :

Sous genre *Sergentomyia*

<i>S. minuta</i>	416	<i>S. fallax</i>	131
<i>S. antennata</i>	49	<i>S. schwetzi</i>	9

Sous genre *Sintonius*

<i>S. christophersi</i>	24	<i>S. clydei</i>	11
-------------------------	----	------------------	----

Sous genre *Grassomyia*

<i>S. dreyfussi</i>	9		
---------------------	---	--	--

Les résultats obtenus par les différentes méthodes de capture sont exposés dans l'annexe 1.

5.- ANALYSE ETHOLOGIQUE DES RESULTATS

5.1.- Attraction à la lumière

Les captures effectuées aux pièges lumineux sont plus importantes que celles des pièges adhésifs, nous avons capturés, en effet respectivement 17 espèces contre 14 espèces.

Cette différence n'est pas seulement due au phototropisme de certaines espèces mais également au mode échantillonnage réalisé. C'est ainsi que *P. sergenti* et *P. alexandri* ont été récoltés par papiers huilés et par pièges CDC.

Un comportement photophile est enregistré pour *P. papatasi*, *P. perfiliewi*. Cependant, *S. fallax* semble avoir un phototropisme légèrement négatif puisqu'il est mieux représenté par les captures sur papier huilé.

S. minuta, habituellement considérée comme photophobe, apparaît fréquemment dans nos pièges lumineux et constitue parfois l'espèce dominante.

5.2.- Affinités bioclimatiques

L'analyse qualitative de nos captures suggère une plasticité écologique pour certaines espèces et une exigence pour d'autres.

- *S. minuta* apparaît dans des biotopes très variés et peut être qualifié d'ubiquiste.
- *P. perniciosus*, souvent associé à *S. minuta* et *P. longicuspis*, est réparti dans la plupart des biotopes prospectés depuis l'étage bioclimatique sub-humide jusqu'à l'étage bioclimatique saharien.
- *P. perfiliewi* révèle une préférence pour les biotopes relativement sub humide et semi aride alors que *P. chadlii* et *P. ariasi* ne dépassent pas les Aurès où le climat est aride.
- Les *paraphlebotomus* (*P. chabaudi*, *P. alexandri*, *P. riouxi*) semblent être associés à des milieux plus aride et saharien (Dedet et al., 1984).
- *P. bergeroti* et *S. schwetzi* semblent être inféodés aux biotopes de la région de Tamanrasset où le climat est saharien.

Discussion

Afin de caractériser les populations phlébotomiennes dans l'est algérien, une enquête entomologique a été effectuée de 2002 à 2007 dans quatre étages bioclimatiques (subhumide, semi-aride, aride et saharien). Les collectes de phlébotomes ont été effectuées par deux types de pièges adhésifs et lumineux (de type CDC).

Dans l'aire d'étude nous avons capturé 20668 appartenant à 18 espèces de phlébotomes des 23 reconnues en Algérie (Dedet et al., 1978; Depaquit et al., 1998 et Bounamous et al., 2008). Notons toute fois que la rareté de *P. ariasi*, *P. chadlii*, *P. riouxi*, *P. sergenti*, *P. alexandri*, *S. christophersi* et *S. antennata* et *S. dreyfussi* serait due au fait que nous n'avons pratiquement pas piégés dans leur biotope naturel (Croset et al. 1978). Il faut signaler que parmi les 18 espèces capturées seules 11 appartiennent au genre *Phlebotomus*, vecteurs prouvés de la leishmaniose

humaine dans l'Ancien Monde (Killick-Kendrick, 1985, Killick-Kendrick, 1990). Parmi ces dernières, 5 appartiennent au sous-genre *Larroussius*, vecteur prouvé de *L. infantum* dans le bassin méditerranéen et 4 au sous-genre *Paraphlebotomus*, vecteur prouvé de *L. tropica* ou suspecté de *L. killicki* et enfin 2 au sous genre *Phlebotomus Phlebotomus* (*P. papatasi* et *P. bergeroti*) lesquels sont des vecteurs prouvés de *L. major* (Killick-Kendrick, 1990).

Les 18 espèces identifiées sont représentées par *P. perniciosus* (41,40%), *P. longicuspis* (05,08%), *P. perfiliewi* (05,25%), *P. chadlii* (0,04%), *P. ariasi* (0,02%), *P. papatasi* (4,26%), *P. bergeroti* (0,05%), *P. chabaudi* (0,04%), *P. riouxi* (0,05%), *P. alexandri* (0,14%), *P. sergenti* (0,88%), *S. minuta parroti* (38,78%), *S. fallax* (03,00%), *S. christophersi* (0,31%), *S. antennata* (0,55%), *S. clydei* (0,05%), *S. dreyfussi* (0,05%) et *S. schwetzi* (0,04%).

Les espèces impliquées dans la transmission de la leishmaniose représentent 55,25% du total des espèces capturées. On note que le sous-genre *Larroussius* représenté par *P. perniciosus* et *P. perfiliewi* prédomine dans l'étage subhumide et semi aride alors que *S. minuta* domine dans le subhumide et le semi aride. Cependant, *P. papatasi* appartenant au genre *Phlebotomus* se répartit dans les étages aride et saharien, l'analyse de la répartition (Tableau IX) montre que cette espèce est la plus abondante suivie respectivement par *P. longicuspis*, *S. minuta parroti*, *P. perniciosus* et *P. chabaudi*. Dans les étages semi aride, aride et saharien *Phlebotomus* et *paraphlebotomus* sont aussi présents comme le montre les tableaux XI, XII et XIII ce qui peut être expliqué par le fait que le nord algérien est proche de la zone endémique de *L. infantum* alors que l'étage aride est la zone endémique de *L. major* (Bellazoug et al 1986, Izri et al., 1994, Harrat et al., 2002).

On remarque donc une certaine concordance avec la distribution de *L. infantum* et *L. major* dans la zone d'étude.

Dans cette aire d'étude, Il est important de signaler que la majorité des mâles de *P. perniciosus* ont des édeages bifide typique, sauf au niveau du site de Salama (M'Sila) où quelques spécimens appelé *P. longicuspis like* peuvent être des espèce jumelle de *P. longicuspis* (Pesson et al., 2004). Cependant, le nombre de soie sur le coxite de cette spécimens est supérieurs à 20 soies alors que ce nombre chez *P. longicuspis* typique ou *P. longicuspis* sensu stricto varie entre 19 et 31 ou plus. Ce type de spécimens de *P. longicuspis like* a été capturé en Tunisie par Ghrab et al., (2006) et au Maroc par Boussaa et al., (2008a).

CHAPITRE V: MONOGRAPHIES DES ESPECES

Elle nous a permis de recenser puis d'analyser les espèces capturées selon leur morphologie.

I.- Genre *Phlebotomus* Rondani et Berté, 1840

Les critères d'inclusion dans ce genre sont :

- poils des tergites abdominaux 2 à 6, tous dressées
- formules antennaire 2 / III chez la femelle; chez le mâle, présence de deux ascoides au moins jusqu'au sixième segment antennaire.
- armature buccale absente ou rudimentaire sans tache pigmentée.
- coxite portant des soies longues sur la surface ventrale ou sur le lobe basal.
- spermathèque annélée ou incomplètement segmentée.

1.- Sous genre *Larroussi* Nitzulescu, 1930

Il est bien individualisé au sein du genre *Phlebotomus* aussi, bien par sa morphologie que par son rôle épidémiologique.

Les phlébotomes *P. Ariasi* et *P. perniciosus* sont, selon Killick-Kendrick., (1990) et Belazzoug (1992), des vecteurs de *L. infantum* dans les pays méditerranéens. Ils sont aussi vecteurs d'arbovirus. Verani et al., (1991., 1995) indiquent que dans la famille des *Bunyaviridae* (*Phlebovirus*), Toscana virus et l'Arbia virus sont isolés chez *P. perniciosus* alors que Comer et Tesh,(1991) mentionnent que dans la famille des *Rhabdoviridae* (*Vesiculovirus*), Radi virus est également isolé chez *P. perniciosus*. L'étude des *Larroussi* est donc essentielle pour optimiser les connaissances de leur rôle pathogène. Les principaux caractères morphologiques qui permettent de définir ce sous-genre sont:

Chez le mâle:

Le genitalia comprend l'ensemble style-coxite, les paramères, les valves péniennes ou édéage (étuis engainant les filaments génitaux en relation avec la pompe génitale), les lobes latéraux et les cerques. Notons que chez les *Larroussius*, ce genitalia est caractérisé par :

- la présence de cinq épines (2 terminales et 3 médianes) sur le style
- un groupe de longues soies sur la face interne du coxite
- des lobes latéraux non armés
- des filaments génitaux relativement courts
- un édéage long en baguette ou aplati.

Chez la femelle:

- la structure caractéristique des spermathèques présente un réservoir (ou corps) annelé et une tête arrondie de petite taille, avec un cou plus ou moins développé.
- un pharynx armé de dents punctiformes.

Actuellement 11 espèces méditerranéennes sont recensées:

P. ariasi Tonnoir 1921, *P. chadlii* Rioux Juminer et Gibily., 1966,
P. kandelakii Shchurenkova., 1929, *P. langeroni* Nitzulescu., 1930,
P. longicuspis Nitzulescu., 1930,
P. mariae Rioux, Croset, Léger, et Baily-Choumara., 1974, *P. neglectus* Tonnoir., 1921,
P. perfiliewi Parrot, 1930, *P. Pernisiosus* Newstead., 1911,
P. syriacus Adler et Theodor., 1931, *P.tobbi* Adler et Theodor., 1930.

a. - Distribution géographique

Dans les pays méditerranéens, en particulier les trois zones biogéographiques orientale, paléarctique et afro-tropicale, le sous genre regroupe les principales espèces vectrices de *L.major* à savoir:

➤ les espèces à large répartition géographique

L'Est du bassin méditerranéen est peuplé par *P. neglectus* et *P.tobbi* tandis-que *P .perniciosus* et *P .ariasi* se superposent dans la partie occidentale. L'aire de répartition de *P. perfiliewi* chevauche à la fois avec *P .tobbi* à l'Est et avec celle de *P.perniciosus* à l'Ouest (Benabdenebi 1998a). La même source mentionne que *P. longicuspis* s'étend de la Lybie au Maroc en Afrique du Nord et de façon sporadique en Espagne. Quant à *P. Langeroni*, cette espèce comme depuis le nord-est de l'Egypte jusqu'au Maroc est peu signalé en Espagne.

➤ les espèces à distribution localisée

P. chadlii a été décrite en Afrique du Nord sur des exemplaires mâles et *P.mariae* est signalée uniquement au Maroc où la femelle reste inconnue. *P.syriacus*, morphologiquement très proche de *P.neglectus*, est connue en Palestine-Israël et en Ukraine, cette distribution se trouve en périphérie de celle de *P.neglectus*. L'espèce *P.Kandelakii* a été mentionnée en Georgie, en Turquie et au Liban. Les limites des aires de répartition des *Larroussius* ont permis à Leger et Pesson, (1987) d'émettre une hypothèse d'un peuplement de la région méditerranéenne depuis le Miocène à partir des populations

turkeстано-iraniennes de phlébotomes, arrivées par vagues successives au fur et à mesure de l'évolution de la Téthys et de la parathatys. Cette hypothèse semble être confirmée par les études récentes de phylogénie moléculaire (Esseghir et *al.*, 1997, [Aransay et al.](#), 2003) et enzymatique (Pesson et *al.*, 2004, Perroty et *al.*, 2005).

***Phlebotomus (Larrousius) perniciosus* (Newstead, 1911)**

Bull. Ent. Res., 2:47

1.- SYSTEMATIQUE

Phlebotomus perniciosus, l'une des premières espèces étudiées dans le bassin méditerranéen, est décrite dans l'île de Malte par Newstead (1911). Ce dernier distingue les mâles, de manière morphologique, par l'extrémité bifurquée de leur valve copulatrice, avec occasionnellement une petite dent surnuméraire. Parrot démontre en 1936, en comparant des individus de France, d'Algérie et d'Espagne que celle-ci reste très polymorphe. L'identification de cette espèce basée sur des caractères externes, est qualifiée d'incomplète par Raynal (1954) ce qui explique ainsi le nombre important de synonymies:

-*P.nigerrimus* Newstead, 1911 -*P.legeri* Mansion, 1913

-*P.grasii* Pierantoni, 1924

2.- REPARTITION GEOGRAPHIQUE

Phlebotomus perniciosus occupe un très vaste territoire géographique dans le bassin méditerranéen, particulièrement dans la partie septentrionale à la lisière saharienne soit Tassili et Hoggar (Rioux *et al.* 1967, Lewis., 1982). Marchais montre en (1992) que la répartition de *P.perniciosus* semble limitée à l'Est par les chaînes dinariques du fait de sa présence jusqu'en Istrie et de son absence dans tous les pays situés à l'Est de la Croatie. Ainsi, la répartition géographique de *P. perniciosus* s'étend du Nord vers le Sud avec une augmentation concomitante de sa relative abondance (figure 27).

Il semble que la faible densité de *P. perniciosus* dans les zones bioclimatique arides dans le passé a empêché la mise en place d'une transmission stable de HVL et de CVL dans ces endroits (Ben Salah *et al.* 2000). La haute densité relative de *P. perniciosus* observé dans les zones bioclimatiques arides, montre l'apparition de plusieurs foyers de HVL en Tunisie centrale (Zhioua *et al.*, 2007).

Dans l'est algérien, cette espèce se retrouve dans tous les étages bioclimatiques avec, cependant, une fréquence relativement élevée dans les zones humides (Berchi., 1993). Cette espèce est signalée à Biskra dès 1914 par Sergent mais Parrot ne l'a pas retrouvé en 1922 dans la même région. Les captures de Clastrier en 1956 ne comportaient pas cette espèce, aussi Parrot et Clastrier (1956) émettent l'hypothèse que les exemplaires capturés à Biskra en 1914 attribués à *P. perniciosus* pourraient être *P. longicuspis* (qui n'a été séparé qu'en 1930) à cause de la ressemblance étroite entre ces deux espèces.

Jusqu'en 1937, *P. perniciosus* est présent sur le littoral et les Hauts Plateaux où il prédomine généralement. C'est en 1937 que Parrot et Goanach retrouvent *P. perniciosus* très localement dans le Sud à Tamanrasset (Hoggar à une altitude de 1400 m) étendant ainsi l'aire de distribution de cette espèce jusqu'aux confins de la région éthiopienne (Parrot et Picheyre 1941b). Parrot et Clastrier ont signalé en 1936 à G'Houfi la présence de *P. perniciosus* parmi sept espèces de phlébotomes. Les captures de Dedet et Addadi en 1974 le long d'un itinéraire transect dans le massif montagneux de l'Aurès ont permis de retrouver cette espèce, mais en petit nombre (Dedet et Addadi., 1977). La répartition géographique (figure 28) de *P. perniciosus* est essentiellement tellienne particulièrement constante en grande Kabylie, étage bioclimatique humide et sub-humide et le constantinois, étage semi-aride. Ces deux régions étant endémiques de la leishmaniose viscérale. Selon Parrot, (1933a), *P. perniciosus* est fréquemment retrouvé en zone urbaine, dans les parcs et les jardins. Sa distribution, s'étend au sud, les Aurès, la Steppe et la zone présaharienne, où le bioclimat est aride, voir même saharien mais à un très faible pourcentage (Dedet et al., 1984, Belazzoug., 1991. Berchi., 1993). Sa présence a été mentionnée par Izri en 1994, depuis le péri aride où il est rare, jusqu'aux régions humides où il est abondant (Harrat et Belkaid., 2003).

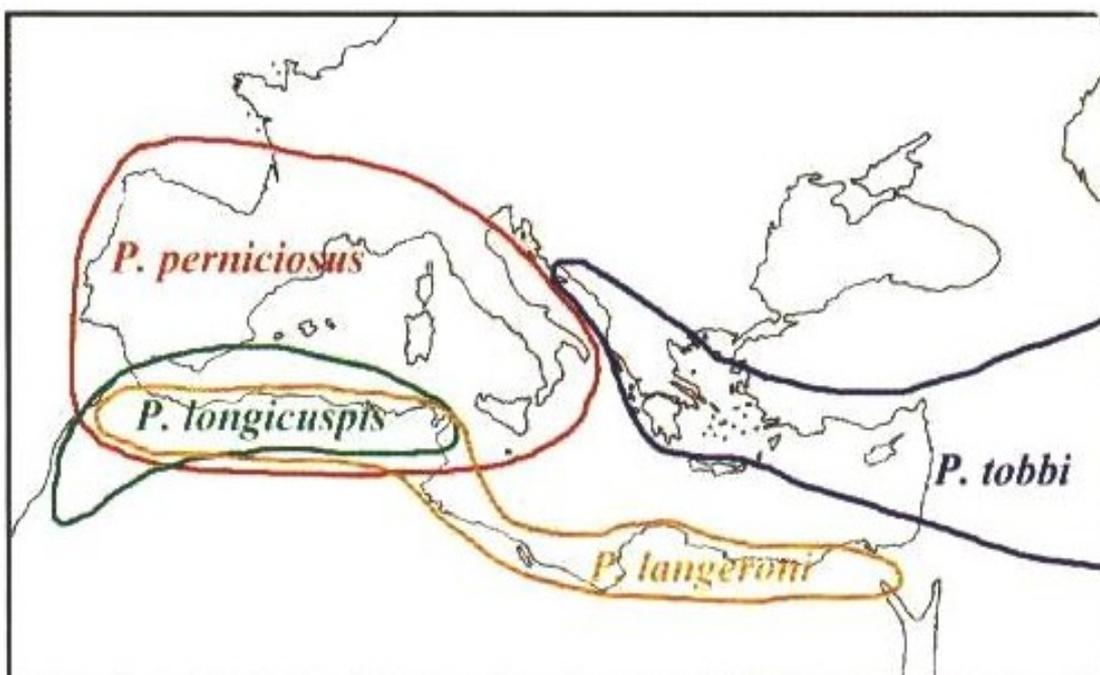


Figure 27 : Distribution péri- méditerranéenne de *P.perniciosus*, *P. longicuspis* et *P.tobbi*

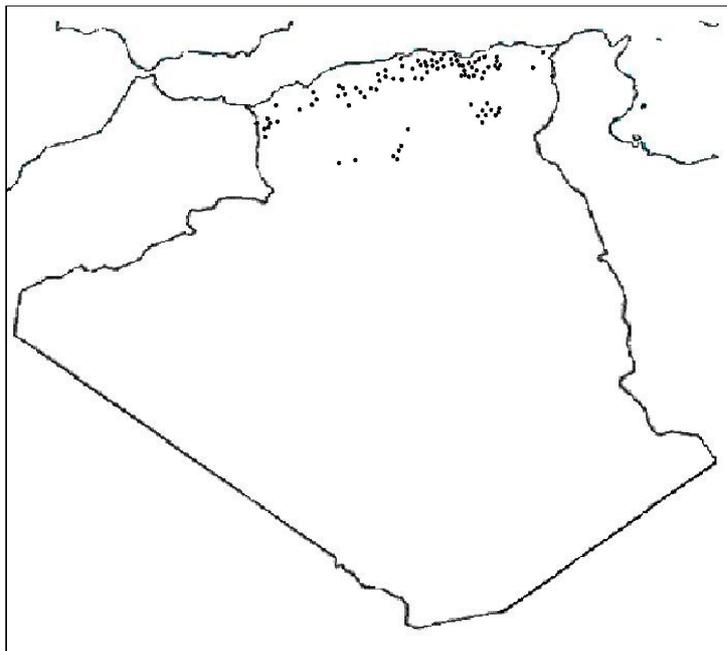


Figure 28 : Répartition géographique de l'espèce *P.perniciosus* en Algérie

3.- ETHOLOGIE

Les auteurs confirment que cette espèce est endophile et anthropozophile ([Rossi et al., 2008](#)). C'est un insecte piquant l'homme et le chien (Parrot., 1933). Le transect entomologique effectué a montré une relative abondance de *P. perniciosus* dans les zones bioclimatique arides (Rioux et al., 1986a). Deux pics annuels de forte densité sont observés en Afrique du Nord, en Italie et dans les Baléars. L'un observé en juin, correspondrait à l'émergence des imagos provenant des pontes d'automne, l'autre de fin août à fin septembre, plus important et proviendrait de pontes de la génération précédente (Parrot., 1933a, Croset et al., 1970, Biocca et al., 1977, Garcia., 1991. En Algérie également, deux pics maximums sont signalés l'un en juin-juillet et l'autre en octobre (Dedet et Addadi., 1984, Berchi., 1993).

En Italie, [Rossi et al., \(2008\)](#), *P.perniciosus* apparaît assez tôt dans l'année, généralement dès le mois de mai et persiste jusqu'à octobre. Dans une étude sur les phlébotomes marocains, Guernaoui et al., (2006) montrent que cette espèce se trouve majoritairement entre 1000 et 1200 m.

Sa prévalence est significativement plus élevée dans les sites domestiques que dans les sites de repos sauvages. Par ailleurs, (Rossi et al., 2008) ont capturé un nombre important de *P. perniciosus* dans des sites où ont été signalé la grippe aviaire ou ovine. Pour ces auteurs, cela supposerai peut être l'implication de l'espèce *P. perniciosus* dans la transmission de virus. Cependant, cela reste a être prouvé.

4.- ROLE VECTEUR

P. perniciosus est un vecteur important de *Leishmania infantum* et les études sur la différenciation montrent que son extension serait en relation avec les modifications de l'environnement comme les changements climatiques (Perroty et al., 2005).

Son rôle joué dans la transmission de la *L. viscérale* dans le bassin méditerranéen a été suspecté par Sinton dès 1925. Parrot et al., (1930) à Alger arrivent à infecter quatre femelles de cette espèce sur un total de 53 nourries sur un chien leishmanien. Durant la même période, Adler et Theodor réussissent à infecter 15 sur 18 des femelles nourries sur un hamster infecté par des *leishmanias* d'origine humaine. Les mêmes auteurs, en 1931 infectent cette espèce à partir de l'homme et du chien. Dès lors, *P. perniciosus* est considéré comme principal vecteur de la *L. viscérale* (Biocca et al.,1977). Izri., (1992b) a trouvé une femelle parasitée par *L. infantum* MON-1 en Kabylie et rapporte que le taux de *P. perniciosus* naturellement infesté dans le sud de la France est plus élevé (Harrat et al., 1996 , Djerbouh et al., 2005).

P. perniciosus et *P. ariasi* sont signalés comme étant les vecteurs de *L. infantum* dans les pays méditerranéens (Killick-Kendrick., 1990, Belazzoug., 1992). Ces résultats sont étroitement liés à la répartition géographique des *L. cutanée* et *L. viscérale* de l'ouest du bassin méditerranéen. En effet, *P. perniciosus* a été démontrée en tant que vecteur de leishmanioses viscérale et cutanée dûe à *L. infantum*, au Portugal en l'Italie, au Maroc et en Tunisie, où les hôtes réservoirs sont des Canidae (Izri et al. 1990). *L. infantum* peut être également présent dans le semi-aride à condition qu'il soit sympatrique avec *L. tropica* (Dereure et al. 1991), et même dans l'aride (Dereure et al., 1986, Rispail et al., 2002).

5.- COMMENTAIRE SUR NOS CAPTURES

P. perniciosus est l'espèce la plus souvent récoltée à l'étage sub humide et semi aride où elle représente respectivement 38,27%, 46,33 % par piège adhésif et 39,44 %, 42,20 % par CDC et l'étage aride est en troisième position soit 26,02 % par piège adhésif et 11,36 % par CDC. Elle constitue l'espèce dominante du genre *Phlebotomus* dans nos captures. Elle est dispersée dans

toutes les zones prospectées à l'est algérien (Annexe 1). Nous l'avons capturée à l'intérieur et à proximité des habitations. Cette espèce identifiée est un vecteur de *L.infantum* MON-1 en Algérie (Izri et *al.*, 1990, Izri et Belazoug., 1993, Zhioua et *al.*, 2007, Seridi et *al.*, 2008.), ce qui confirme les observations faites à Alger en 1933a par Parrot et *al.*

5.1.- Critères d'identification

Le mâle: (Fig 29 A et B)

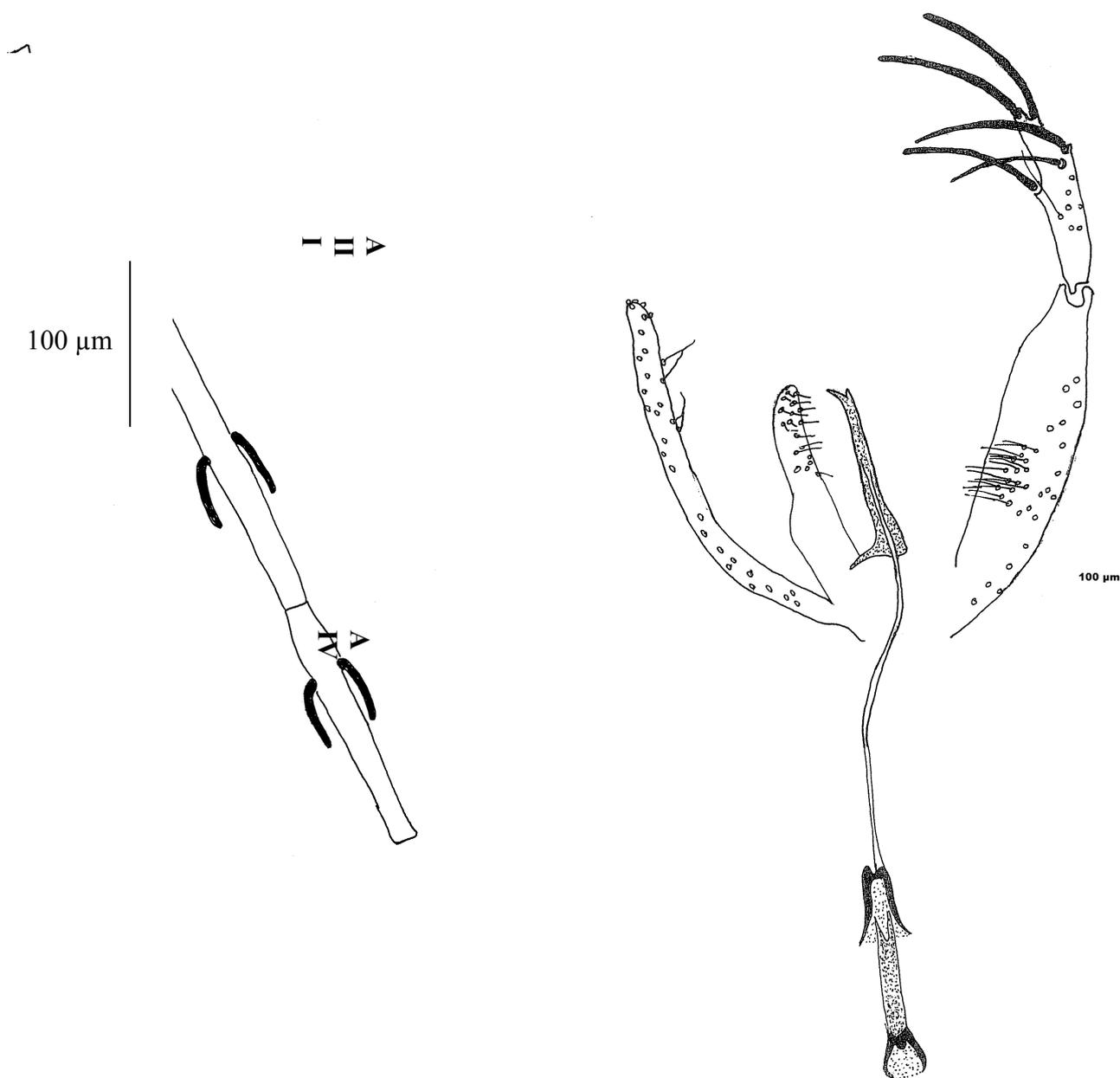
- la valve pénienne est bifurquée à l'extrémité avec occasionnellement une petite dent surnuméraire.
- la fourche terminale est très polymorphe « à pointes égales ou inégale et pourvues ou non de denticulations latérale ».
- Ces variations morphologiques sont à l'origine de la description de nombreuses sous espèces ou variétés qui ont été par la suite élevées au rang d'espèces comme, *P.tobbi*, *P. langeroni*, *P.orientalis* et *P.longicuspis*.

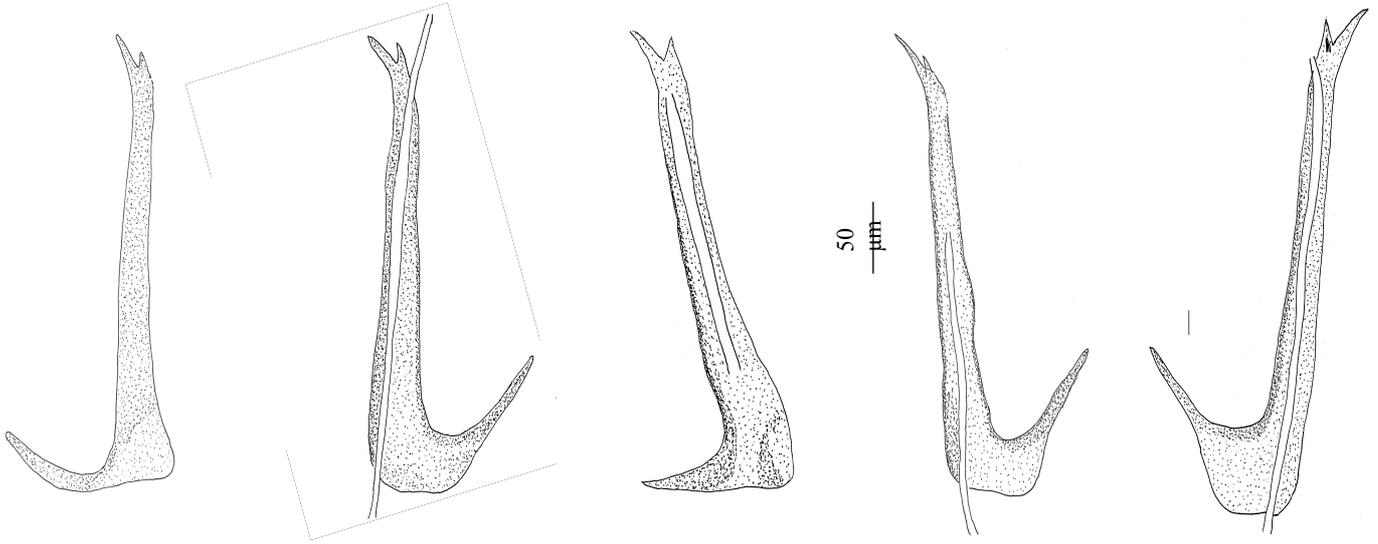
La femelle: (Fig 30)

- le corps de la spermathèque comporte une dizaine des segments, le processus terminal présente un long cou dont le diamètre diminue progressivement de la base à l'extrémité distale avec une petite tête arrondie.
- L'aspect de la spermathèque de *P.perniciosus*, (corps, processus terminal et conduit) sont identiques à ceux de *P.longicuspis*. Le seul caractère différentiel de ces deux espèces a été mis en évidence au niveaux de la partie terminale du conduit de la spermathèque (Leger et *al.*, 1983).

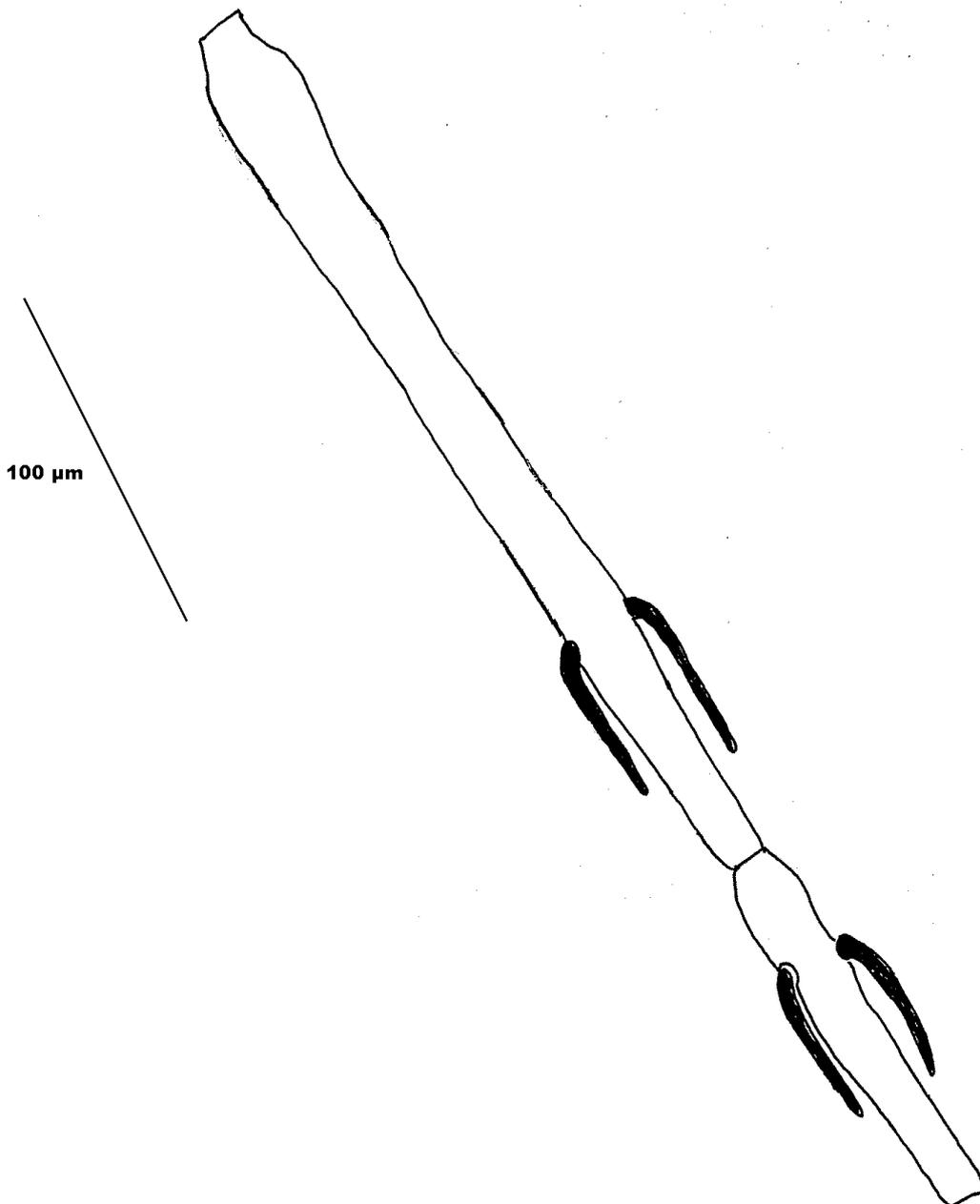


Figure 29 A : Valves péniennes de *Phlebotomus perniciosus* (Photo originale).





**Figure 29 B : *Phlebotomus (Larrousius) Perniciosus* (mâle):
Génitalia, antennes, édeages. Original**



**Figure 30 : *Phlebotomus (Larrousius) perniciosus* (femelle) :
Antennes. Original**

5.2.- Mensurations

Les mensurations ont été effectuées sur plusieurs exemplaires, provenant de différents sites de l'Est algérien, selon les clés de détermination des phlébotomes d'Algérie retenus par Dedet et al (1984) (Tableau XV).

Tableau XV: Principaux caractères d'identification des mâles (A) et femelle (B) de *P.perniciosus* (PN) (en μm).

Caractères de PN (mâle)	Nombre de valeurs	Minimum	Maximum	Moyenne	Ecart-type	Variance
A III	37	232	286	267,43	12,65	160,09
A IV	36	99	128	117,72	7,07	49,92
A V	36	108	132	117,03	6,33	40,08
Epipharynx	51	198	256	219,18	12,03	144,63
P 1	49	31	43	37,39	2,86	8,16
P 2	48	113	145	131,08	7,18	51,52
P 3	46	134	170	146,96	7,25	52,53
P 4	44	106	136	118,80	6,54	42,72
P 5	43	221	315	256,09	25,18	634,09
Nbr soies	51	8	19	13,12	2,29	5,27
L coxite	51	250	288	274,27	8,37	70,08
L style	51	100	142	129,57	6,51	42,33
l paramère	51	156	205	183,39	7,71	59,48
L surstyle	51	251	310	272,16	10,85	117,69
valves péniennes	51	114	136	125,37	5,15	26,52

piston pg	50	71	104	84,66	8,24	67,94
pompe génitale	50	88	125	107,00	8,47	71,80
pavillon pg	50	19	29	25,54	2,12	4,50
filaments Génitaux	51	311	424	382,10	30,43	926,21

(A)

Caractères PN (femelle)	Nombre de valeurs	Minimum	Maximum	Moyenne	Ecart-type	Variance
A III	19	201	293	235,53	28,76	827,26
A IV	18	79	126	98,56	11,70	136,97
A V	17	86	119	96,88	9,09	82,61
Epipharynx	22	230	344	277,41	29,45	867,49
P 1	21	37	57	45,38	4,18	17,45
P 2	21	136	215	156,14	19,29	372,23
P 3	19	143	204	165,47	18,47	341,26
P 4	18	116	164	138,33	15,60	243,41
P 5	10	301	415	359,40	39,22	1537,82

(B)

Tableau XVI: les rapports des différents caractères de *P.perniciosus*:

Rapport de P N mâle	Nombre de valeurs	Ecart-type	P
AIII / AIV + AV	36	0,04	P > 0,1
AIII / E	37	0,06	P = 0,09
L cox / L style	51	0,13	P < 0,01
L cox / L sur style	51	0,04	P > 0,1
Rapport de P N (femelle)			
AIII / AIV + AV	18	0,27	P > 0,01
AIII / E	19	0,07	P > 0,1

(C)

Il ressort du tableau XV que les différents exemplaires ont les mensurations suivantes :

◇- **C chez le mâle:**

La longueur de l' AIII qui varie de 232 µm et 286 µm avec une moyenne de 267,43 µm, où $p < 0,01$, est plus court que l'epipharynx A III / E et $A III > IV + V$. La longueur A IV se situe entre 99 et 128 avec une moyenne de 117, 03 où $P > 0,1$

Pour les palpes, la formule est la suivante: 1, (4,2), 3, 5. Le quatrieme article est généralement plus court que le deuxième. La longueur de l'epipharynx varie entre 198 et 256 avec une moyenne de 219,18 où $P=0,04$ (Tableau XV).

◇- chez la femelle:

La longueur de l' A III varie entre 201 et 293 µm avec une moyenne de 235,53 µm où $P > 0,1$.

La longueur de l'épipharynx est en moyenne de 277,41 µm où ($P > 0,1$)

Les rapports AIII / AIV +AV, AIII/ E, Lcox / Lstyle et Lcox / L surstyle sont reportés dans le tableau 16.

Si les spermathèques chez les *Larrousius* sont annelées, Parrot (1936) utilise le nombre d'anneau pour différencier les femelles d'élevage de *P.langeroni* et *P.perniciosus* tout en admettant que ce critère ne suffit pas. On trouve dans nos captures que le nombre de segments chez *P.perniciosus* est entre 7 et 10 (figure 30).

Pour estimer la valeur du caractère des soies sur le lobe basal, nous avons étudié les variations du nombre de sois par touffe coxale sur un échantillon de 51 mâles pour *P.perniciosus* des différentes stations d'étude (figure 31).

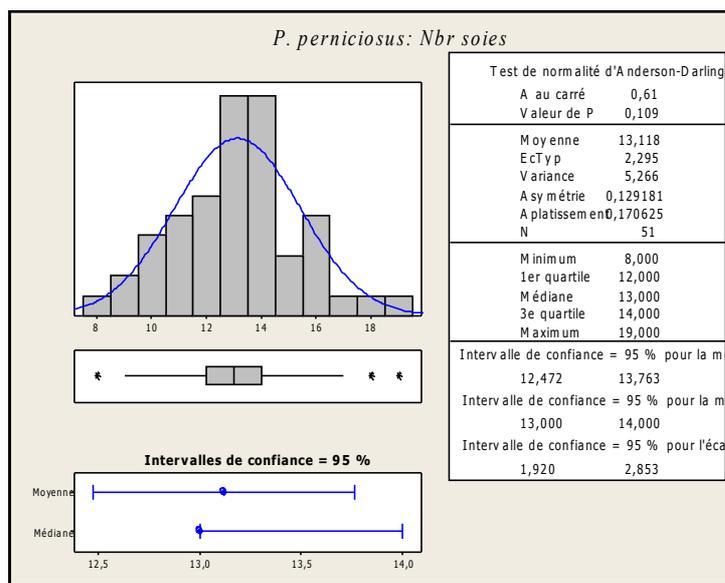


Figure 31: Variation du nombre de soies par touffe coxale chez les mâles de *P.perniciosus*.

L'analyse de la normalité des distributions des soies (test de normalité d'Anderson Darling) montre que la majorité des valeurs de ce caractère se trouve dans l'intervalle « 12,447 et 13,763 » avec un niveau de confiance de 95% (donc un risque d'erreur de 0,5%) et que les points de la distribution s'aligne en droite (annexe 4), ce qui confirme sa normalité où ($P = 0,109$).

***Phlebotomus (Larroussius) longicuspis* (NITZULESCU, 1930)**

Ann. Parasitol. Hum. Comp., 5 : 547-553

1.- SYSTEMATIQUE

Décrite en Tunisie par Nitzulescu (1930) parmi les spécimens englobant les *P.perniciosus* mâle, comme un nouveau binôme avec *P.langeroni*. L'auteur considère les variantes morphologiques de *P.perniciosus* de Tunisie comme une nouvelle variété: *P.langeroni* var. *P.longicuspis* élevé au rang d'espèce par Parrot (1936). Par ailleurs, *P. longicuspis* est étroitement apparenté à *P. perniciosus* Newstead, (1911). D'après des travaux basés sur des caractères morphologiques, isoenzymatiques et moléculaires, il semblerait qu'il s'agit d'un complexe d'espèces (Benabdennebi et al., 1999, Martin-Sanchez et al., 2000, Pesson et al., 2004). Ces derniers auteurs ont mis en évidence 3 morphotypes mâles et 2 femelles.

2.- REPARTITION GEOGRAPHIQUE

Phlebotomus longicuspis vit dans la partie occidentale du bassin méditerranéen. Leur zone de répartition s'étend de la limite Nord du Sahara au Sud de la péninsule ibérique. *P.longicuspis* est donc en sympatrie sur la presque totalité de la zone de distribution de *P.perniciosus*. Depaquit et al., (2005b) identifient pour la première fois des *P. longicuspis* à Ouagadougou. *Phlebotomus longicuspis* est la principale espèce dans la zone bioclimatique subsaharienne avec une abondance

relative (Ayadi et al. (1991). Des résultats similaires ont été signalés dans le sud du Maroc où *P. longicuspis* est l'espèce la plus abondante dans les zones bioclimatiques arides et par conséquent, il est soupçonné d'être le seul vecteur de la *L.viscéral* dans cette région (Deureure et al., 1986, Rioux et al., 1997 et en Tunisie par Zhioua et al., (2007).

D'après la figure 32, *P.longicuspis* a été signalé pour la première fois en Algérie par Parrot (1936). Le même auteur en 1951, mentionne sa présence à Alger et dans sa banlieue où elle est plus commune avec *P.perniciosus*. Clastrier en 1956 capture *P.longicuspis* dans la ville de Biskra et dans la palmeraie voisine (Parrot et Clastrier., 1956). Elle est capturée dans le Tell algérien (Parrot., 1936), en étage saharien (Berchi., 1993) et plus particulièrement dans les haut plateaux dans les étages aride et peraride (Croset et al., 1978). Dedet et al., (1984) capturent *P.longicuspis* en zone rurale et sauvage.

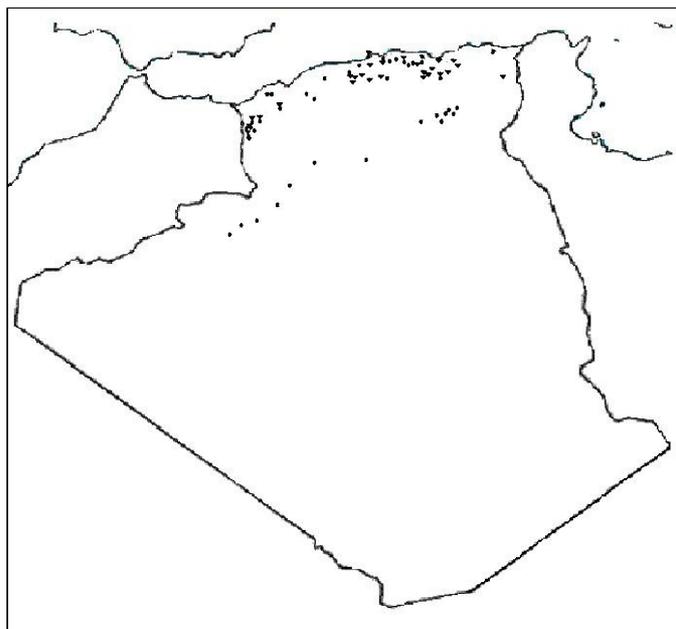


Figure 32: Répartition géographique de l'espèce *P.longicuspis* (LC)

3.- ETHOLOGIE

D'après Rioux et al., (1984), cette espèce est plus fréquente dans les zones bioclimatiques semi-aride, aride et per-aride méditerranéennes. Selon Bailly-Choumara et al., (1971), *P.longicuspis* est actif de mai à octobre, avec une densité maximale de juin à septembre. Selon les travaux de Izri (1996), cette espèce vient en troisième position par sa densité alors qu'elle semble moins abondante à l'Est (Russo et al., 1991, Harrat et al., 2003). Son taux d'abondance au Nord du pays en milieu péri-domestique et intradomestique est plus faible par rapport aux deux espèces

précédentes. Dans une étude sur les phlébotomes marocains faite en 2006b, Guernaoui et *al.*, montrent que *P. longicuspis* vit préférentiellement entre 600 et 800 m d'altitude. L'éthologie de cet insecte est souvent rapproché de celui de *P. perniciosus* avec qui il est d'ailleurs parfois confondu, notamment en ce qui concerne l'identification des femelles (Benabdennabi et *al.*, 1999, Pesson et *al.*, 2004) .

4.- ROLE VECTEUR

Depuis les années quarante, *P. longicuspis* est considéré comme un important vecteur de *L. infantum* en Algérie (Parrot et *al.*, 1941). Confirmé par Parrot et Donatien, (1952) et plus tard par Rioux et *al* (1990). *P. longicuspis* est un vecteur suspecté dans un foyer actif de *leishmaniose viscérale* au Maroc (Rispaïl et *al.* 2002). En Algérie, cette espèce pourrait jouer un rôle avec *P. perniciosus* dans la transmission de la leishmaniose viscérale (Belazzoug., 1984 ; Izri et *al.*, 1990, Moulahem et *al.*, 1998, Harrat et Belkaïd., 2003). Les résultats entomologiques suggèrent fortement que *P. longicuspis*

est responsable de la *L viscérale* dans le sud de la Tunisie, mais ce rôle reste à être confirmé (Zhioua et *al.*, 2007). Des études entomologiques complètes et suivies par des contrôles périodiques, devraient être mises en pratique pour évaluer la possibilité de dispersion de *P. longicuspis* et d'actualiser sa distribution géographique et de déterminer son abondance.

5.- COMMENTAIRE SUR NOS CAPTURES

Dans nos captures, *P. longicuspis* est relativement bien représenté dans les étages bioclimatiques arides (32,78 %) et sahariens (13,19 %) par les pièges CDC contre 7,73 % et 3,44 % respectivement par les pièges adhésifs. *P. longicuspis* est un vecteur probable de *L. infantum*, connu de longue date dans plusieurs foyers, d'où sa présence selon Parrot, (1941a, 1956) qui pourrait expliquer les cas sporadiques de *L. viscéral* autochtones observés dans ces régions.

5.-1 Critères d'identification

Le mâle: (Fig 33 A et B)

Les mâles diffèrent par la morphologie de la structure terminale de la valve pénienne et par le nombre de soies sur la face intérieure du coxite.

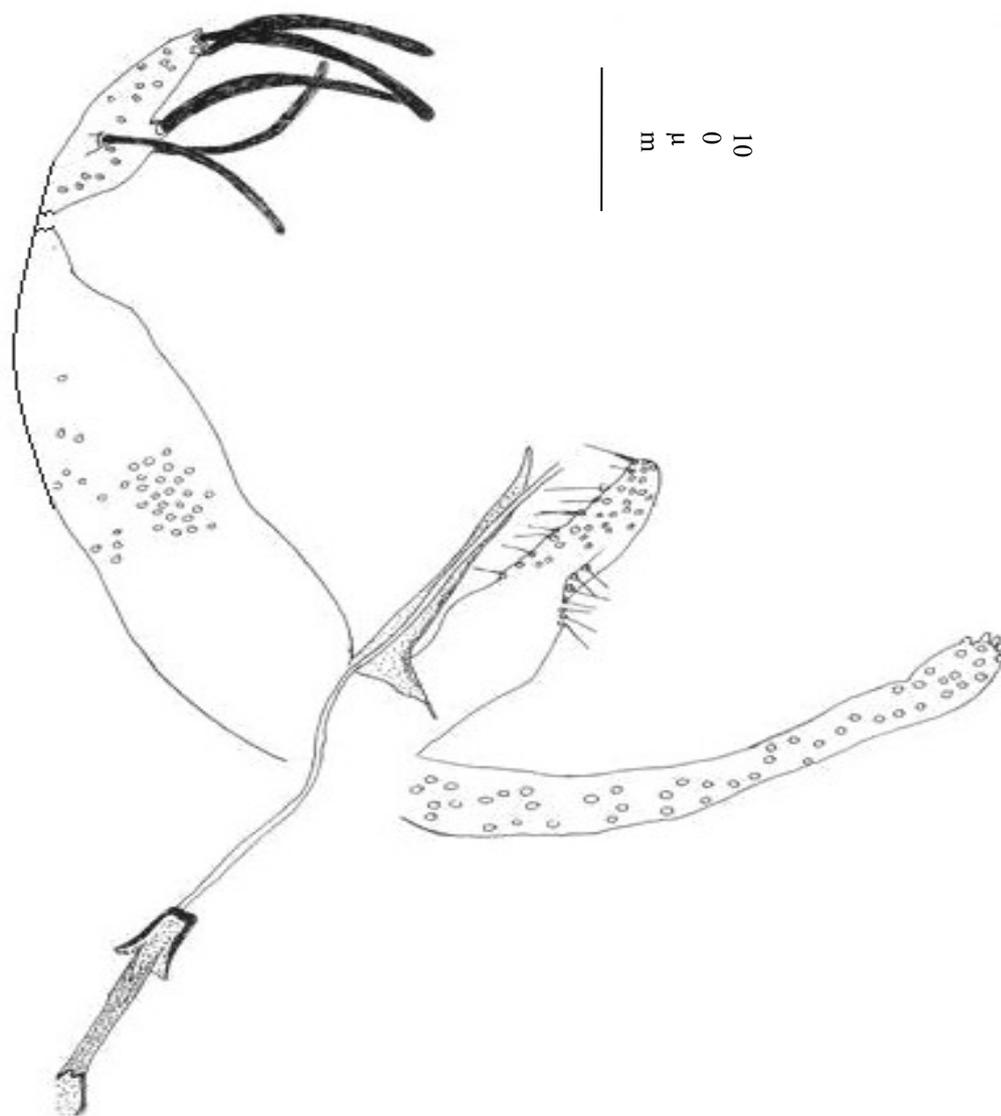
La valve pénienne est simple, droite, pointue et effilée avec 18 à 31 soies sur le coxite de *P. longicuspis* typique. Pour l'espèce atypique, la valve pénienne est incurvée à son extrémité et possède 10 à 16 soies au niveau du coxite.

La femelle: (Fig 34 A et B)

La femelle diffère par la morphologie au niveau de la dilatation basale du conduit de la spermathèque. Ces conduits apparaissent réfringent avec une lumière large et un aspect cordiforme caractéristique.

Abonnenc et *al.*, (1964), n'ayant pas pu observer la partie basale du conduit des spermathèques, rapportent ce spécimen à *P. orientalis* (Parrot., 1936). Cette mention était incertaine car la femelle pouvait bien appartenir à *P. longicuspis*

Quelques années plus tard, Léger et *al.*, (1983), identifient les femelles appartenant au sous-genre *Larroussi* à partir de l'observation de l'armature du pharynx et du corps de la spermathèque.



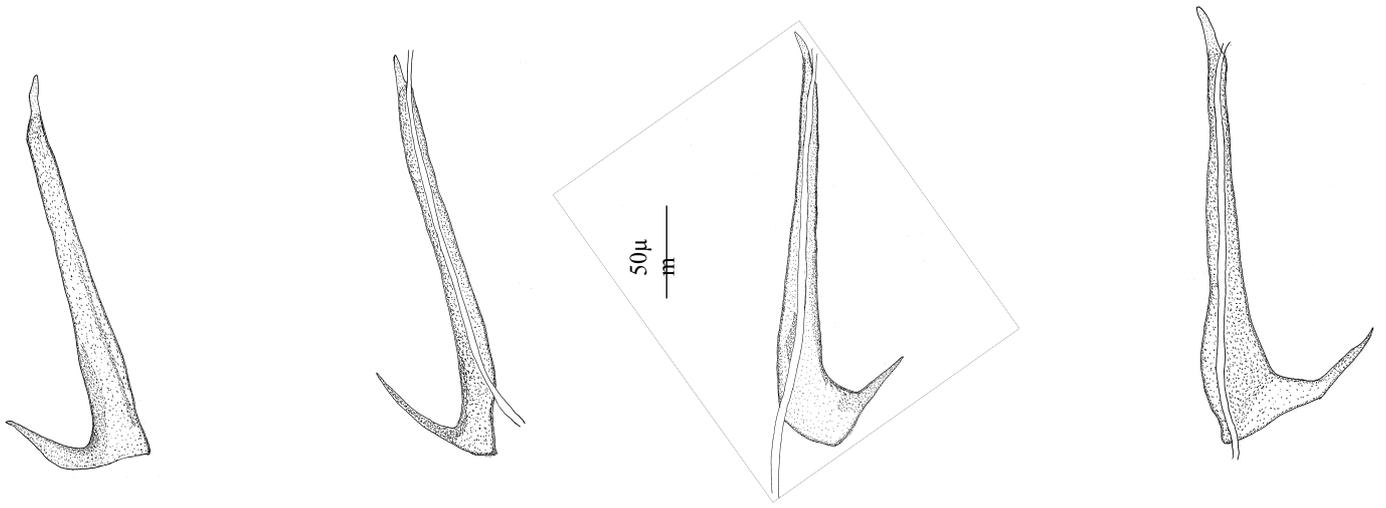
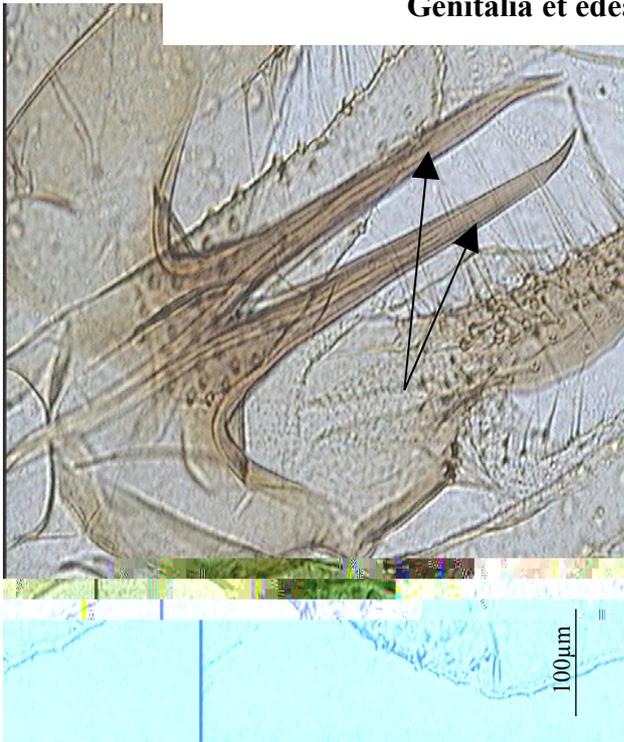
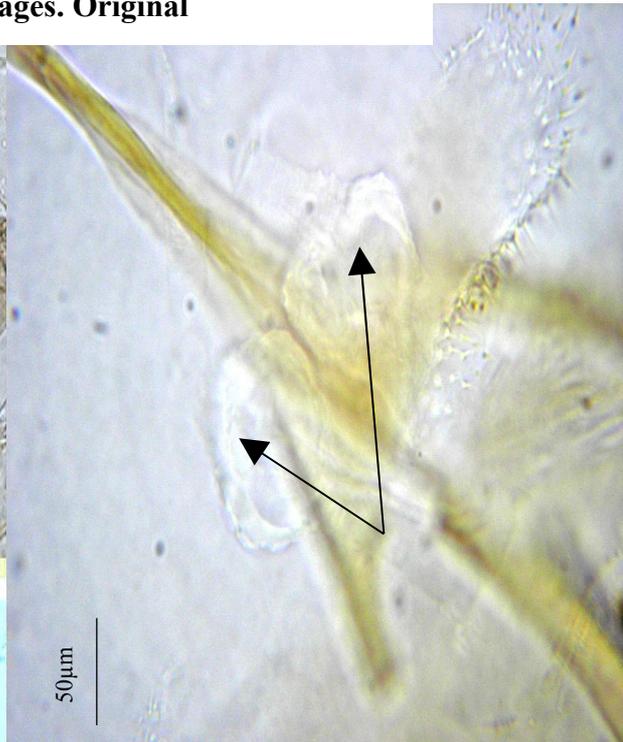


Figure 33A: *Phlebotomus (Larrousius) longicuspis* (mâle) : Génitalia et édéages. Original



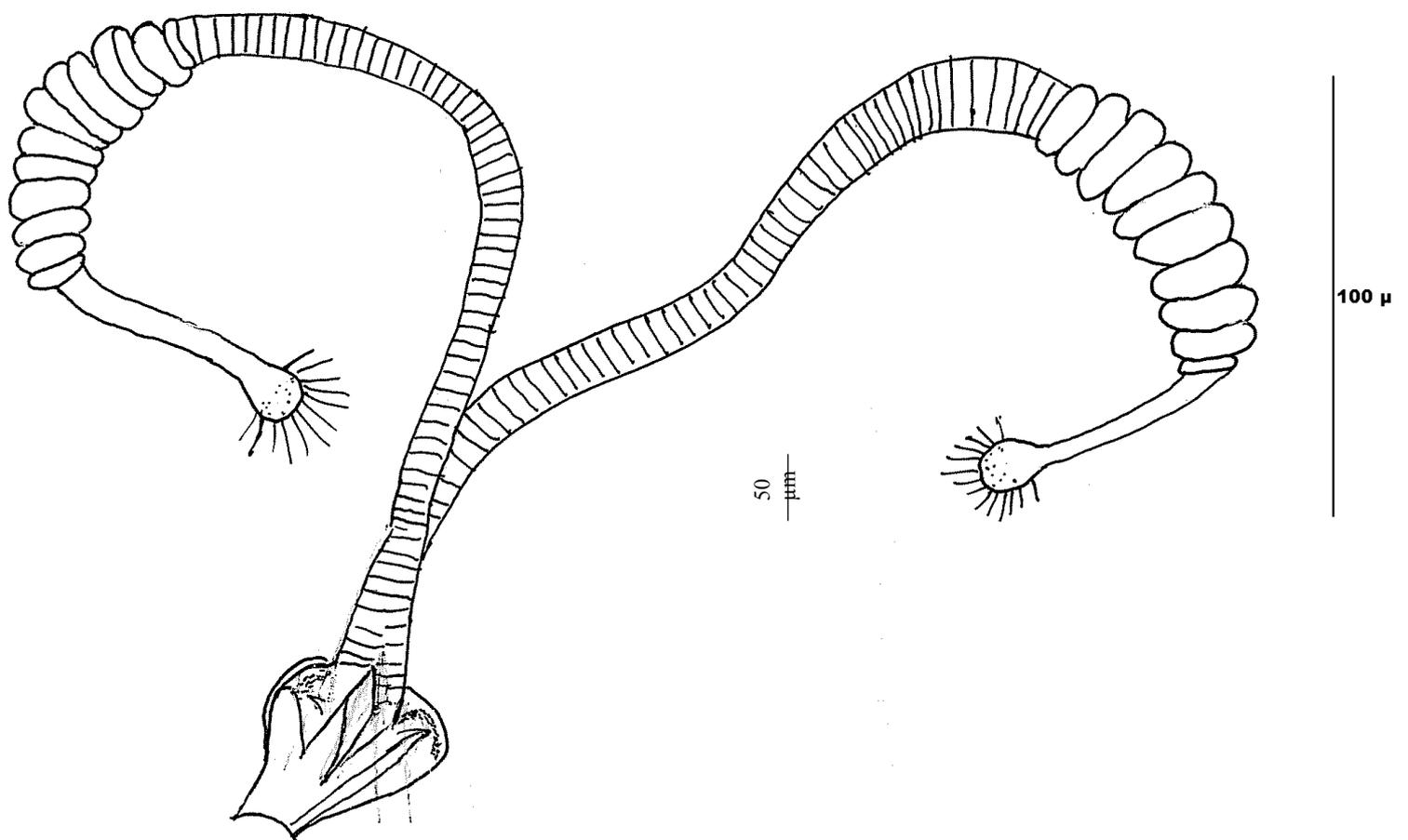
(B)

Figure 33: (B) Edéage de *P.longicuspis*



(B)

Figure 34: (B) les bases du spermathèque de *P.longicuspis*



**Figure34 A : *Phlebotomus (Larrousius) longicuspis* (femelle) :
Spermatheque. Original**

Pour évaluer la valeur de ce caractère, nous avons étudié les variations du nombre de soies par touffe coxale sur un échantillon de 30 mâles pour *P.longicuspis* dans différentes stations (figure 35). Le graphique obtenu par le test de normalité d'Anderson- Darling, montre que la majorité des

valeurs de ce caractère se trouve dans l'intervalle "24,445 et 26,555" avec un niveau de confiance de 95% (avec un risque d'erreur de 0,5%) et que les points de la distribution s'aligne en droite (Annexe 6), ce qui confirme sa normalité où $P = 0,118$.

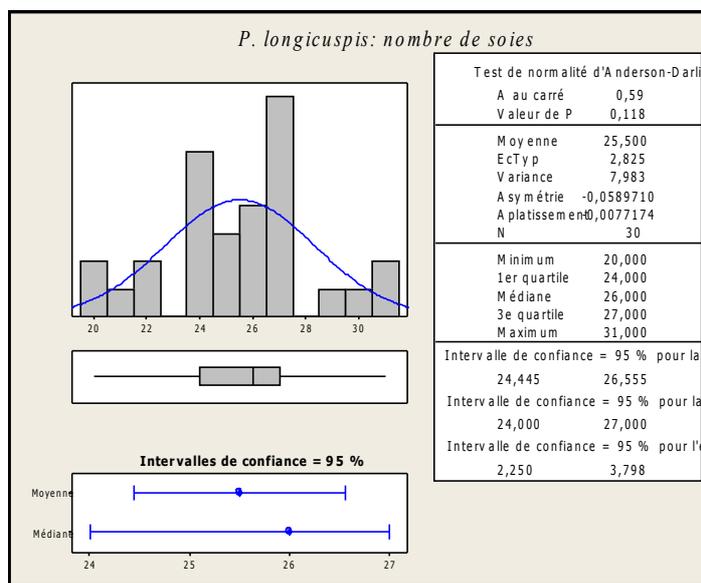


Figure 35: Variation du nombre de soies par touffe coxale chez les mâles de *P.longicuspis*

5.2.- Mensurations

Les mensurations ont été effectuées sur plusieurs exemplaires provenant de différents sites de l'est algérien et ont été mesurés selon les critères retenus par Dedet et *al.*, (1984) (tableau XVII).

Des études de Parrot (1936), ont montré qu'il était possible de différencier, entre elles, des populations de *P.perniciosus* et *P.longicuspis* par la comparaison de certains caractères parmi lesquels, nous citons le rapport des longueurs de l'A III de l'antenne et de l'épipharynx AIII / Ep (Tableau XVII).

Tableau XVII : Principaux caractères d'identification des mâles (A) et femelle (B) de *P.longicuspis* (LC) (en μm).

Caractères de LC (mâle)	Nombre de valeurs	Minimum	Maximum	Moyenne	Ecart-type	Variance
A III	20	202	256	225,6	13,65	186,36
A IV	19	95	137	137	8,29	68,67
A V	19	94	132	104,89	7,99	63,77
Epipharynx	30	188	248	212,43	12,52	156,67
P1	29	27	45	35,62	3,85	14,82
P2	29	107	145	123,59	9,47	89,68
P3	28	123	165	142,11	9,95	99,06
P4	27	93	134	113,59	11,62	134,94
P5	22	202	289	230,27	24,92	620,78
Nbr soies	30	20	31	25,50	2,83	7,98
L coxite	32	267	343	287,94	13,58	184,32
L style	32	122	160	139,25	7,55	56,97
l paramère	32	185	250	204,91	15,44	238,54
L surstyle	32	274	359	314,69	18,59	345,77
valves péniennes	32	130	160	145,00	7,90	62,45
piston pg	30	72	117	91,33	9,68	93,68
pompe génitale	30	97	143	113,90	10,22	104,37
pavillon pg	30	19	32	24,83	3,14	9,87
filaments Génitaux	30	356	469	418,60	30,74	944,87

(A)

Caractères de LC (femelle)	Nombre de valeurs	Minimum	Maximum	Moyenne	Ecart-type	Variance
A III	4	216	238	231,25	10,24	104,92
A IV	3	95	110	101,33	7,77	60,33
A V	3	96	111	103,33	7,51	56,33
Epipharynx	6	233	297	260,5	22,82	520,70
P1	6	31	43	35,83	4,49	20,17
P2	6	126	166	143	16,15	260,80
P3	6	131	182	151,17	20,49	419,77

P4	5	97	153	115	22,73	516,50
P5	4	185	247	209,5	26,85	721,00
L condouite	2	118	149	133,5	21,92	480,50
l cou	2	25	35	30	7,07	50,00
Nbr d'anneaux	3	8	10	8,67	1,15	1,33
L condouite	2	118	149	133,5	21,92	480,50
l condouite	2	118	149	133,5	21,92	480,50

(B)

Tableau XVIII: le rapport des differents caractères de *P. longicuspis*

Rapport de LC (mâle)	Nombre de valeurs	Ecart-type	P
A III / A IV + AV	19	0,06	P > 0,1
A III / E	20	0,06	P > 0,1
L cox / L style	32	0,11	P > 0,1
L cox / L sur style	32	0,06	P > 0,1
LC (femelle)			
A III / A IV + AV	3	0,09	P = 0,02
A III / E	4	0,05	P > 0,1

(C)

D'après ces exemplaires, nous avons relevé les mensurations suivantes.

◇ **Chez le mâle:**

- la longueur de l' A III située entre 202 µm et 256 µm avec une moyenne de 225,6µm (p< 0,01) est plus courte que l'épipharynx A III / E et A III > IV + V. La longueur A IV varie entre 95 et 137 avec une moyenne 104,89 où (P>0 ,1).

- Pour les palpes, la formule est la suivante : 1, (4,2), 3, 5. Le quatrième article est généralement plus court que le deuxième.

- La longueur de l'épipharynx se situe entre 188 et 248 avec une moyenne de 212,43, où P = 0,04.

◇ - **Chez la femelle :**

- la longueur de l' A III varie entre 216µm et 238 µm avec une moyenne de 231,25µm (P>0 ,1).

- la longueur de l'épipharynx est en moyenne de 260,5µm (P>0 ,1).

-le nombre d'anneau de la spermathèque situé entre 8 et 10 chez *P. longicuspis* confirme donc que les femelles de *P.perniciosus* et *P.longicuspis* se ressemblent étroitement.

Les seuls éléments permettant de les distinguer sont la longueur d'A III et la valeur du rapport A III / E. L'A III étant généralement plus long chez *P. perniciosus* (201 μm et 293 μm) que chez *P. longicuspis* (216 μm et 238).

On peut différencier les espèces par la comparaison du rapport des longueurs d'A III et de l'épipharynx qui sont A III/Ep, A III/A IV+AV, A III/E, Lcox/Lstyle et Lcox/Lsurstyle (Tableau XVIII, figure 36).

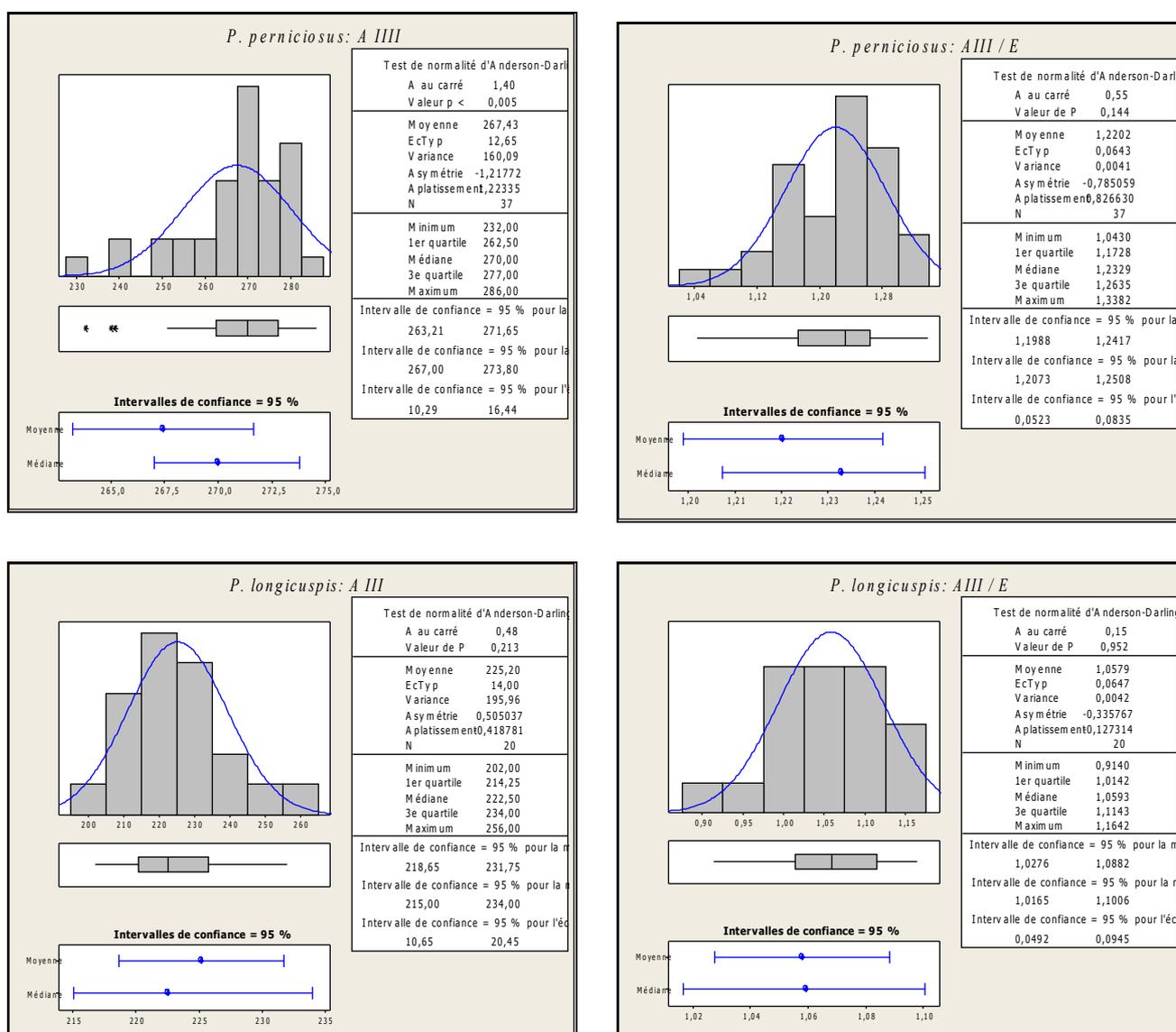


Figure 36 : Comparaison du caractère A III et A III / Ep entre *P.perniciosus* et *P.longicuspis*

Le rapport A III/ E est moins élevé chez les mâles de *P. longicuspis* que chez *P.perniciosus* (figure 39). Cependant, des études sur la différenciation spécifique des *P.perniciosus* et

P. longicuspis du sud-est de la Péninsule Iberique (Collantes et Martinez-Ortega., 1996) et des *P. longicuspis* du Maroc (Benabdennbi., 1998b), ont montré que ce rapport n'est pas utilisable pour la diagnose. La recherche de nouveaux paramètres morphologiques de différenciation reste donc d'actualité.

5.3.- Comparaison entre le complexe *P. perniciosus* - *P. longicuspis*

5.3.1.- Comparaison morphologique:

Phlebotomus perniciosus a révélé l'existence de morphes atypiques en Espagne (Morillas-Marquez *et al.*, 1991) et au Maroc (Benabdennbi et Pesson., 1998 ; Benabdennbi *et al.*, 1999). Celles-ci peuvent être à l'origine d'erreurs d'identification et par conséquent être confondues avec l'espèce affine *Phlebotomus longicuspis* (Martin-Sanchez *et al.*, 2000). Les conclusions des auteurs nous ont amenés à vérifier l'existence ou non de formes atypiques dans les localités prospectées. Le principal caractère discriminant utilisé pour séparer les mâles de *P. perniciosus* et *P. longicuspis* est le dénombrement des soies coxales permettant de séparer *P. perniciosus* de *P. longicuspis* (Benabdennbi *et al.*, 1999, Pesson *et al.*, 2004, Berchi *et al.*, 2007). La différenciation entre femelles de *P. perniciosus* et de *P. longicuspis* basée sur la partie distale des spermathèques ne pose pas de problème (Leger *et al.* 1983).

Les mâles de *Phlebotomus perniciosus* sont identifiés par des valves péniennes bifurquées à extrémités pointues de 8 à 19 soies et de 10 à 16 pour les morphotype PNA de « *P. longicuspis* like *P. perniciosus* » alors qu'il est nettement plus élevé chez *P. longicuspis* où il peut atteindre 30 soies (Pesson *et al.*, 2004) (figure 37 A1). Ils peuvent parfois présenter des valves à pointe unique et par conséquent être facilement confondue avec *Phlebotomus longicuspis* qui possède un édéage à extrémité simple effilée plus ou moins incurvée (figure 37. 1B).

D'un point de vue épidémiologique, l'aire de distribution de *P. perniciosus* coïncide avec celle de la maladie humaine et animale (Addadi et Dedet., 1976, Dedet., 1979). Cette espèce est considérée depuis longtemps comme vecteur de *Leishmania infantum* dans le bassin méditerranéen (Rioux *et al.*, 1969). En effet, *P. perniciosus* a été démontrée en tant que vecteurs de leishmanioses viscérale et cutanée, à la fois du Portugal à l'Italie et du Maroc à la Tunisie, où les Canidés sont des réservoirs et des hôtes (Izri *et al.*, 1990), mais *L. infantum* peut également être présent dans la limite de la région semi-aride à condition sympatrique avec *L. tropica* (Dereure *et al.*, 1991) et même dans la limite des zones arides (Dereure *et al.*, 1986, Rispaïl *et al.*, 2002).

Pour vérifier s'il y a une confusion, nous avons différencié ces deux espèces affines grâce au critère morphologique basé sur le nombre de soies médianes des coxites (figure 37 A, B). *P. perniciosus* présente généralement un nombre de soies inférieur à 18 alors que chez *P. longicuspis* il est supérieur à ce nombre. Dans la figure 38, nous avons reporté les moyennes des soies médianes des coxites des spécimens examinés. La comparaison des moyennes effectuées sur les populations de *Phlebotomus perniciosus* et *Phlebotomus longicuspis* par le test de Student montre

qu'il existe une différence significative entre les deux espèces au seuil de 1%. Les résultats obtenus indiquent à priori qu'il ne peut y avoir de confusion entre ces deux espèces dans les régions prospectées.

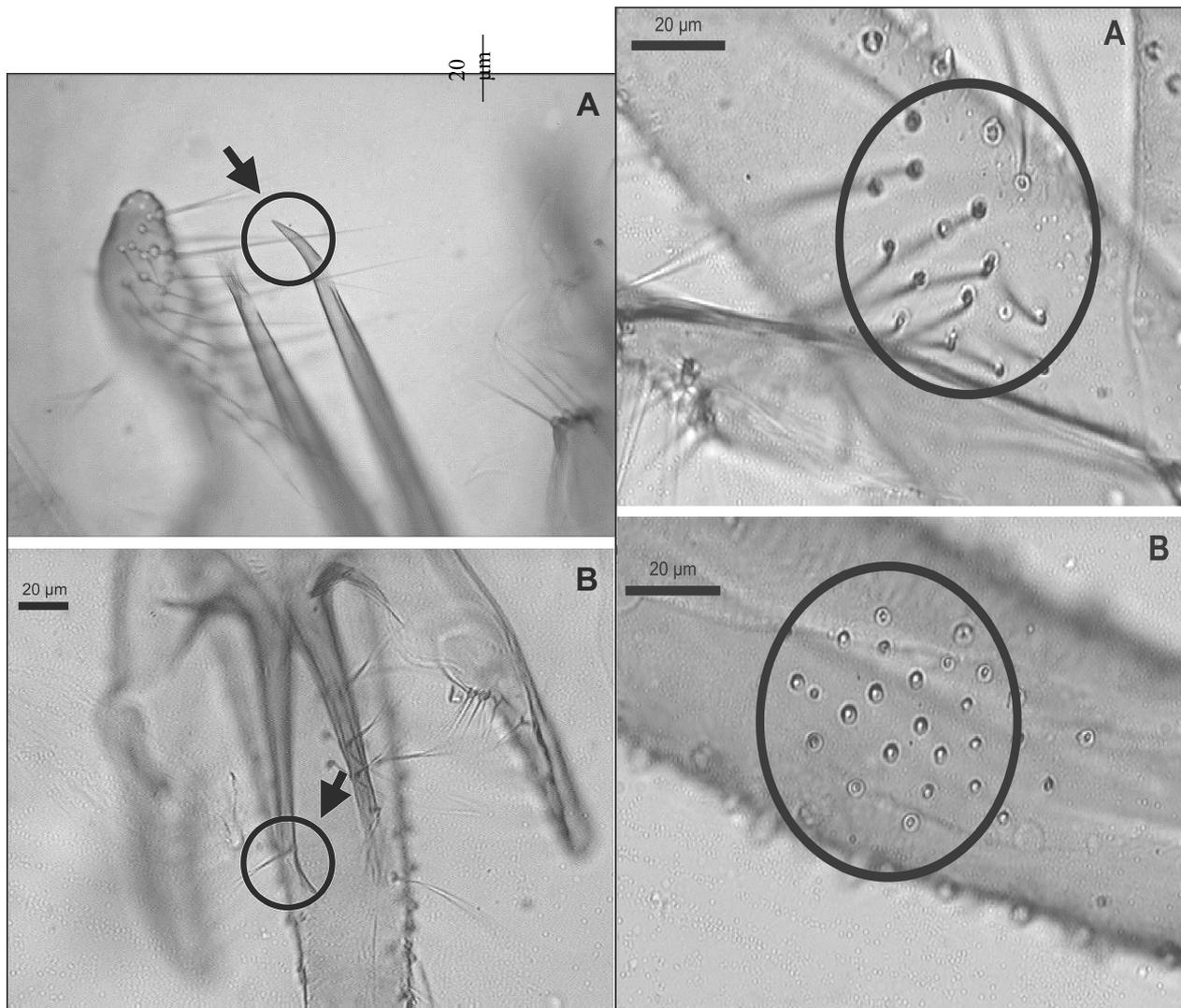


Figure 37: A, extrémité des valves péniennes de *Phlebotomus perniciosus*, ; B, extrémité des soies médianes des coxites de *Phlebotomus perniciosus* ; B, soies médianes des coxites de *Phlebotomus longicuspis* valves péniennes de *Phlebotomus. Longicuspis*.

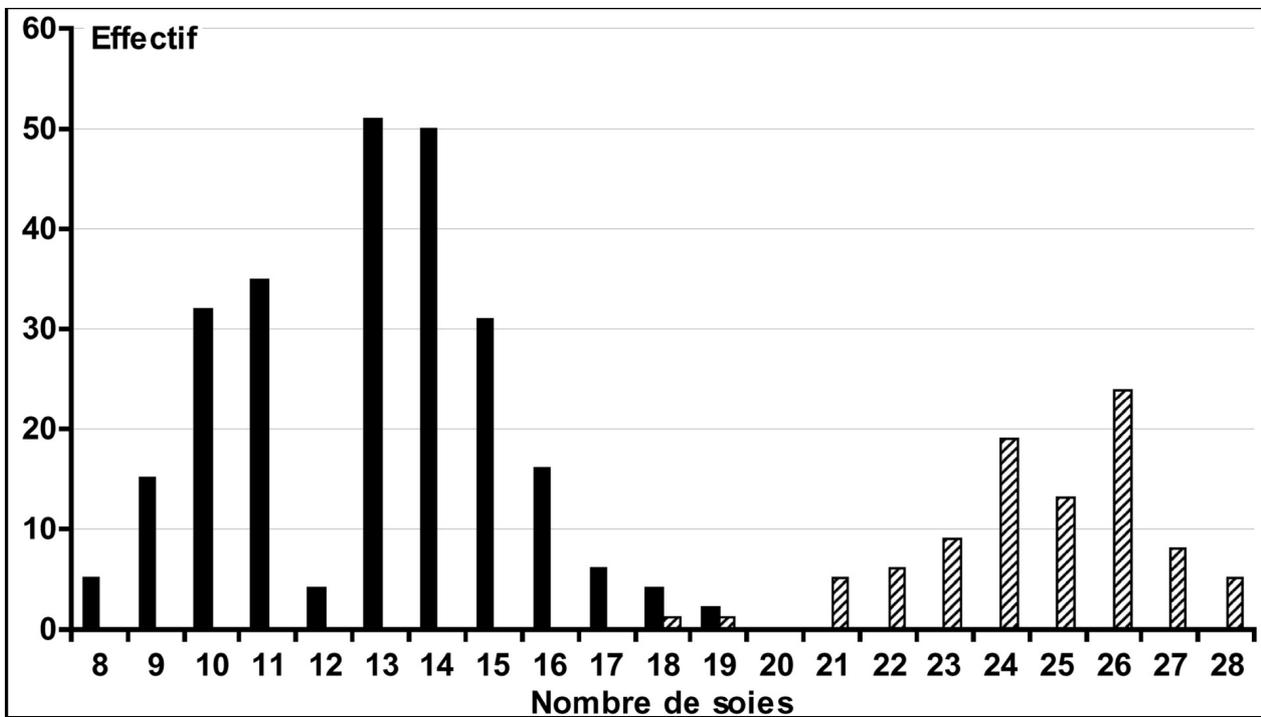


Figure 38: Effectif de *Phlebotomus perniciosus* et *Phlebotomus longicuspis* en fonction du nombre de soies médianes des coxites. En noir; *Phlebotomus perniciosus*; en hachuré, *Phlebotomus longicuspis*.

► - Discussion

Ces deux espèces sont par leur comportement assez proches l'une de l'autre. Dans leurs diagnoses, les caractères utilisés pour identifier les mâles reposent sur l'appareil génital. Si les mâles de *P. perniciosus* se différencient aisément par la présence de valves péniennes bifurquées à extrémités pointues (figure 37A) il peut arriver que ce critère soit absent. Cette observation est rapportée par Benabdennbi *et al.*, (1999) dans le nord du Maroc où des populations de *P. perniciosus* mâles présentent des valves péniennes à pointe unique et sont donc facilement confondus avec *P. longicuspis*. Nos résultats de l'analyse morphométrique basée sur le nombre de soies médianes des coxites ne révèlent pas de formes atypiques et par conséquent aucune confusion entre ces deux espèces affines n'est à signaler. Cependant, sachant que le caractère bifide peut faire défaut, il serait intéressant pour les prochains prélèvements d'avoir recours au dénombrement des soies, critère retenu pour confirmer l'identité de *P. perniciosus* et de *P. longicuspis* (Benabdennbi *et al.*, 1998) mais également à la caractérisation biochimique et moléculaire de ces populations.

5.3.2.- Comparaison moléculaire

Nous avons dans la 2^{ème} partie, confirmé cette identification morphologique par séquençage d'une partie de gène du cytochrome B, COX I et par le gène ND4 de l'ADN mitochondriale qui met en évidence une homologie totale entre les espèces.

Phlebotomus (Larrousius perfilewi) (PARROT, 1930)

Arch. Inst. Pasteur Alger, 8: 382-385

1.- SYSTEMATIQUE ET REPARTITION GEOGRAPHIQUE

Phlebotomus perfilewi a été décrite de Crimée par Parrot (1930). En 1935, le même auteur signale sa présence en Algérie. En 1937, Perfilev observe dans la Transcaucasie des variations des paramères et des valves péniennes sur des mâles et baptise *P.perfilewi* var *transcausicus*. Theodor (1958) capture à Chypre et en Palestine- Israël des mâles de *P.perfilewi* qu'il considère comme une sous espèce : *P.perfilewi galileus*.

En 1982, Lewis confirme l'existence de trois espèces à savoir :

- *P.perfilewi* Parrot (1930), largement répandue dans la partie est du Maghreb et de l'Europe Orientale (Balkans) (Izri.,et *al.*, 1994, Zhioua et *al.*, 2007). Le Nord de l'Italie représente sa limite occidentale en Europe, ([Veronesi](#) et *al.*, 2008). La présence de *P. perfilewi* est limitée à la zone bioclimatique semi-aride (Ghrab et *al.*, 2006)
 - En Algérie, *P.perfilewi* est limitée dans les zones bioclimatiques humide, sub- humide et semi-aride (Russo et *al.*, 1991) et absente dans la zone bioclimatique aride (Bellazoug et *al.*, 1986b., Berchi 1993) (figure 39).
 - En Tunisie, *P.perfilewi* représente 20% trouvés dans le haut Tell et se limite à la partie Nord de la Tunisie (Zhioua et *al.*, 2007).

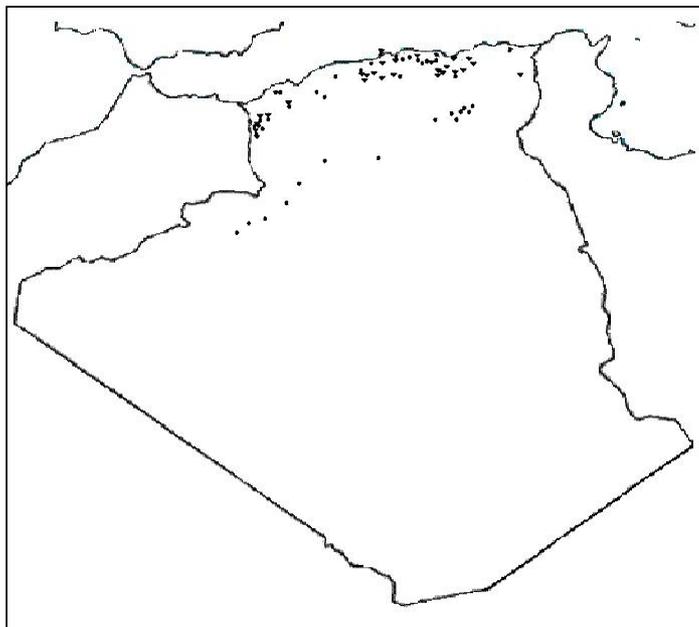


Figure 39: La répartition géographique de l'espèce *P.perfilewi*

2.- ETHOLOGIE

P.perfiliewi semble être liée à la présence de bétail domestique et dans les abris d'animaux où les captures de cette espèce ont été les plus importantes ([Veronesi et al., \(2007\)](#)). Zivkovic et Miscevic (1979) l'ont aussi signalé en Serbie et confirment le tropisme positif pour la lumière artificielle. Maroli et Bettini, (1977) ont montré que les mâles en milieu urbain sont plus abondants lors de piégeages lumineux effectués.

En Algérie, *Phlebotomus perfiliewi* est l'espèce la plus fréquemment rencontrée dans les captures d' Izri et al., (1994) où elle représente la principale espèce vectrice des leishmanioses au Nord du pays (Moulahem et al., 1998). Les mêmes auteurs ont montré que *P.perfiliewi* atteignait son maximum de développement en août, alors que Croset et al (1970), en Tunisie, observent deux pics de piégeage, l'un en juin, l'autre en août- septembre. Cette espèce endophile et exophile est présente aussi bien dans les habitations humaines que dans les sites d'animaux domestiques ou sauvages (Izri et Bellazoug., 1993). En Italie, cette espèce est présente de mai à octobre (Bongiorno et al., 2003).

Une étude faite par Zivkovic et Miscevic (1979) sur des femelles de *P. perfiliewi* gorgées permet de définir les préférences trophiques de cette espèce dont le chien, le mouton, le boeuf, le cheval et le rat. Le chien reste toutefois le principal réservoir de souche *Leishmania infantum*.

3- ROLE VECTEUR

En Algérie, *L. infantum* zymodème MON-24 est dermatropique (Izri et Belazzoug., 1993). Ainsi, *P. perfiliewi* est considérée comme un vecteur de HVL, CVL, et SCL. En Tunisie, elle pourrait être le vecteur de *L. infantum* (Dancesco et Chadli., 1982), mais ce rôle reste à confirmer. Son rôle vecteur est certes prouvé mais le pourcentage très faible de femelles trouvées parasitées dans les différents foyers étudiés contraste avec la densité toujours très élevée des populations de cette espèce. En Iran, cette dernière est suspectée d'avoir comme réservoirs certains animaux domestiques (chiens) ou sauvages (renards, chacals, loups) (Mohebbali et al., 2005, Azizi et al., 2006).

Maroli et al., (1987) ont trouvé l'espèce *P.perfiliewi* parasitée par *Leishmania infantum* dans un foyer de *L. cutané* alors qu' auparavant Biocca et al., (1977), Maroli et Bettini, (1977) et Zivkovic, (1977) l'ont considérée comme vecteur de *L.cutané* respectivement en Italie et en Serbie.

Izri, et al., (1993) ont trouvé ce phlébotome parasité en Kabylie et dans la région de Ténès où les parasites isolés ont été identifiés comme *L.infantum* MON-24. Moulahem et al., (1998) ont mentionné qu'elle est connue pour son caractère endo-exophile, et naturellement infectée par *L. infantum* MON- 24 (agent responsable de la *L. cutané* du nord).

4.- COMMENTAIRES SUR NOS CAPTURES

Au cour de nos transects, *P.perfiliewi* est relativement rare dans les captures sur papier huilé : 2,31% à l'étage sub- humide et 0,56% à l'étage semi-aride. Ceci prouve que cette espèce n'apprécie pas particulièrement les anfractuosités des murs ou peu attirée par ce type de piège. Son abondance dans les pièges lumineux (CDC), vient, respectivement en première position avec 4,13% et 7,90% respectivement dans les étages bioclimatiques sub-humide et semi aride. Ce resultat signifie que cette espèce est attirée par la lumière et conforte les observations rapportées par Izri et *al.*, (1993).

4.1.- Critères d'identification

Pour les caractères distinctifs entre sous espèces, la diagnose des trois sous espèces de *P.perfiliewi* repose uniquement sur les mâles, les femelles étant considérées comme indifférenciables (Perfiliev, 1968 ; Killick -Kendrick et *al.*, 1991). Selon Perfiliev (1968), les caractères permettant la diagnose sur le genitalia sont les suivants :

- la longueur de la valve pénienne chez *P. perfiliewi* est de l'ordre de 130 à 140 micromètres, chez *P.perfiliewi transcaucasicus* elle est de 160 micromètres et chez *P. perfiliewi galileus* de 170 à 190 micromètres
- l'aspect de l'extrémité transparente de la valve pénienne varie d'une sous espèce à l'autre
- l'importance relative du tubercule ventral du paramère est plus développée chez *profiliewi transcaucasicus* que chez *P. perfiliewi perfiliewi*.

P. perfiliewi perfiliewi:

Le mâle: (Fig 40 A et B)

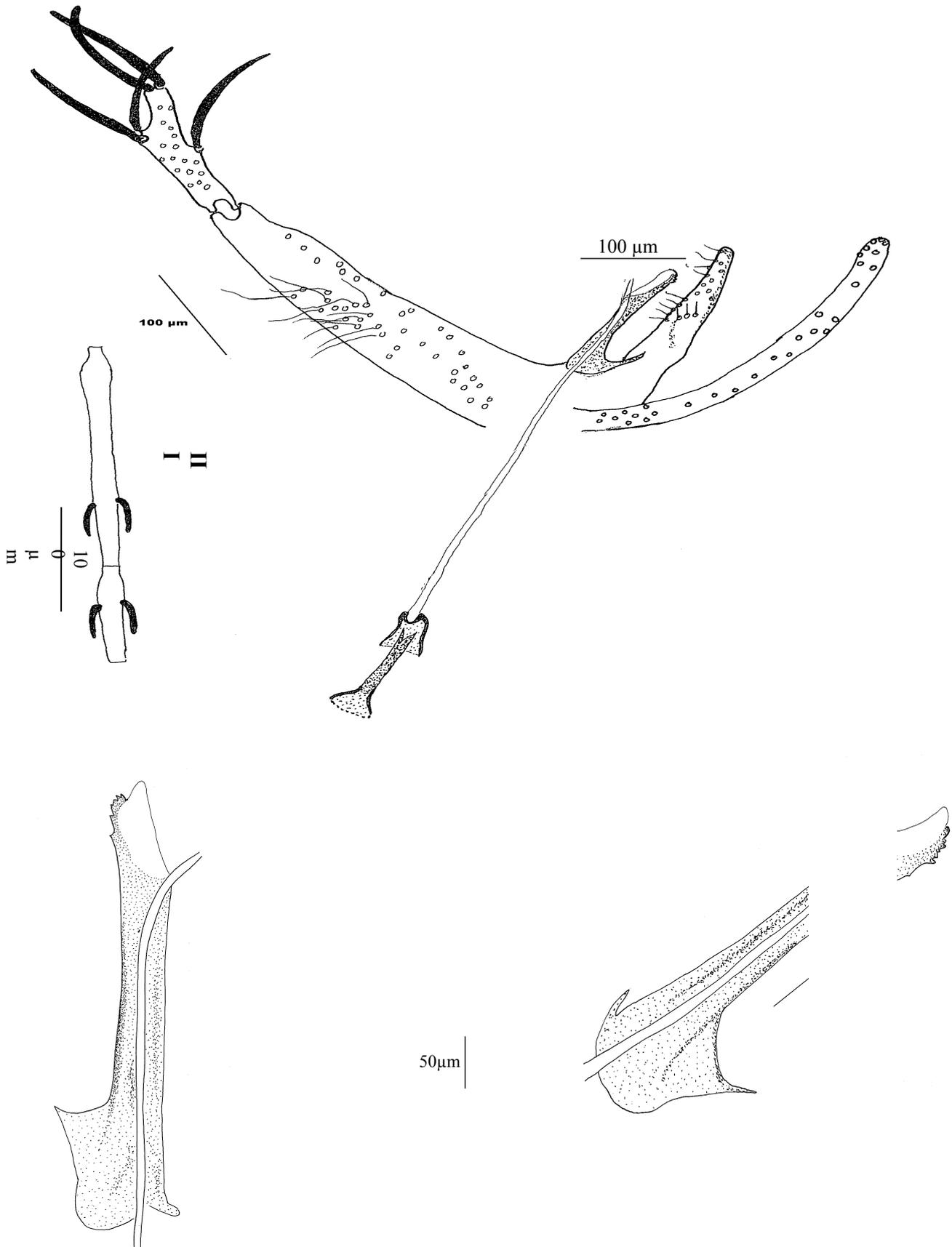
- le style possède cinq épines: 2 épines apicales et 3 médianes, parmi elles l'une est plus grêle que les autres.
- le coxite porte, sur sa face interne, 16 à 20 soies dirigées ventralement, situées près de milieu du coxite et décalées vers la base.
- la valve pénienne possède une base large. Elle s'élargit à son extrémité distale qui présente une face interne incurvée. La marge externe est sombre et pourvue de 4 à 6 denticules acérés. La face interne est constituée d'une membrane claire et translucide donnant un aspect tronqué à la valve.
- le paramère a un aspect conique trapu, il porte près de la base sur la face interne 5 soies rectilignes.

La femelle: (Fig 41)

Le corps de la spermathèque comporte une quinzaine d'anneaux et porte un cou grêle rétréci à la partie distale, prolongé par une petite tête ovale. Le conduit de chaque spermathèque est strié. Il débouche dans une poche asymétrique, dont les parois sont épaisses et fripées. Les deux poches de taille importante, s'ouvrent indépendamment, côte à côte, dans l'atrium génital par de larges orifices.



Figure 40 A : Valves péniennes du mâle de *P.perfiliewi*



**Figure 40 B : *Phlebotomus (Larrousius) perfiliewi* (mâle) :
Genitalia, antennes, écdyses. Original**

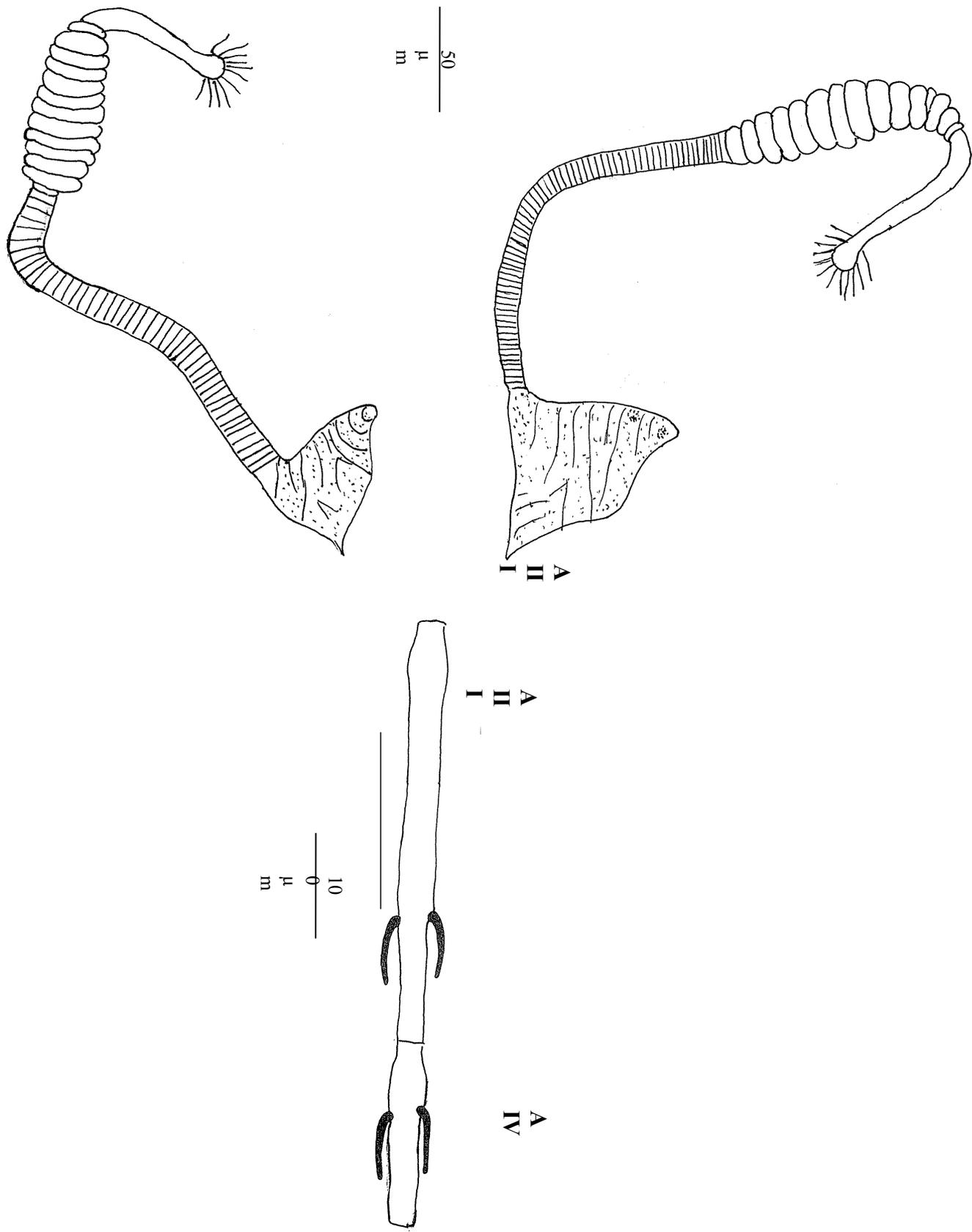


Figure 41: *Phlebotomus (Larrousius) perfiliewi* (femelle) :
 Spermathèque, antennes. Original

4.2.- Mensurations

Nous avons effectué une série de mesures des principaux caractères sur plusieurs exemplaires provenant de différents sites de l'Est algérien. Ces mesures sont faites selon les critères retenus par Dedet et *al.*, (1974). L'analyse des résultats figure dans le tableau XIX.

Tableau XIX: Principaux caractères d'identification des mâles de *P.perfiliewi* (PF) (en μm)

Caractères de PF (mâle)	Nombre de valeurs	Minimum	Maximum	Moyenne	Ecart-type	Variance
A III	71	228	301	267,58	17,12	293,16
A IV	71	100	137	116,85	7,59	57,56
A V	71	89	134	115,65	8,79	77,35
Epipharynx	78	194	248	229,60	11,64	135,57
P 1	79	32	44	38,94	2,59	6,70
P 2	79	119	157	136,80	7,25	52,60
P 3	79	136	172	153,15	9,57	91,57
P 4	79	106	149	119,38	9,38	87,91
P 5	79	219	321	260,10	29,10	846,94
Nbr soies	79	10	21	14,53	2,27	5,15
L coxite	79	237	295	272,18	13,82	191,12
L style	79	124	150	136,33	5,92	35,10
l paramère	79	171	222	197,23	10,98	120,56
L surstyle	79	231	329	290,39	18,27	333,78
valves péniennes	79	92	134	116,92	8,09	65,48
piston pg	69	66	90	77,81	6,04	36,45
pompe génitale	69	88	111	101,07	6,40	40,92
pavillon pg	69	26	39	31,91	3,91	15,29
filaments Génitaux	71	329	438	389,62	31,94	1020,32

Parmi les principaux caractères d'identification sur les genitalia, nous avons mesuré la longueur de la valve pénienne chez *P.perfiliewi* qui est de l'ordre de 92 μm à 134 μm avec une moyenne de 116,92 μm . La longueur moyenne de l'A III est de 267,58 μm , le nombre de soies varie entre 10 à 21 soit une moyenne de 14,53 soies. La longueur moyenne du coxite est de 272,18 μm (Tableau XIX).

Phlebotomus ariasi (TONNOIR, 1921)

Ann. Soc. Ent. Belg., 61 : 53

1.- SYSTEMATIQUE ET REPARTITION GEOGRAPHIQUE

P. ariasi est un phlébotome ubiquiste, il a été décrit pour la première fois par Tonnoir, en 1921 sur un lot contenant *Sergentomyia minuta* (Rondani) et *P. perniciosus* (Newstead), provenant de Barcelone. L'auteur identifie dans ce lot un mâle différent de ces 2 espèces et crée alors le binome *P. ariasi*. La femelle sera identifiée en 1930 par Nitzulescu dans un lot de phlébotomes provenant des Alpes Maritime au Sud de la France (Izri et *al.*, 1992). L'aire de sa distribution englobe le bassin méditerranéen occidental avec un maximum de densité à l'étage humide à hiver frais. Sa présence est signalée au Portugal (Meira et Ferreira., 1944). En Espagne, son abondance dans le Sud -Est du pays où sévit *L. infantum*, lui confère un rôle de premier plan avec *P. perniciosus* dans la transmission du parasite (Morillas Marquez et al, 1995). En Italie, *P. ariasi* se trouve uniquement dans l'Est du pays, son existence en Sicile et Sardaigne rapportée par Rioux n'est pas reconnue par Maroli et *al.*, (1977,1997) (figure 42).

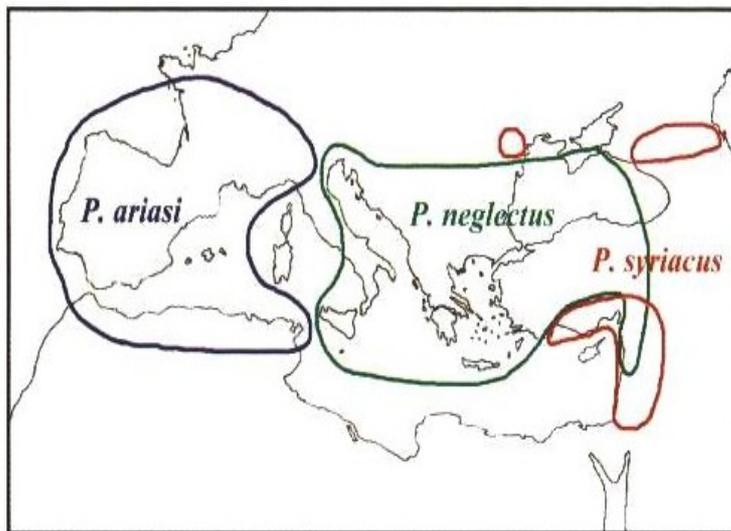


Figure 42: Distribution péri- méditerranéenne de *P. ariasi*, *P. neglectus*, et *P. syriacus*

En Algérie (figure 43), cette espèce a été signalée pour la première fois dans le massif des Aurès par Parrot., (1936). L'aire de répartition de *P. ariasi* est essentiellement tellienne (Dedet et Addadi., 1984, Izri., 1994). Au Maroc, l'espèce est signalée par (Gaud, (1947) et en Tunisie par (Croset et *al* (1966). Selon Croset (1969) il est relayé vers le sud par *P. chadlii* et vers l'est par *P. neglectus*. Deux espèces sont étroitement apparentées à *P. ariasi* il s'agit de:

- *P.chadlii* Rioux, Juminer et Gibily., 1966 qui couvre la dorsale tunisienne, le Tell algérien et le Haut Atlas marocain.
- *P.mariae* Rioux, Crosset, Léger, et Baily-Choumara, 1974 dont le mâle est décrit uniquement sur les versants sud et nord du Haut Atlas au Maroc.

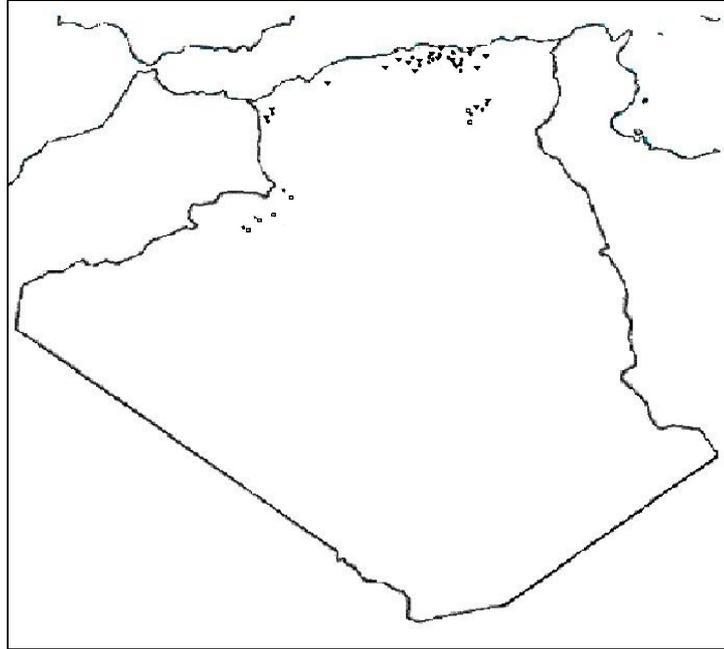


Figure 43: Répartition géographique de l'espèce de *P. ariasi*

2.- ETHOLOGIE

Cette espèce apparait inféodée aux étages bioclimatiques humides et sub humide et se rencontre dans la cédraie. En Grande Kabylie, *P. ariasi* atteint 1400 mètres d'altitude (Dedet et *al.*, 1984) et dans les Pins maritimes en France, elle atteint 850 m d'altitude (Izri et *al.*, 1992).

3.- ROLE VECTEUR

En Afrique du Nord, il est présent en trop faible quantité pour qu'il soit possible de lui reconnaître un rôle effectif dans la transmission (Dedet et *al.*, 1984). *P. Ariasi* et *P. perniciosus* sont signalés comme vecteurs de *L. infantum* dans les pays méditerranéens (Killick-Kendrick.,1984, 1990, Belazzoug., 1992).

P. Ariasi, anthropo-zoophile, pique de préférence le chien. Cette espèce a été reconnue comme le vecteur de la leishmaniose viscérale dans le foyer cévenol français; sa densité y est, en effet, très élevée, alors que *P.perniciosus* est rare (Rioux et *al.*, 1969b).*P. ariasi* a pu être infecté expérimentalement à partir de chiens leishmaniens (Rioux et *al.*, 1972) et l'ont trouvé spontanément infesté (Rioux et *al.*, (1973) . Enfin la transmission expérimentale de chien à chien par la piqûre de la femelle de *P .ariasi* a été démontrée dans la nature par Rioux et *al.*, (1969b).

P. ariasi est connu comme vecteur de *L. viscéral* en Europe dont le réservoir canin est abondant dans ces régions (Izri et *al.*, 1992). Cette espèce est actuellement connue comme vectrice de *L. viscérale*. (Rioux et *al.*, 1984a).

4.- COMMENTAIRE SUR NOS CAPTURES

P. ariasi est relativement rare, nous avons capturé 5 spécimens en septembre 2007 dont l'un par les pièges adhésifs et les autres par les pièges CDC dans l'enclave aride des Aurès. Des captures réalisées sur plusieurs années dans des stations avoisinantes n'ont pas révélé sa présence.

4.1.- Critères d'identification

Le mâle: (Fig 44 A et B)

La forme des valves péniennes est courte et renflées en battant de cloche. Cette forme caractéristique permet de séparer les mâles de *P. ariasi* de ceux de *P. Chadlii* et de *P. mariae*.

Chez *P. chadlii* les valves péniennes sont élargies à l'apex en forme de glaive alors que celles de *P. mariae* sont effilées et directement renflées à leur extrémité. Par ailleurs, la touffe de soies ornant la face interne du coxite compte 38-78 soies disposés régulièrement chez *P. chadlii*, alors que ce nombre n'est jamais supérieurs à 32 chez *P. ariasi* et *P. mariae*.

La femelle: (Fig 45 A et B)

Le conduit de la spermathèque est fusiforme dans sa partie terminale aboutissant directement dans l'atrium génital. La paroi du conduit fait apparaître une structure gaufrée. Le réservoir est constitué de 10 à 14 anneaux. Le cou est court et trapu et présente aussi un manchon hyalin.

La plage de denticulation pharyngienne très postérieure, occupe à peine le dixième de la longueur totale de l'organe. Elle est armée de grosses dents séparées par des replis transversaux concaves en avant; elle présente une plage plus antérieure à petites dents insérées sur des lignes concaves en avant.

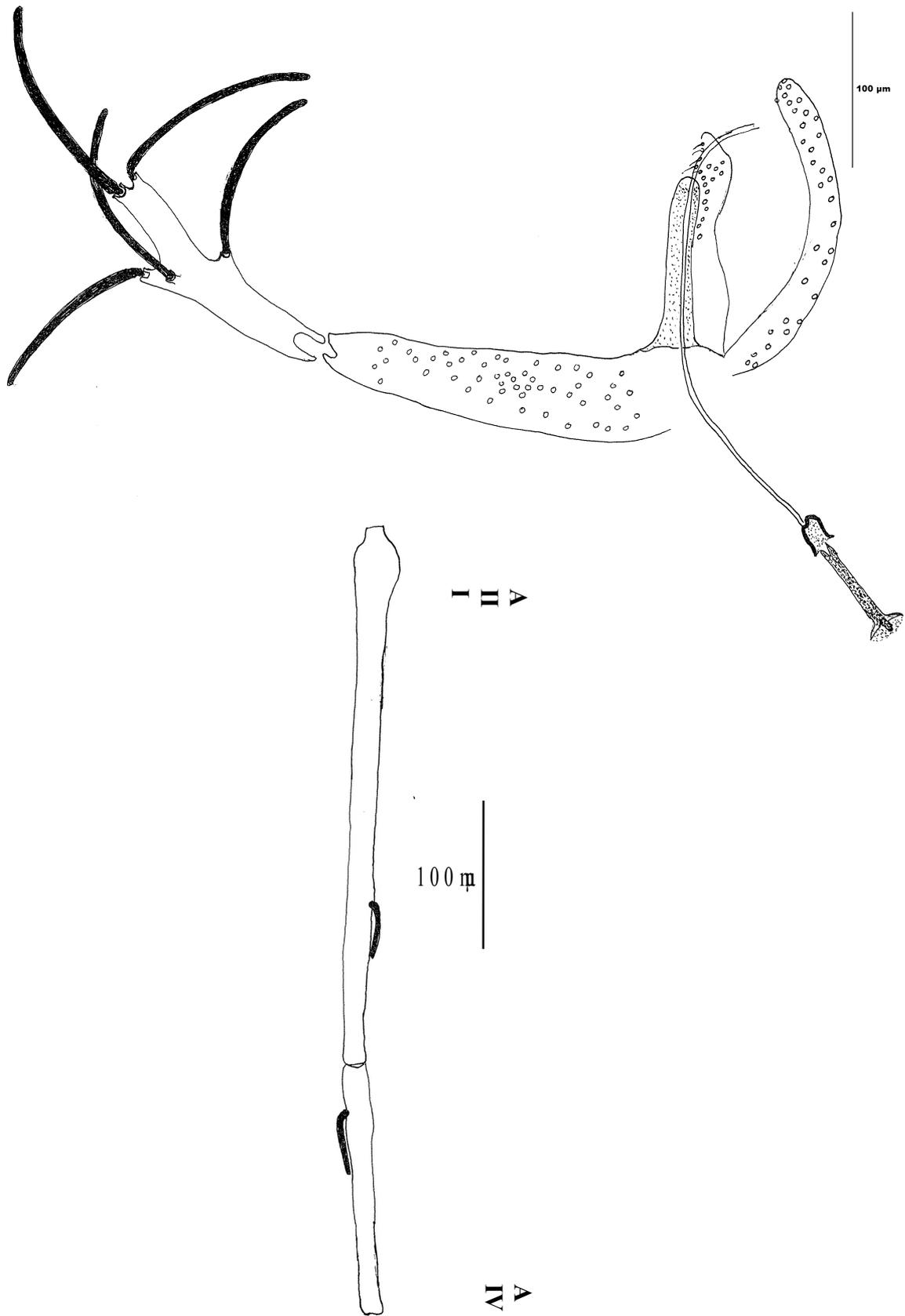
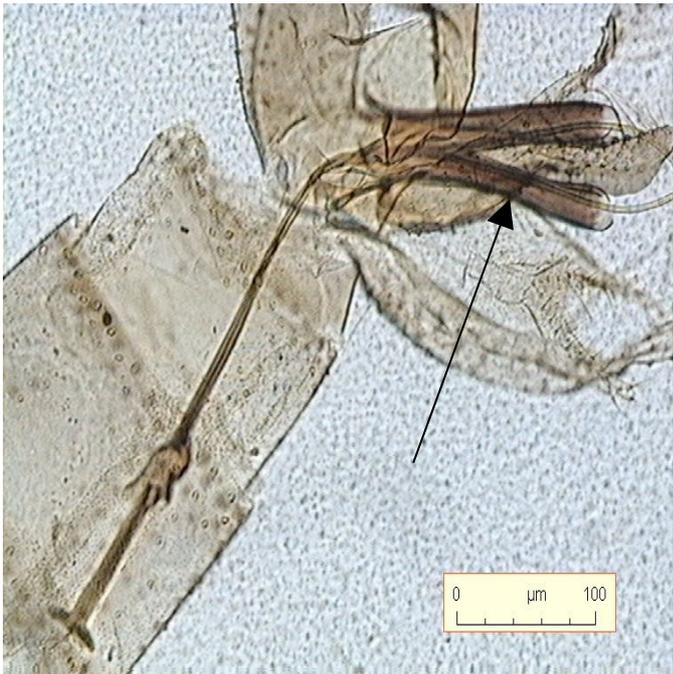


Figure 44 A : *Phlebotomus (Larrousius) ariasi* (mâle) :
genitalia , antennes



(B)

Figure 44 : (B) Edéage du mâle de *P. ariasi*



(B)

Figure 45: (B) Spermathèque de la femelle de *P. ariasi*

***Phlebotomus chadlii* Rioux, Juminer et Gibily 1966**

Ann. Parasitol. Hum. Comp., 41 : 83-89

1.- SYSTEMATIQUE ET REPARTITION GEOGRAPHIQUE

Cette espèce a été décrite par Rioux et *al* en 1966 sur un mâle capturé en avril 1965 aux environs de Gafsa (Tunisie) et observé plus tard par Croset et *al*, (1969). La femelle de l'espèce *Phlebotomus (Larroussius) chadlii* Rioux, Juminer & Gibily, 1966, est décrite à partir d'un exemplaire capturé au Nord-Ouest de la Tunisie, dans la région du Kef par [Chamkhi](#), et *al*. (2006).

Dans l'état actuel de nos connaissances, *P.chadlii* apparaît comme une espèce endémique d'Afrique du Nord. Selon Rioux, Juminer et Gibily (1966), *P.chadlii* s'étend vraisemblablement de la dorsale tunisienne aux Atlas marocains, à travers le Tell algérien.

En Algérie, Rioux et *al.*, (1970) signale *P.chadlii* à Hammam Melouane (Alger) et Dedet et *al.*, (1984) l'on rencontré dans le Tell (Grande Kabylie, constantinois et oranien) mais les Aurès représentent la localisation la plus méridionale de l'espèce.

Elle apparaît relativement abondante dans les étages bioclimatiques humide et sub humide, mais peut se rencontrer également dans le semi-aride (Dedet et *al.*, 1984) (figure 46).

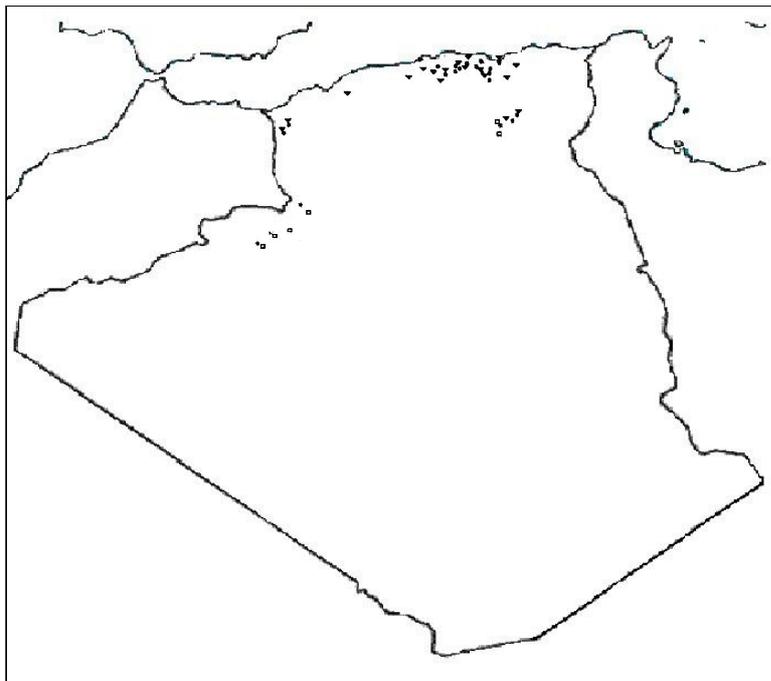


Figure 46: Répartition géographique de l'espèce *P.chadlii*

2.- COMMENTAIRES SUR NOS CAPTURES

P.chadlii est certainement rare, elle apparait comme une espèce endémique d'Afrique du Nord. Nous avons capturé 9 spécimens, 4 phlébotomes en 2006 par pièges adhésifs et 5 spécimens en 2007 par pièges CDC. C'est une espèce connue des zones humide et sub humide, mais nous l'avons capturés dans l'enclave aride des Aurès.

2 -1- Critères d'identification

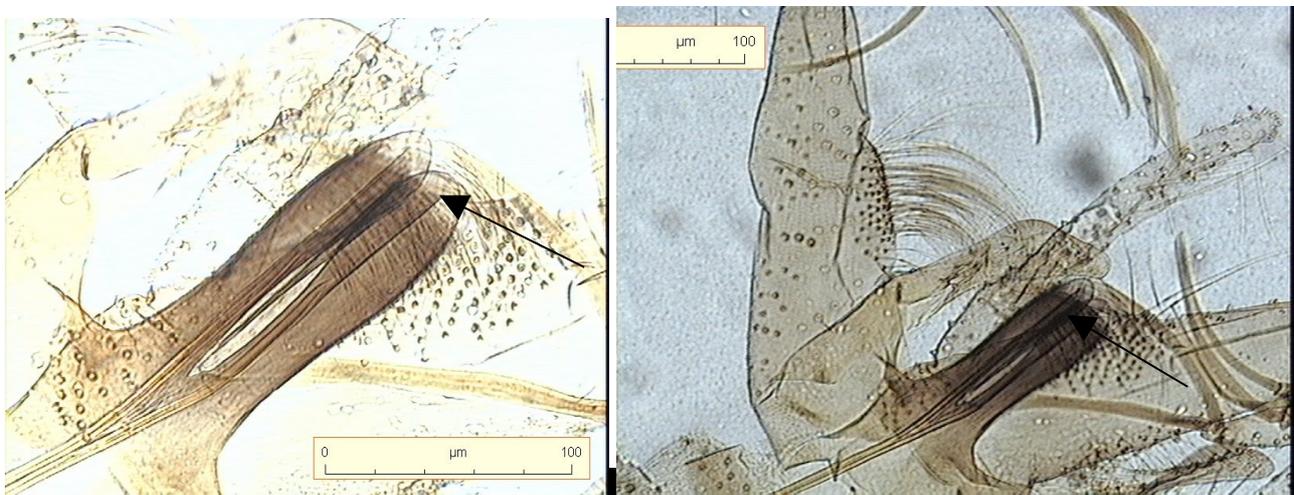
Le mâle: (Fig 47 A, B)

- le genitalia de *P.chadlii* est morphologiquement proche de celui de *P.ariasi* mais de taille supérieure;
- les valves péniennes en battant de cloche sont plus élargies à l'apex que celle de *P.ariasi* ;
- la touffe de soies ornant la face interne du coxite compte un grand nombre de soies (64 à 78), ce qui la distingue nettement de celle de *P.ariasi* dont le nombre est inférieure à 32.

La femelle:

Selon la description des auteurs tunisiens ([Chamkhi](#), et al, .2006):

- la spermathèque présente une partie évasée du conduit qui apparaît plus lisse et plus large, le corps en manchon est formé de 13 anneaux dont le premier et le dernier sont plus large que les intermédiaires. le col trapu, représente 1/5 du corps et se termine par une tête subarrondie, couverte de soie, légèrement plus large que le col. Les conduits indépendants sur toute leur longueur, lisses, apparaissent dépourvus de réticules et présentent une dilatation sur les 3/4 basaux de sa longueur.



(A)

(B)

Figure 47: (A) édéage, (B) vue général du genitalia mâle de *P.chadlii*

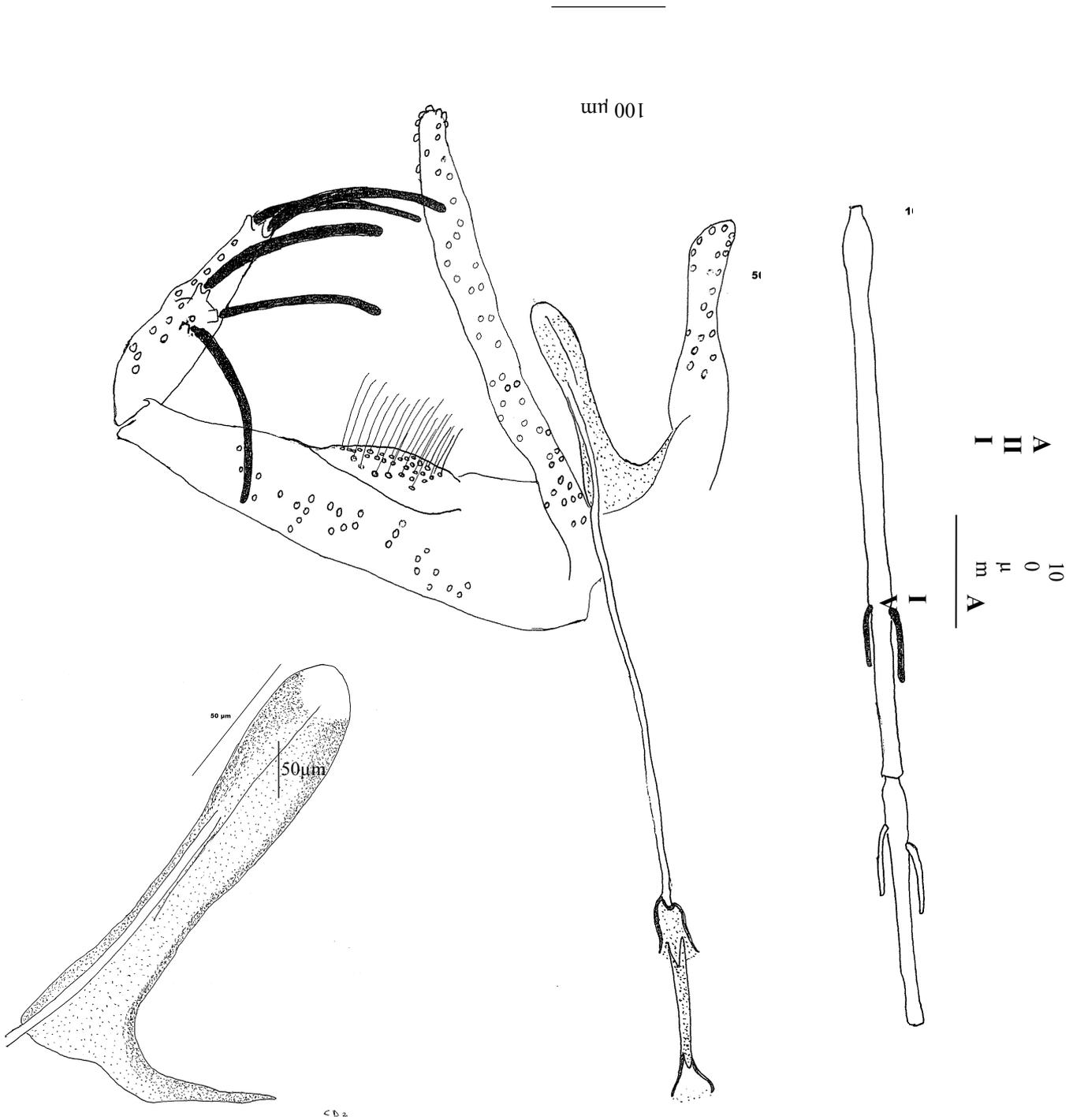


Figure 47 B: *Phlebotomus (Larrousius) chadlii* (mâle):
Genitalia, antennes, édeages. Original

2 - Sous genre *Phlebotomus* s.str. Rondani et Berté, 1840

Ce sous-genre, individualisé morphologiquement, possède un intérêt épidémiologique particulier puis qu'il comprend des espèces vectrices de *L. cutanée* à *L. major*.

Les critères d'inclusions sont:

- formule antennaire 2 / III – XV chez les deux sexes.

Chez le mâle:

- le coxite porte un petit lobe basal garni de quelques soies courtes et un placard de soies longues sur sa partie subterminale, dont le nombre est utilisé pour la diagnose différentielle des espèces.
- edéage court, conique et légèrement courbé à son extrémité.

- paramère trilobé.
- lobe latéral armé.
- style long (3/4 coxite) portant 5 épines dont 3 terminales.

Chez la femelle:

- pharynx armé de dents squamiformes.
- spermathèque annelée avec un tete arrondie en bouton (aspect en « pompon de marin »).

Phlebotomus (Phlebotomus) papatasi (Scopoli, 1786)

Deliciae florae et faunae insubricae, 1786, 1, p.86

1.- SYSTEMATIQUE

C'est le premier phlébotome décrit, sous le binôme *bibio papatasi*. Espèce type du sous-genre *Phlebotomus* qui regroupe actuellement quatre espèces (*P.papatasi*, *P.bergeroti*, *P. duboscqi* et *P.salehi*). *P.papatasi* est signalé pour la première fois en Grèce (Athènes) en 1911. Cette espèce est récoltée dans tout le pays où elle compte parmi les espèces les plus abondantes (Bousaa., 2008). Des malformations des épines insérées sur les lobes latéraux des mâles à partir des exemplaires collectés dans le Sud-Ouest marocain dont une ou deux épines surnuméraires ou une seule épine, sur un ou sur les deux lobes latéraux sont mentionnées par Guernaoui et *al.*, (2006b). Les mêmes malformations ont été signalées en Algérie par Dedet et *al.*, (1984).

2.- REPARTITION GEOGRAPHIQUE

P. papatasi est une espèce paléarctique qui s'étend sur la région méditerranéenne.

En Afrique, elle pousse une pointe vers le Sud en suivant la vallée du Nil et atteint la région éthiopienne au niveau de la République du Soudan où elle dépasse le 10ème parallèle, à l'ouest jusqu'au Bangladesh à l'est et du sud de l'ex URSS au Nord. *P. papatasi* figure parmi les espèces les plus étudiées à cause de sa fréquence et de l'importance de son aire de distribution géographique (Lewis, 1982) (Fig52)..

Elle est rare dans les zones humides, et bien adaptée avec les zones arides. Elle est remplacée par *P. bergeroti* (Parrot, 1936) dans le centre et le sud du Sahara, et par *P.duboscqi* (Neveu-Lemaire, 1938) en Afrique.

En pleine nature, il se rencontre avec une fréquence marquée dans les stations sèches situées en terrain plat à couverture végétale rasée ou de type steppique (Guernaoui, 2000; Bousaa, 2003).

- En Algérie, à l'image de sa très vaste répartition mondiale, *P.papatasi* est largement répandu sur tout le territoire algérien. Il est particulièrement abondant dans toute la frange steppique nord saharienne, mais se rencontre également dans le Tell et sur les Haut Plateaux (Figure 48) (Dedet et Addadi., 1977a, Dedet et *al.*, 1984, Berchi., 1993, Izri et *al.*, 1992a, Depaquit et *al.*, 2008b).

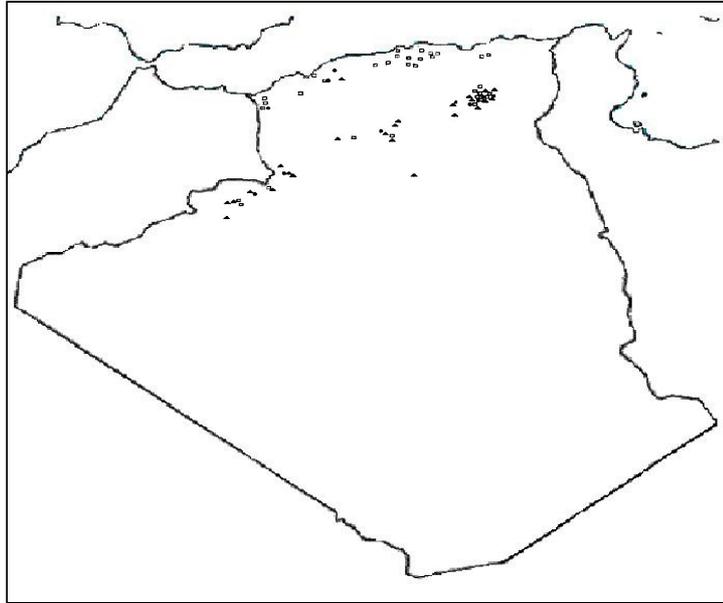


Figure 48: Répartition géographique de l'espèce *P. papatasi*

3.- Ethologie

P.papatasi se présente comme une espèce très anthropophile et domestique (Depaquit et al., 2001, Hanafi et al., 2007).

Il se trouve avec un maximum de fréquence dans les stations de basse altitude au dessous de 300 mètres. Le développement se produit dans les endroits riches en débris végétaux et dure 7 mois ; les adultes issus des pontes de septembre apparaissent à la fin Avril ou début mai.

Les travaux de Guernaoui (2000) et de Boussaa et al., (2005) ont révélé la présence de *P.papatasi*, dans les zones urbaines où le climat est aride. Sa densité est maximale de la fin du mois de juin à la fin du mois d'octobre.

Par ailleurs, Killick-Kendrick (1999) et Wasserberg et al., (2003) ont remarqué que les basses et les hautes températures sont des facteurs limitant de son activité. Dans le Nord du Palestine-Israël, les populations de Phlébotomes sont répandues d'avril à novembre avec un pic entre juin et août (Kravchenko et al., 2004).

Dans les pays du Maghreb, *Phlebotomus papatasi* Scopoli a culminé au cours de septembre (Chelbi et al. 2007).

Son inféodation aux terriers des rongeurs a été observée dans plusieurs foyers de leishmaniose à *L.major* (Schlein et al., 1989, Janini et al., 1995), en Libye (Ashford et al., 1977) et en Iran (Theodor et Mesghali., 1964).

4.- Rôle vecteur

Phlebotomus papatasi est l'un des vecteurs les plus importants de la L.cutanée et est l'espèce piqueuse d'homme sur une vaste gamme (Hanafi Hanafi et al., 2007). *P. papatasi* est un vecteur confirmé de *L.major* (Killick-Kendrick., 1990).

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

L'isolement et le typage du parasite chez ce vecteur a confirmé son rôle épidémiologique dans plusieurs pays: en Iran par Yaghoobi-Ershadi et al., (1995), en URSS, et en Israël-Palestine (O.M.S 1990), en Arabie Saoudite (Killick-Kendrick et al., (1985a), au Maroc (Rioux et al., 1986b), en Tunisie (Ben-Ismaïl., 1987) et en Egypte (Hanafi Hanafi et al., 2007).

La presque totalité des 1178 cas de L.cutanée qui ont atteint les troupes américaines en Irak entre Janvier 2003 et Novembre 2004 ont été attribués à *L. major* dont le principal vecteur est *P. papatasi* (Lay, 2004).

P. papatasi s'est avéré être le vecteur de *L. major* (Rioux et al., 1986a), agent de la L.cutanée zoonotique dans les zones semi arides et arides par des rongeurs réservoirs hôtes (*Meriones* spp) au Maroc (Petter., 1988), en Algérie (Belazzoug., 1986a) et en Tunisie (Rioux et al., 1986b); l'hôte réservoir connu en Algérie est *Psammomys* spp (Belazzoug 1983)] et par l'homme (Rispaïl et al., 2002).

5.- COMMENTAIRES SUR NOS CAPTURES

Au total, 891 spécimens de *P.papatasi* ont été capturés par la méthode des pièges adhésifs et pièges lumineux. 79% de l'effectif total proviennent de l'enclave aride située au Sud des hauts plateaux de l'Est algérien, considérée comme le prolongement de la zone aride vers le Sahara.

Des stations précédemment prospectées par Dedet et al. (1984), Belazzoug., (1986a) et Izri (1994) dans cette zone montrent une prédominance de *P.papatasi* par rapport aux autres espèces.

L'espèce a surtout été capturée dans les bergeries, les étables, dans les chambres, elle est rare du fait sans doute de l'usage régulier des moustiquaires et des insecticides, de type « flitox » disponible sur le marché.

Des spécimens ont été également capturés dans des poulaillers, les volailles constituant une source habituelle de repas sanguin pour les phlébotomes en général et *P.papatasi* en particulier comme le prouvent les travaux de Dedet et *al.*, (1984) et Bellazoug (1986a).

5.1.- Critères d'identification

Le mâle: (Fig 49 A et B)

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

La femelle: (Fig 50 A et B)

- Les spermathèques sont annelés, sans col. Ils comportent :
 - le pharynx orné de denticules larges sur les bords et plus petits au milieu.

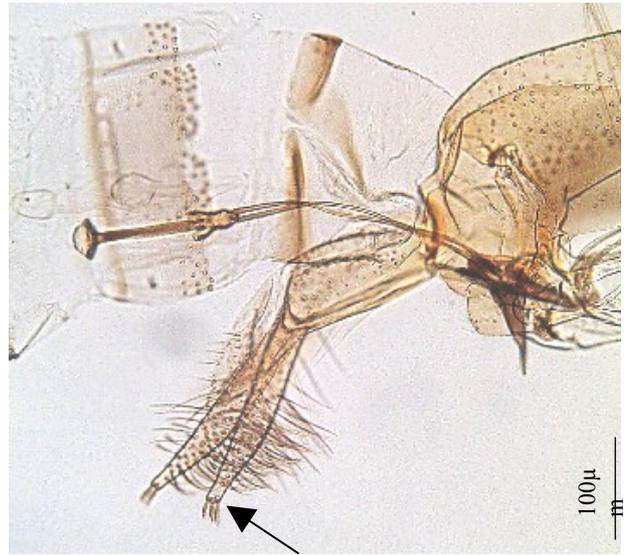
Le pharynx postérieur est armé d'une plage de dents écailleuses irrégulières dans leur forme et leur implantation.

Des malformations portant sur les épines insérées sur les lobes latéraux des mâles ont été signalées par Dedet et *al.*, (1984) et mentionnées par Guernaoui et *al.*, (2006b) (figure 49 C).

Des anomalies morphologiques détectées chez des phlébotomes ont déjà été associées à des caractères génétiques propres à certains individus. C'est le cas de *P. (Paraphlebotomus) caucasicus* en Iran (Moin-Vaziri et *al.*, 2007a) et de *P. perniciosus* dans le nord du Maroc (Ben abdennbi et *al.*, 1999, Pesson et *al.*, 2004).



(B)

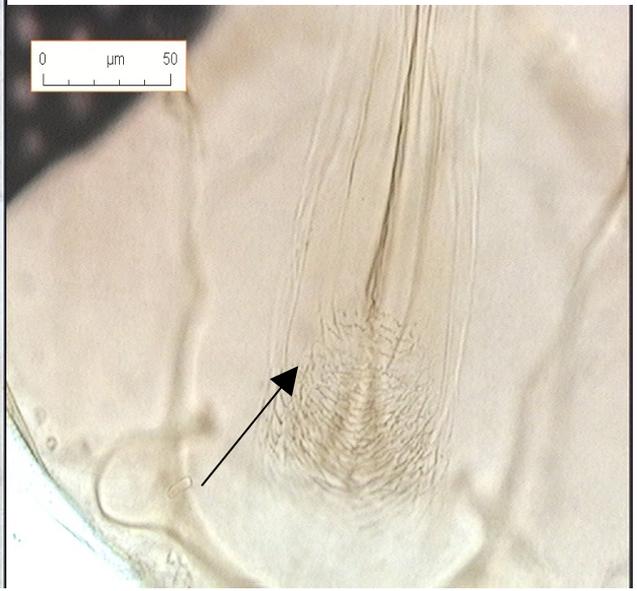


(C)

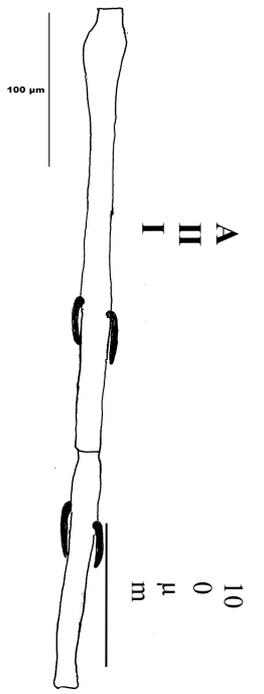
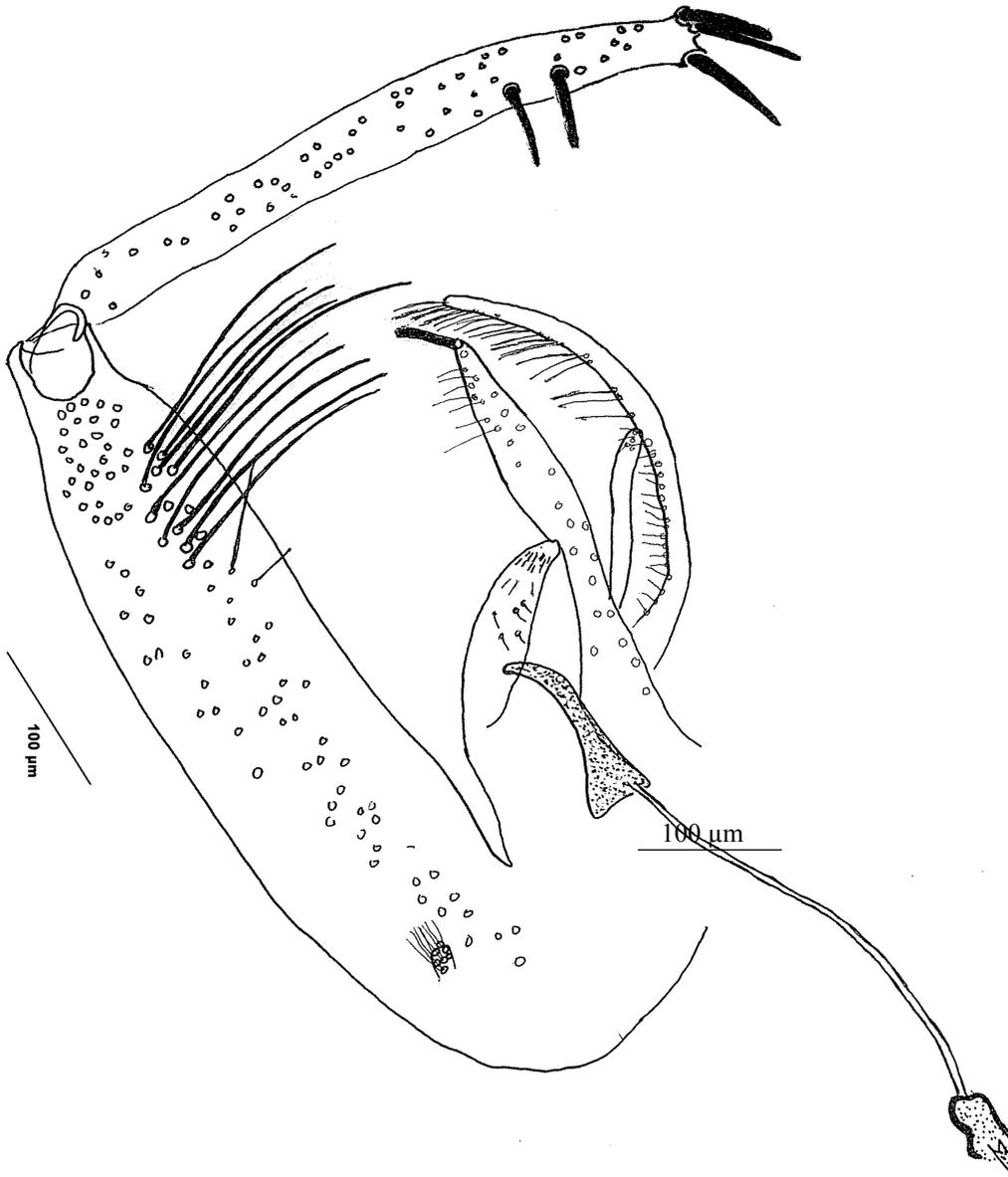
Figure 49 : (B) Vu générale du mâle (PA), (C) malformation chez les mâles



(A)



(B)



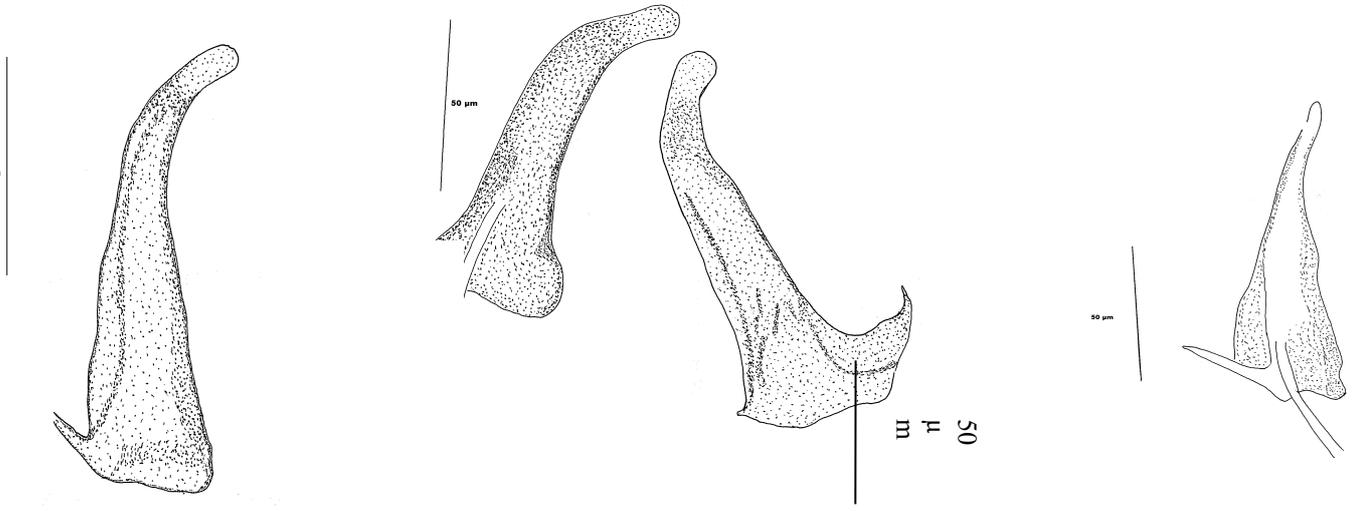
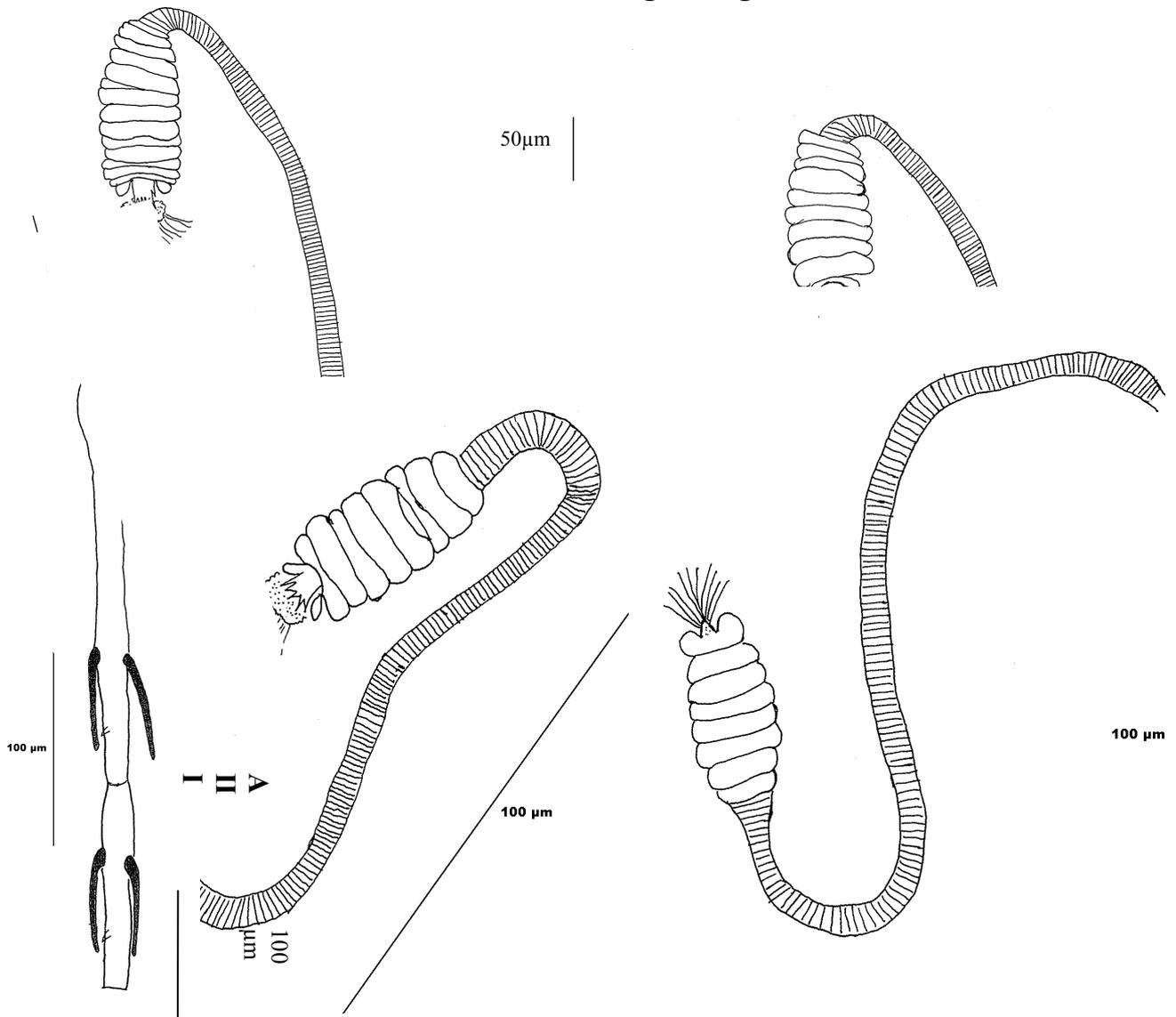


Figure 49 C : *Phlebotomus (Phlebotomus) papatasi* (mâle) :
Genitalia, antennes, édeages. Original



50µm

A V

**Figure 50 A : *Phlebotomus (Phlebotomus) papatasi* (femelle) :
Spermathèque , antennes. Original**

5.2. - Mensurations

Nous avons effectué une serie de mesures des principaux critères sur plusieurs exemplaires provenant de plusieurs sites de l'est algérien. Ces mesures ont été réalisé selon les clés d'identification des phlébotomes d'Algérie retenus par Dedet et *al.*, 1984. L'analyse des résultats figure dans le tableau XX.

Tableau XX : Principaux caractères d'identification des mâles (A) et les femelles (B) de *P.papatasi* (PA) (en µm).

Caractères de PA (mâle)	Nombre de valeurs	Minimum	Maximum	Moyenne	Ecart-type	Variance
A III	41	254	311	275,27	15,33	235,05
A IV	41	135	164	146,95	7,54	56,85
A V	40	133	161	143,98	6,71	45,05
Epipharynx	40	224	288	250,10	13,70	187,73
P 1	40	32	51	39,75	4,46	19,88
P 2	40	117	156	133,28	9,71	94,31
P 3	39	154	210	185,23	12,81	163,97
P 4	39	106	156	134,46	10,03	100,62
P 5	33	184	282	243,76	29,59	875,81
ARC	41	220	287	237,39	17,95	322,14
L coxite	41	478	596	549,76	28,01	784,54

L style	41	351	434	394,66	18,19	330,73
l paramère	41	145	209	176,39	20,80	432,69
L surstyle	41	324	406	357,24	19,50	380,44
valves péniennes	41	87	112	98,00	6,44	41,45
piston pg	39	108	149	129,44	9,01	81,25
pompe génitale	39	131	174	157,44	10,48	109,73
pavillon pg	39	31	48	41,31	4,55	20,74
filaments génitaux	39	234	338	270,33	25,81	665,96

(A)

Caractères de PA (femelle)	Nombre de valeurs	Minimum	Maximum	Moyenne	Ecart-type	Variance
A III	15	161	252	219,466	23,26	541,12
A IV	14	91	119	109,07	7,93	62,84
A V	13	94	120	108,08	7,17	51,41
Epipharynx	22	252	359	326,41	29,75	884,82
P 1	19	45	56	49,95	3,42	11,72
P 2	19	128	182	158,58	13,08	171,15
P 3	18	165	217	197	15,39	236,94
P 4	14	102	144	123,79	12,60	158,80
P 5	13	202	298	245,08	29,82	889,41
L conduit	21	116	188	152,19	20,70	428,46
Nbr d'anneaux	12	7	9	7,92	0,67	0,45

(B)

Rapport de P A (mâle)	Nombre de valeurs	Ecart-type	P
AIII / AIV + AV	41	0,15	P < 0,01
AIII / E	40	0,05	P > 0,1
L cox / L style	41	0,08	P > 0,1
L cox / L sur style	41	0,09	P > 0,1
Rapport de P A (femelle)			
AIII / AIV + AV	14	0,29	P < 0,01
AIII / E	15	0,09	P > 0,1

(C)

D'après ces exemplaires, nous avons relevé les mesures suivantes:

◇- Chez le mâle:

La longueur de l' A III qui varie entre 254 µm et 311µm avec une moyenne de 275,27µm, où (p = 0,047), est plus court que l'epipharynx A III / E. A III > IV + V.

Pour les palpes, la formule est comme suit: 1, 4,2, 3, 5.

La longueur de l'epipharynx est située entre 224 et 288 µm avec une moyenne de 250,10 µm où (p>0,01).

◇- Chez la femelle :

La longueur de l' A III se situe entre 161 μm à 252 μm avec une moyenne de 219,466 μm , où ($p>0,1$).

La longueur de l'épipharynx varie entre 252 et 359 avec la moyenne de 326,41 μm , où $P< 0,1$.

Le rapport A III / A IV + A V, A III / E, L cox / L style, L cox / L sur style, sont des critères pour l'identification (Tableau XX).

***Phlebotomus (Phlebotomus) bergeroti* (Parrot, 1934)**

Arch. Inst. Pasteur Alger, 125(3), 383-385

1.- SYSTEMATIQUE

P. papatasi var. *bergeroti* Parrot, 1934 a été décrite par Parrot d'après des exemplaires mâles provenant de Djanet (Tassili des Ajers, alt 1100 m) (Sahara Central) localité type (Abonnenc., 1972).

2.- REPARTITION GEOGRAPHIQUE

P. bergeroti occupe les parties arides et généralement élevées du Nord de l'Afrique, son domaine géographique s'étend de la Mauritanie à la mer rouge et à travers l'Arabie jusqu'en Iran ((Abonnenc., 1972).

En Algérie, il a été mentionnée plusieurs fois par Parrot et ses collaborateurs ; 1937,1941, et 1955 à Janet, Tassili des Ajjer, Tamanrasset, In Amguel, Ihrir (Abonnenc., 1972) et par Belazzoug et Mahzoul (1986c).

Le sous-genre *Phlebotomus* est considéré comme un groupe ancestral du genre *Phlebotomus* Rispaill et Léger (1998). Il ne regroupe que quatre espèces avec de faibles différences. *P. bergeroti* occupe le Sahara central, mais se trouve également en Ethiopie, à Djibouti et au Yemen où il est mêlé à *P. duboscqi*. Il est signalé en Haute Volta en zone sahélienne. *P. papatasi* et *P. Bergeroti* sont sympatriques au Maroc. Rioux n'a observé cette espèce qu'en zone désertique, dans les terriers de Fennecs creusés dans les dunes à Cenchrus. Il a souvent été capturé dans des stations présentant une altitude assez élevée. Sur le massif proprement dit, cette espèce est présente à l'étage montagnard inférieur, dans les terriers *d'Acomy cahirinus*. Elle cohabite avec *P.clydei*, *P.christophersi*.

3.- ROLE VECTEUR

P.bergeroti est une espèce anthropophile qui peut jouer un rôle épidémiologique important . Elle pique l'homme et est très agressive (Trouillet, Faye., 1993) . Son rôle dans la transmission de la leishmaniose cutanée au Sahara central a été suspecté par Parrot et Doury (1956) et un cas de bouton d'Orient autochtone a été signalé au Hoggar par le dernier de ces auteurs. Cette affection existe également au Niger (Parrot et Gougis, 1943).

4.- COMMENTAIRES SUR NOS CAPTURES

Au cours de la présente enquête, nous avons identifié 11 spécimens de *P.bergeroti* trouvés avec les autres espèces de la région de Tamanraset.

4.1.- Critères d'identification

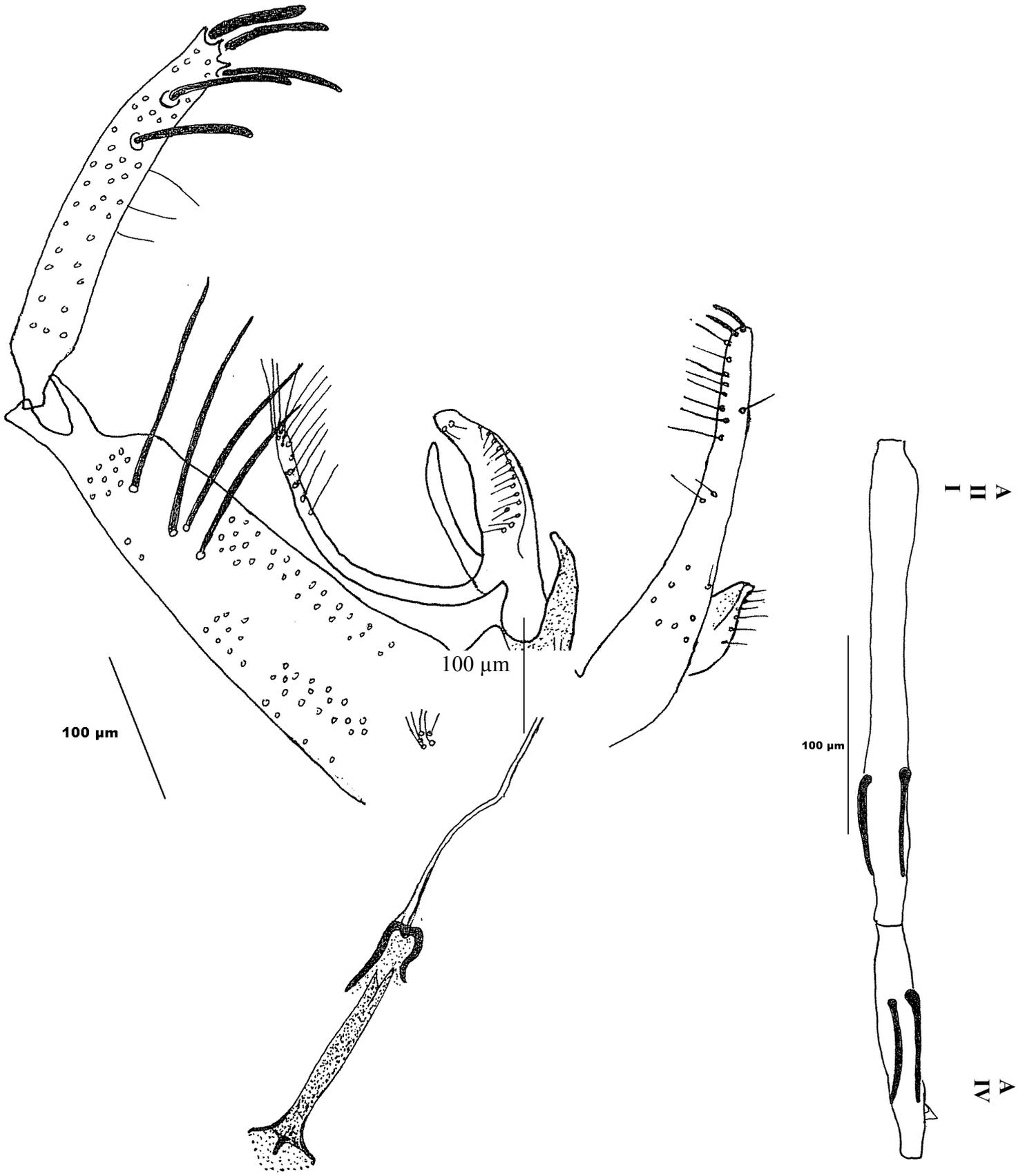
Le mâle: (Fig 51 A et B)

Le mâle de *P.bergeroti* se distingue de l'espèce affine *P.papatasi* (Scopoli1786) par la position relative des deux épines proximales du style :

- style portant 5 épines courtes: 2 terminales, une subterminale et les deux autres situées sur le tiers distal du segment valve pénienne en lame aigüe, transparente, non recourbée à l'apex,
- cibarium inerme,
- Le coxite porte, vers la partie postérieure de sa face interne un placard de 6 à 7 soies longues bien différenciées et à sa base interne un tout petit lobe muni de quelques soies très courtes.

La femelle: (Fig 52)

- spermathèques annelées du type *papatasi* ; le nombre d'anneaux varie de 6 à 8.
- cibarium inerme, sauf au centre : quelques petites denticules courts et mousses disposés sans ordre et latéralement,
- le pharynx postérieur dont la partie denticulée occupe à peu près le tiers de l'organe ; les denticules sont forts arrondis, subégaux, squamiformes assez



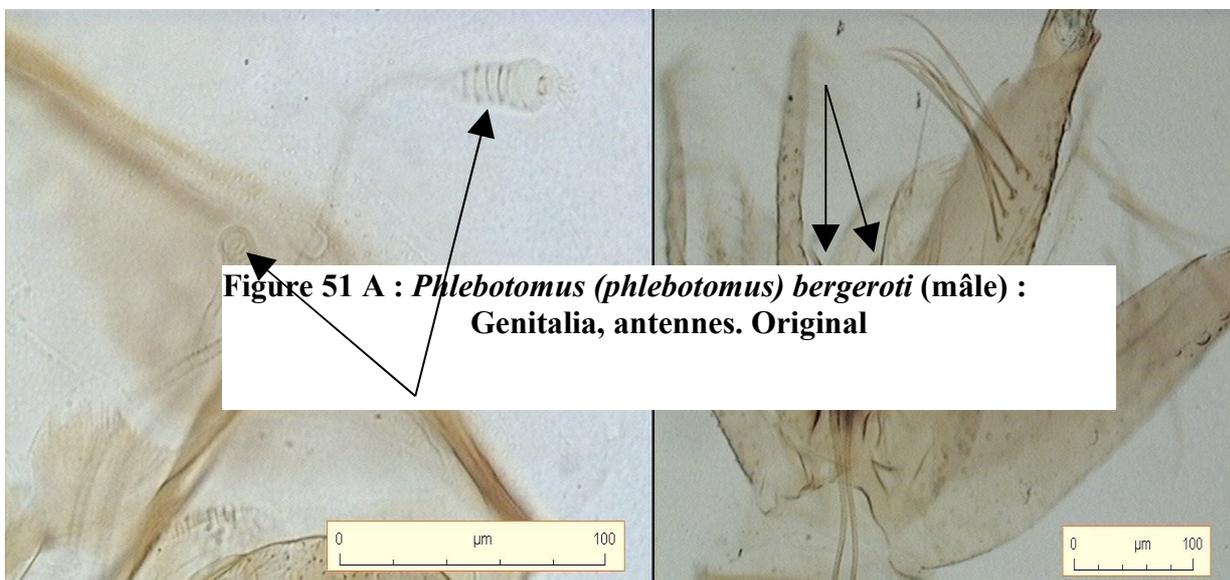


Figure 52: Spermathèques de la femelle.

Figure 51 B : Edéage du mâle de *P.bergeroti*

4.2.- Mensurations

◇- Chez la femelle:

Nous donnons les caractères principaux de *P.bergeroti* :

L'A III > IV + V. Deux épines géniculées longues sur les articles A III à XV (formule 2 / III – XV; celle du troisième et du quatrième article atteignent et parfois dépassent l'interligne articulaire suivant. La formule palpale est comme suit: 1, 4, 2, 3, 5.

La femelle de *P. bergeroti* se distingue de la femelle de l'espèce de *P.papatasi* par les denticulations du pharynx, plus marquées, plus larges et plus nombreuses, les épines géniculées, celle du quatrième article en particulier, et, secondairement, par le nombre moindre des anneaux de la spermathèque.

3.- Sous - genre *Paraphlebotomus* Theodor, 1948

Le sous genre *Paraphlebotomus* comprend au minimum 14 ou 15 espèces selon le statut discutable de *P.mafidii* (Gebre -Mickael et Balkew., 2003. Depaquit et *al.*, 2000a et Artemiev .,1991). Dans une révision récente Depaquit (1997) propose la mise en synonymie de deux d'entre elles et décrit avec ses collaborateurs, en 1998, une nouvelle espèce d'Algérie: *P.riouxi*.

Chez les mâles

- l'appareil copulateur est de petite taille,
- le style court porte 4 longues épines : 2 postéro- médianes et 2 terminales ou 1 terminale et 1 subterminale,
- la présence à la base des coxites d'un lobe basal muni d'une touffe de longues soies,
- les paramères ont une forme de raquette hérissée de soies courtes,
- les valves péniennes courtes sont terminées soit par une pointe, soit par un crochet,
- les lobes latéraux ou surstyle sont plus longs que le coxites.

Chez les femelles

- l'armature pharyngienne est armée de dents grossières relativement longues,
- les spermathèques sont annelées avec un dernier anneau souvent élargi .Les conduits débouchent séparément dans l'atrium génital.
- En Algérie, ce sous genre est représenté par cinq espèces : *P.chabaudi*, *P.sergenti*, *P.alexandri*, *P.riouxi*, et *P.kazeruni*.

***Phlebotomus (Paraphlebotomus) sergenti* (Parrot, 1917)**

Bull. Soc. Pathol. Exot., 1917,10 (7), (564-567).

1.- SYSTEMATIQUE ET REPARTITION GEOGRAPHIQUE

Il possède une aire de répartition très étendue débordant largement celle du parasite mais la question de l'unicité du taxon est toujours restée posée (Depaquit et *al.*, 1998, Depaquit et *al.*,2000a). Le mâle est décrit d'Algérie (Parrot, 1917), la localité type est Mac-Mahon (Ain Touta) près de Batna et la femelle est décrite du Portugal (França., 1918).

Adler et Theodor (1929) ont redessiné les mâles et les femelles à partir de spécimens appartenant à la collection de Parrot et de leurs propres collections de la Palestine, la Syrie et la Mésopotamie, sans prendre en compte le fait que les derniers spécimens ne viennent pas de la localité type. Ils notent chez le mâle, l'existence d'un style globuleux terminé par deux épines très légèrement décalées. Dans la description de la femelle, ils ont recours à des caractères morphologiques internes comme l'armature pharyngienne formée de longues écailles et le réservoir de la spermathèque formé de cinq à six anneaux, qui n'ont pas été observées dans les spécimens algériens.

En 1963, Perfiliev in lewis (1982) décrit sur 25 mâles et femelles en provenance du Caucase, du sud de la Crimée et du sud de l'Ukraine, la sous-espèce *P. similis*. Il justifie sa description par des différences morphologiques minimales mais constantes concernant le troisième segment antennaire et le lobe basale.

En 1984, Artemiev et Neronov, élèvent *P.sergenti similis* au rang d'espèce. Ils confirment les observations de Perfiliev en ajoutant un nouveau caractère anatomique. La présence de dents

latérales vers l'extrémité antérieure du pharynx chez les *P.similis*, non retrouvées chez *P.sergenti*. Ces deux sous-espèces ont ensuite été considérées comme valides sur la base morphologique et moléculaire des caractères et des nouvelles cartes de répartition (Artemiev et Neronov, 1984, Depaquit et *al.*, 1998). Depaquit et *al.*, (2002) accorde, comme Artemiev et Noronov (1984) un statut spécifique à *P.similis* et à *P.sergenti* basé beaucoup plus sur des caractères morphologiques (Depaquit., 1998) que sur des critères moléculaires (Depaquit et *al.*, 2000b). Le même auteur revoit la position après examen morphologique et moléculaire d'un grand nombre d'exemplaires Iraniens (Moin-Vaziri et *al.*, 2007a). *P. sergenti* est présent dans le sud et l'ouest du bassin méditerranéen et il est remplacé dans le nord-est de cette région par *P. (Paraphlebotomus) similis* (Depaquit et *al.*, 2000a).

Phlebotomus sergenti est le principale vecteur de *leishmania tropica* (Guilvard et *al.*, 1991). Son aire de répartition est très étendue. Elle recouvre tout le bassin méditerranéen, le sud Sahara, la Péninsule arabique, le Moyen- Orient et l'Ethiopie (figure 53).

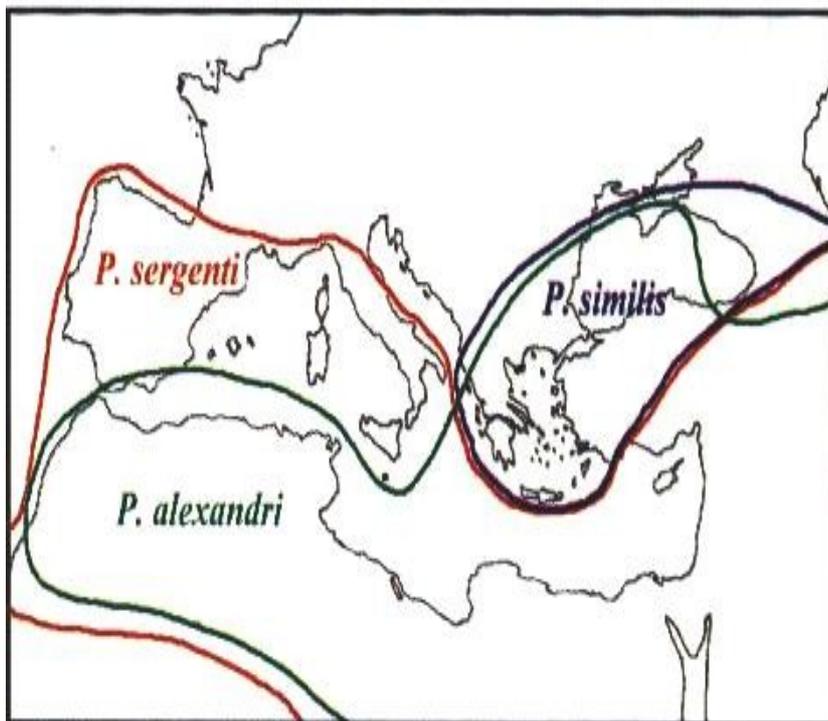


Figure 53: Disribution péri méditerranéenne de *P. sergenti*, *P. alexandri* et *P.similis* (*Paraphlebotomus*)

P. sergenti est très fréquent, il est présent aussi bien au sud du pays dans les contreforts de l'Atlas saharien et les steppes présahariennes que dans les régions telliennes (aussi bien dans les vallées qu'en altitude). Il est également présent au Sahara central (Tassili et Hoggar), mais sa faible densité est pratiquement identique du sud au Nord du pays Parrot (1917,1935), Dedet et *al.*, (1973b), Dedet et Addadi (1974,1977a), Dedet et *al.*, (1984), Belazzoug et Mahzoul (1986),

Belazzoug et *al.*, (1986a), Berchi., (1993), Belazzoug (1991), Russo et *al.*, (1991), Belazzoug., (1992), Harrat et *al.* (1993) (figure 54).

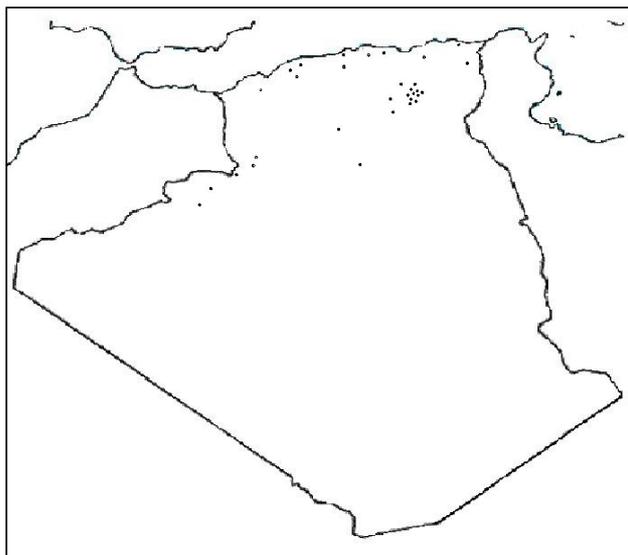


Figure 54 : Répartition géographique de l'espèce *P.sergenti*

2.- ETHOLOGIE

P.sergenti est une espèce zoo-anthropophile. Il pique l'homme à l'intérieur et à l'extérieur des habitations, il peut être capturé aussi bien dans les gîtes sauvages que près des habitations humaines Yaghoobi-Ershadi et *al.*, (2002, 2003). Il est également récolté dans les abris d'animaux (Bailly-Choumara et *al.*, 1971. Ainsi Durand-Delacre et Memin., 1953 in Croset (1969) ont récolté par la technique des pièges adhésifs autant d'échantillon en zone inhabitée qu'en zone habitée. Al Zahrani et *al.*, (1997) constatent que quand il est abondant, *P.sergenti* est capturé en plus grand nombre par les pièges lumineux que par les pièges adhésifs. Cette espèce aurait son optimum écologique aux étages sub - humide et semi-aride (Berchi., 1993).

Certaines populations de *P. sergenti*.1 sont considérées comme des phlébotomes domestiques et endophiles. Dans la forme sauvage, il est surtout trouvé dans les zones de montagnes, et a même été pris à une altitude supérieure à 2500 m. En revanche, il n'est jamais trouvé dans les plaines (Moin-Vaziri et *al.*, 2007a).

La sous-espèce *P.sergenti sergenti* se rencontre dans des zones à climats arides, voire désertiques (Rioux et *al.*, 1986, Frayauff et *al.*, 1995).

La population adulte des phlébotomes sont répandus du mois d'avril à novembre et culmine entre juin et août. Ils sont plus abondants pendant l'été dans les périmètres d'habitats irrigués, tels les jardins, les vergers. Les femelles de ces espèces de phlébotomes enregistrent un pic d'activité après le coucher du soleil (20.00-22.00 heures), tandis que l'activité des mâles

persiste plus tard dans la nuit. Cependant, une légère augmentation de l'activité a été notée avant l'aube (02.00-04.00 heures) (Kravchenko et Wasserberg., 2004).

3 - ROLE VECTEUR

P. sergenti est un vecteur prouvé de *L. tropica* (Killick-Kendrick, 1990). Il a une forte susceptibilité à *L. tropica* au laboratoire (Killick-Kendrick et al., 1995) et dans la nature (Volf et al., 2002; Svobodova et Votypka 2003).

P. sergenti répond de façon certaine aux principaux critères d'incrimination d'un vecteur recommandés par Killik-Kendrick (1988), sa distribution est en accord avec celle de *L. tropica*. Le parasite se développe bien chez le vecteur et les souches isolées ont le même zymodème que celles en provenance des malades.

En Iraq, *P. sergenti*, est un vecteur connu de *L. tropica* composé de 30% de phlébotomes capturé à Tallil dans une base aérienne en Irak (Coleman et al., 2006),

La transmission vectorielle ne passe pas habituellement par un animal réservoir. Sauf dans certains foyers Svobodova et al.,(2006). L'existence dans certains foyers du Maroc, Tunisie, Syrie et Inde du même zymodème chez le chien et l'homme pose toutefois le problème d'une dynamique différente du cycle épidémiologique, en fonction des régions (Peters et al., 1981, Dereure et al 1991a, 1991b).

Son aire de répartition située entre les zones telliennes et les zones steppiques présahariennes correspond à celle de la leishmaniose cutanée endémique dans le sud, sous sa forme zoonotique et sporadique dans le tell. Les mouvements des patients et l'identification du vecteur sont deux facteurs qui pourraient provoquer une épidémie. Or, la capacité vectorielle de *P. sergenti* (Depaquit et al., 2002) ainsi que le mécanisme de transmission vectorielle (Yahia et al., 2004) peuvent être liés à l'existence de races ou d'espèces cryptiques. En Iran, l'analyse morphologique et moléculaire (DNAMt) des populations de *P. sergenti* ont permis de mettre en évidence trois lignées de *P. sergenti* en fonction de la distribution géographique (Moin-Vaziri et al., 2007b). C'est aussi la première fois que *P. sergenti* est impliquée dans la transmission de *L. tropica* en Éthiopie; l'isolement de *L. aethiopica* par *Paraphlebotomus* d'une espèce (*P. sergenti*) est également un nouveau record. La présence éventuelle de la leishmaniose cutanée (*L. tropica* et *L. aethiopica*), et des réservoirs sauvages hôtes des parasites, en particulier rock hyrax (*Procavia capensis*) dans le Haut et le Moyen-Aouache Valley restent à être déterminé (Gebre-Michael et al., 2004).

4.- COMMENTAIRES SUR NOS CAPTURES

Au cour du transect, *P.sergenti* est relativement rare dans les captures sur papiers huilés 0,54 %, 0,88 %, 3,17 % dans les étages semi aride, aride et saharien, par contre sur les pièges CDC: 2,44, 2,04 et 2,20 % dans les étages semi aride, aride et saharien successifs. Cette espèce apparaît plus attirée par la lumière que par l'homme ou le bétail.

La morphologie des spécimens trouvés à l'Est algérien répond au critère d'identification de l'espèce type de Mac-Mahon (Ain Touta). En ce qui concerne l'aspect des derniers anneaux de la spermathèque, il est arrondi et plus grand que tous les autres. Aucune appréciation ne peut donc être portée, mais il serait intéressant d'en savoir plus sur ce phlébotome capable de transmettre *L .tropica*. *P. sergenti* est un vecteur prouvé de *L. tropica* (Killick-Kendrick, 1990), et aussi un vecteur prouvé de *L. tropica* en Tunisie (Ghrabe et al .,2006) et au Maroc (Boussaa et al. , 2009b). Il reste à le confirmer en Algérie.

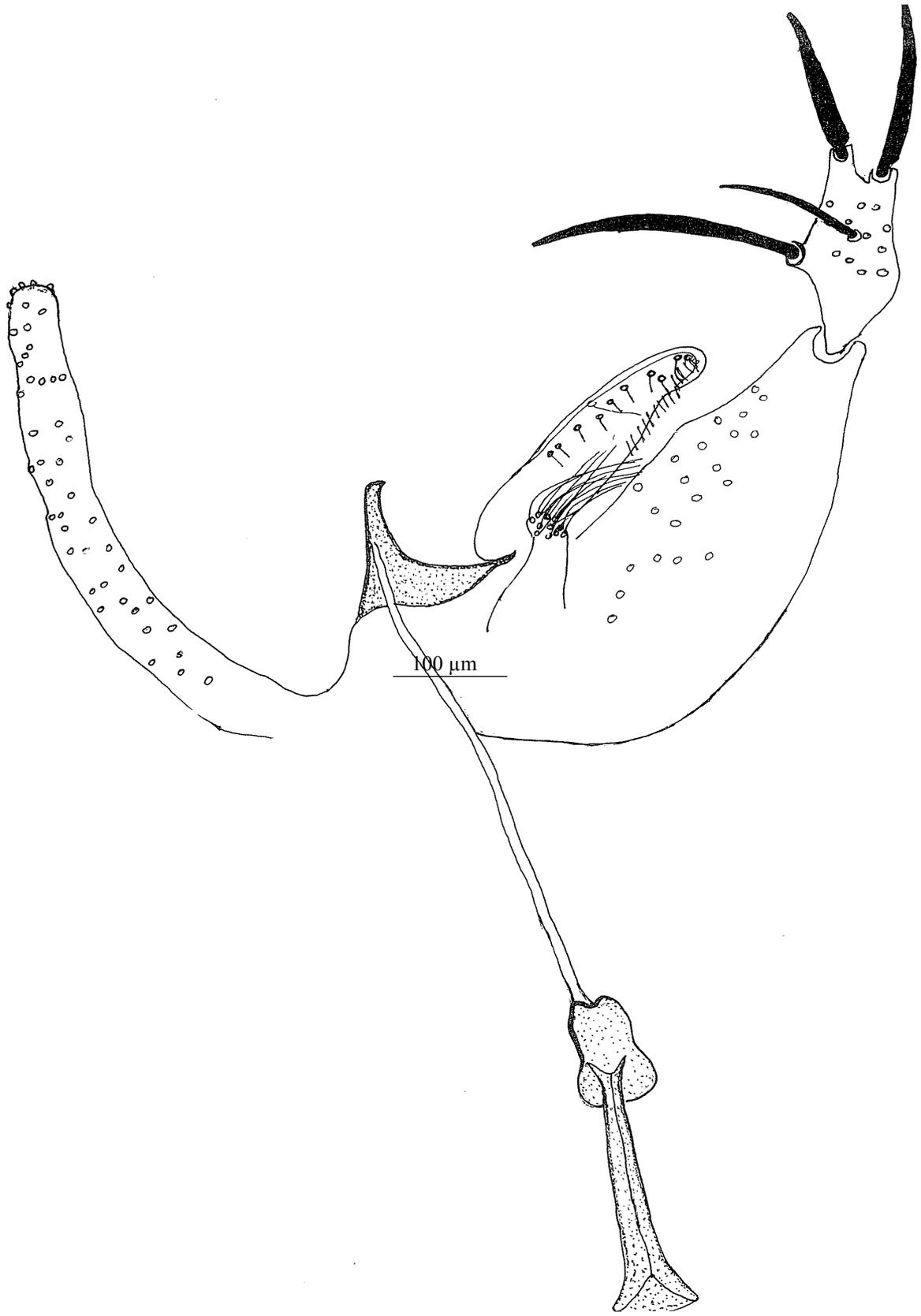
4.1.- Critères d'identification:

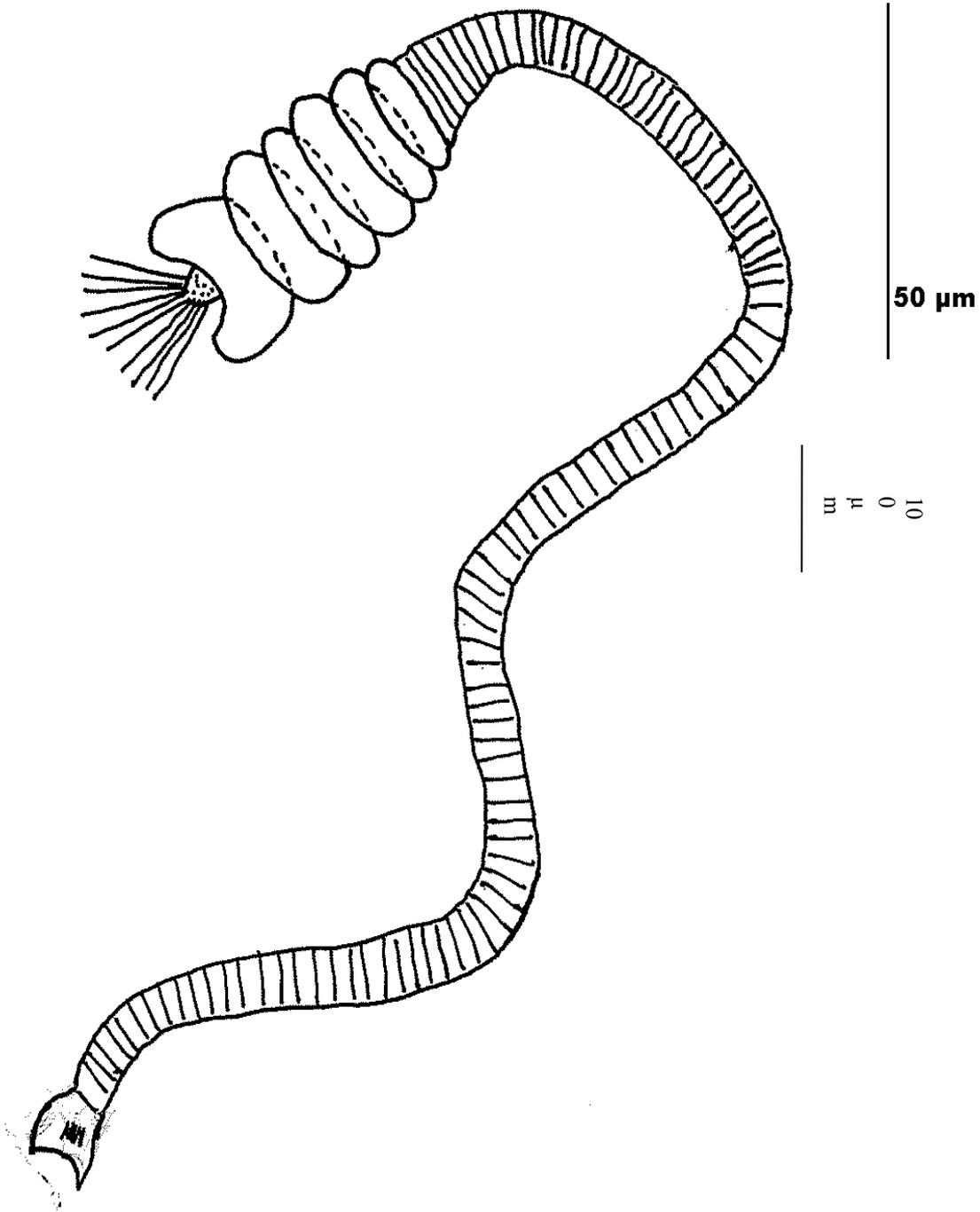
Le mâle: (Fig 55 A, B et C)

- Le style piriforme court, porte 2 épines terminales et 2 médianes dont une est plus fine que les autres.
- Le lobe basal du coxite est allongé et légèrement coudé,
- l'édéage est droit, voire légèrement incurvé souvent terminé par une pointe crochue,
- l'A III est compris entre 220 et 330 µm.
- le coxite est moins long que le lobe latéral.
- la valve pénienne courte et conique présente une extrémité distale nettement courbée ventralement (en « bec de corvin »).

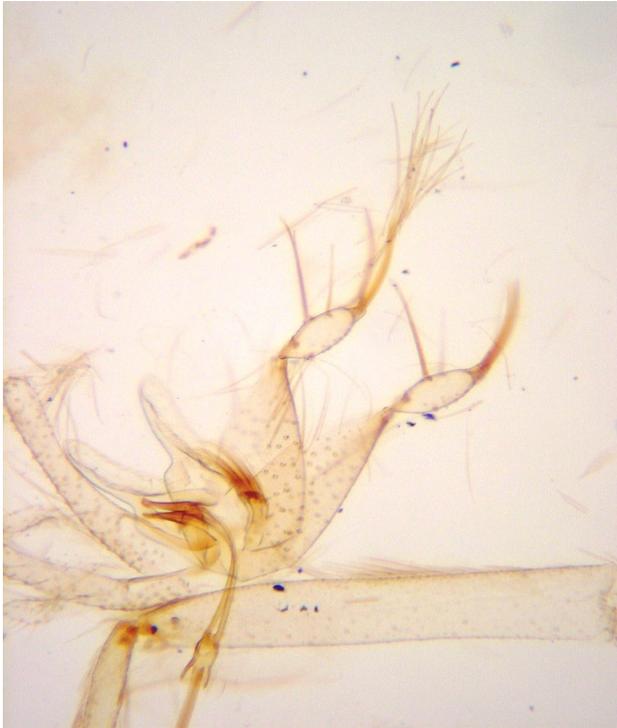
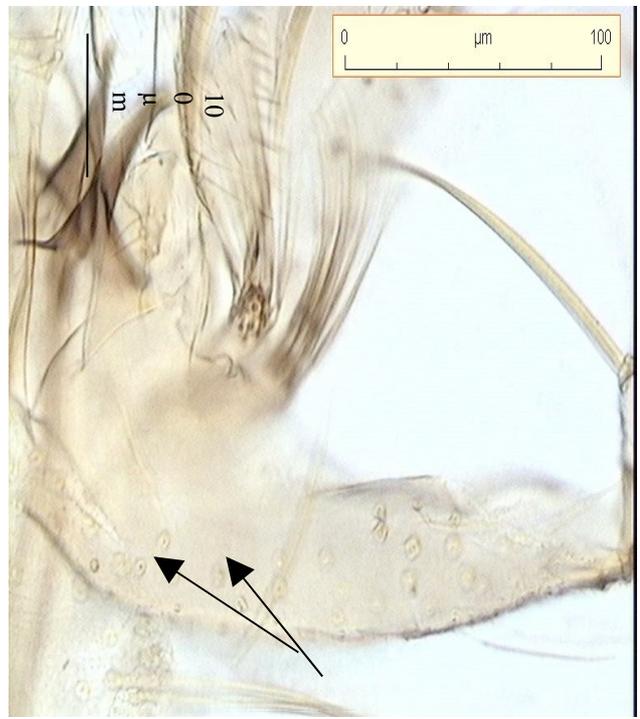
La femelle: (Fig 56 A, B et C)

- le pharynx est armé de longues dents losangiques, orientées verticalement et disposées en un réseau à mailles larges,
- le corps des spermathèques est constitué de 5 anneaux (parfois 4 à 6). Le dernier est nettement individualisé,
- La longueur de l'A III varie entre 220 et 330 µm.





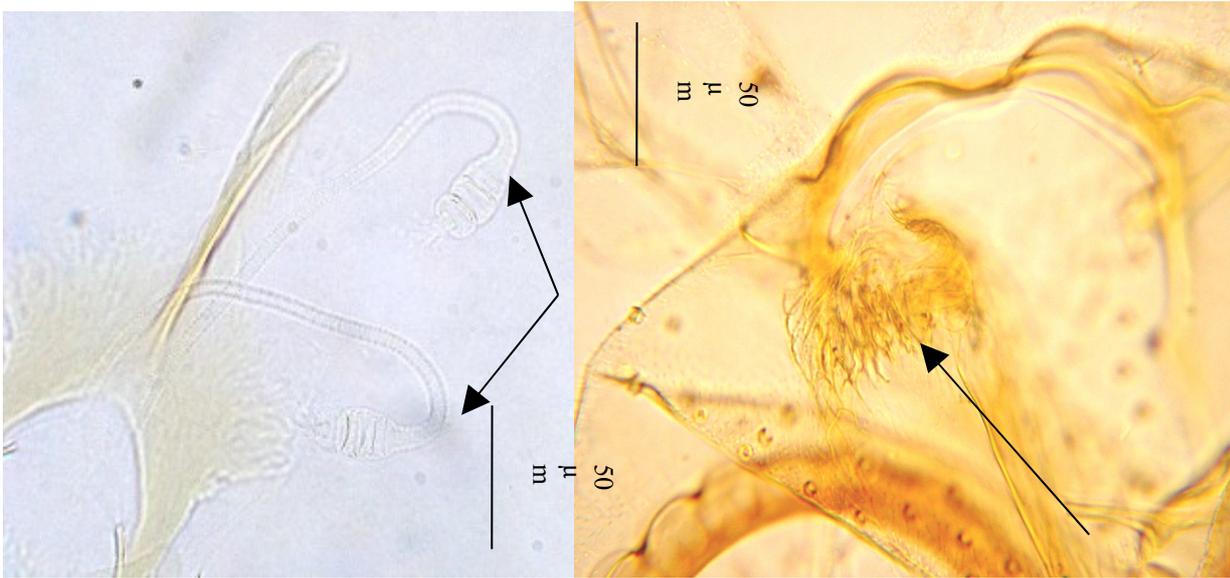
**Figure 56A: *Phlebotomus (Paraphlebotomus) sergenti* (femelle):
Spermathèque. Original**



(B)

(C)

Figure 55: (A, B) Edéage avec les lobes basales



(B)

(C)

Figure 56 : (B) Spermathèque, (C) Pharynx de *P.sergenti*

4.2.- Mensurations

Nous avons effectué une série de mesures sur différents caractères (Tableau XXI) :

Tableau XXI: Principaux caractères d'identification des mâles de *P.sergenti* (SE) (en μm)

Caractères de SE (mâle)	Nombre de valeurs	Minimum	Maximum	Moyenne	Ecart-type	Variance
A III	9	216	260	238,56	17,10	292,28
A IV	9	110	130	119,89	7,29	53,11
A V	9	107	124	117,33	6,95	48,25
Epipharynx	12	234	294	262,67	19,82	392,79
P 1	12	33	57	42,50	6,72	45,18
P 2	12	133	157	147,00	6,82	46,55
P 3	11	153	201	182,27	12,87	165,62
P 4	9	117	144	125,89	9,70	94,11
P 5	7	205	287	245,43	28,67	821,95
L coxite	12	203	236	216,42	12,15	147,72
L style	12	80	105	90,00	6,45	41,64
l paramère	12	146	181	162,83	9,26	85,79
L surstyle	12	201	274	241,58	24,13	582,27

valves péniennes	11	54	67	60,09	3,75	14,09
piston pg	11	94	128	108,45	10,41	108,27
pompe génitale	11	126	153	137,27	8,49	72,02
pavillon pg	11	32	45	39,55	3,83	14,67
filaments Génitaux	12	154	206	185,42	13,72	188,27
L lobe	12	40	52	49,00	3,46	12,00
l lobe	12	15	19	16,33	1,50	2,24
Rapport de SE (mâle)	Nombre de valeurs		Ecart-type	P		
AIII / AIV + AV	9		0,02	P > 0,1		
AIII / E	9		0,04	P > 0,1		
L cox / L style	12		0,14	P > 0,1		
L cox / L sur style	12		0,11	P > 0,1		

La longueur d'A III est comprise entre 216 et 260 µm avec une moyenne de 238,56. µm.

L'A III > IV + V

La longueur de l'épipharynx varie entre 234 et 294 µm avec une moyenne de 262,67 µm

La formule palpale est comme suit: 1, 4, 2, 3, 5.

Le nombre d'anneaux de la spermathèque est de 6 anneaux, de la largeur décroissante du sommet à la base. Les segments antennaires et spermathèques de ces femelles correspondent exactement à ceux des *P. sergenti* typique de Mac-Mahon (Ain Touta) d'Algérie (Depaquit., 1997).

***Phlebotomus (Paraphlebotomus) alexandri* Sinton, 1928**

Indian J. Med. Res., 1928,16, 297-324.

1.- SYSTEMATIQUE

Le mâle a été décrit par Sinton (1928) du nord de l'Inde sous le nom de *Phlebotomus sergenti* Var. *alexandri* rappelant sa répartition connue à l'époque et qui correspondait à celle des conquêtes d'Alexandre le grand (Haddad.,1998).

En 1933, ce même auteur donne la description de la femelle de cette variété capturée également en Inde et montre les différences morphologiques importantes avec celle de *P.sergenti* (Perfiliev, 1968).

En 1947, Theodor élève *P.alexandri* au rang d'espèce.

En 1999, Depaquit et al .considèrent *P.marismortui* headar comme un synonyme junior de *P.alexandri*. En Algérie, *P.alexandri* a été signalé pour la première fois par Parrot en 1936.

2.- REPARTITION GEOGRAPHIQUE

L'aire de sa répartition est très vaste et couvre le Nord de l'Afrique, la péninsule Arabique, l'Europe méditerranéenne et s'étend par le proche et le moyen- Orient jusqu'en Chine et en Mongolie (Artemiev et Neronov, 1984 ; Neronov et al 1987).

En Algérie, cette espèce est signalée par plusieurs auteurs: Parrot (1936), Parrot et Martin (1939), Parrot et Picheyre (1941a), Rioux et al.,(1970), Dedet et al., (1973b, 1977a, 1984), Belazzoug (1986a, 1991), Belazzoug et al., (1986d), Russo et al; (1991), Benzerroug et al., (1992), Berchi., (1993) (Fig 57).

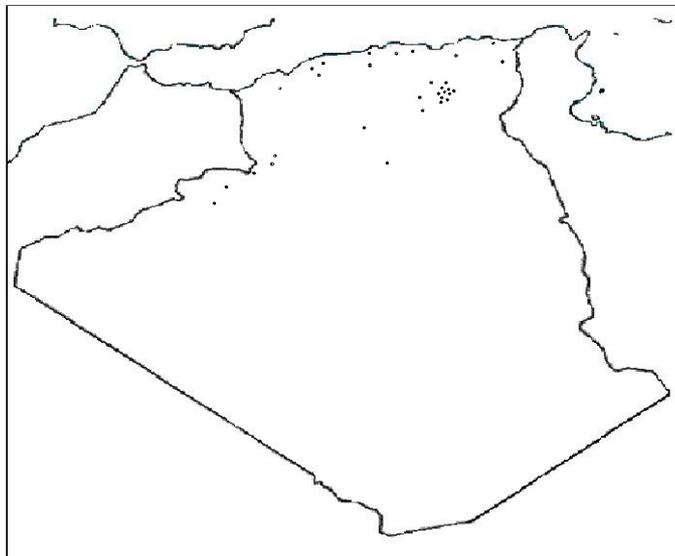


Figure 57: Répartition géographique de l'espèce *P.alexandri*

Au Maroc, par Bailly-Choumara et al., (1971), Rioux, et al., (1986c), Guessous-Idrissi et al., (1997), Gernaoui et al., (2006b), Bousaa., (2008).

En Tunisie par Rioux et al., (1969), Bourebtine et al., (2005), Ghrab et al., (2006).

3.- ETHOLOGIE

Phlebotomus alexandri, est une espèce anthropophile que l'on retrouve essentiellement dans les biotopes selvatiques des gerbilidae. Elle se localise préférentiellement aux étages arides, et péraride, essentiellement dans les sites sauvages (Rioux et al., 1984). Il est présent dans les steppes présahariennes et les massifs de l'Atlas saharien et particulièrement abondant dans l'étage bioclimatique saharien. Sa localisation la plus septentrionale en Algérie est une station située dans l'étage semi -aride. Il est particulièrement abondant dans les biotopes rocheux et secs où gîtent les mammifères, tout spécialement *Ctenodactylus gundi*, et les reptiles (Dedet et al., 1984).

Il a été piégé aussi à l'orifice des terriers des rongeurs dans la région de Beni Ounif (Parrot et Durand-Delacre, 1947 ; Belazzoug et al., 1986b). *P. alexandri* est habituellement considérée comme une espèce de montagne de moyenne altitude (Artemiev., 1978).

4.- ROLE VECTEUR

P.alexandri est considéré comme vecteur prouvé du Kala-azar en Chine où il a été trouvé infesté à un taux de 2 % dans la région Xiujiang-Uygan (Guan et al.1986). Il a été également suspecté comme vecteur de *L.viscérale* en Chine in Lewis, (1982) et dans le sud d'ex URSS (Petrischeva, 1971). Lewis (1982) le considère comme un vecteur important en Asie centrale. En Iran (Javadian et Mesghali,. 1974, Javadian et et al., 1977) le trouvent infesté par des promastigotes dans un foyer de *L. cutanée* et responsables de la *L. cutanée* en Iraq, Djibouti, Grèce, Maroc, Tunisie et Yémen (OMS, 1984).

Le comportement anthropophile de *P.alexandri* l'implique comme vecteur potentiel de *L. tropica* (Croset et al. (1978), ou vecteur suspecté (Depaquit et al .,2002) et en Egypt comme vecteur potentiel de *L. tropica* (Hanafi Hanafi et al., 2007). En Iraq, *P. Alexandri* est un vecteur prouvé de la leishmaniose viscérale causés par *L. infantum* (Coleman et al., 2006) .

P.alexandri est la troisième des plus communes des espèces capturées en Iran (représentant plus de 17 %), elle est clairement anthropophile et peut être infectée par *L. infantum*. Bien que d'autres espèces de phlébotome ont été trouvés naturellement infectés par le promastigotes, *P. alexandri* est la première qui a fait ses preuves pour *L. infantum* (Azizi et al., 2006).

En Algérie, son aire de répartition correspond à celle de L.C.Z dont il peut en constituer un vecteur secondaire (Dedet et al., 1984).

5.- COMMENTAIRE SUR NOS CAPTURES

P.alexandri apparait à l'est algérien comme une espèce des zones arides. Elle est peu représentée dans les stations prospectées, et a été capturée uniquement dans l'enclave aride de Barika et à Tamanrasset où la pluviométrie ne dépasse pas 400 mm par an .Nos captures par pièges adhésifs et pièges lumineux comprennent 31 spécimens mâles dans les murs, les ponts et les roches des bords des oueds.

5.1.- Critères d'identification

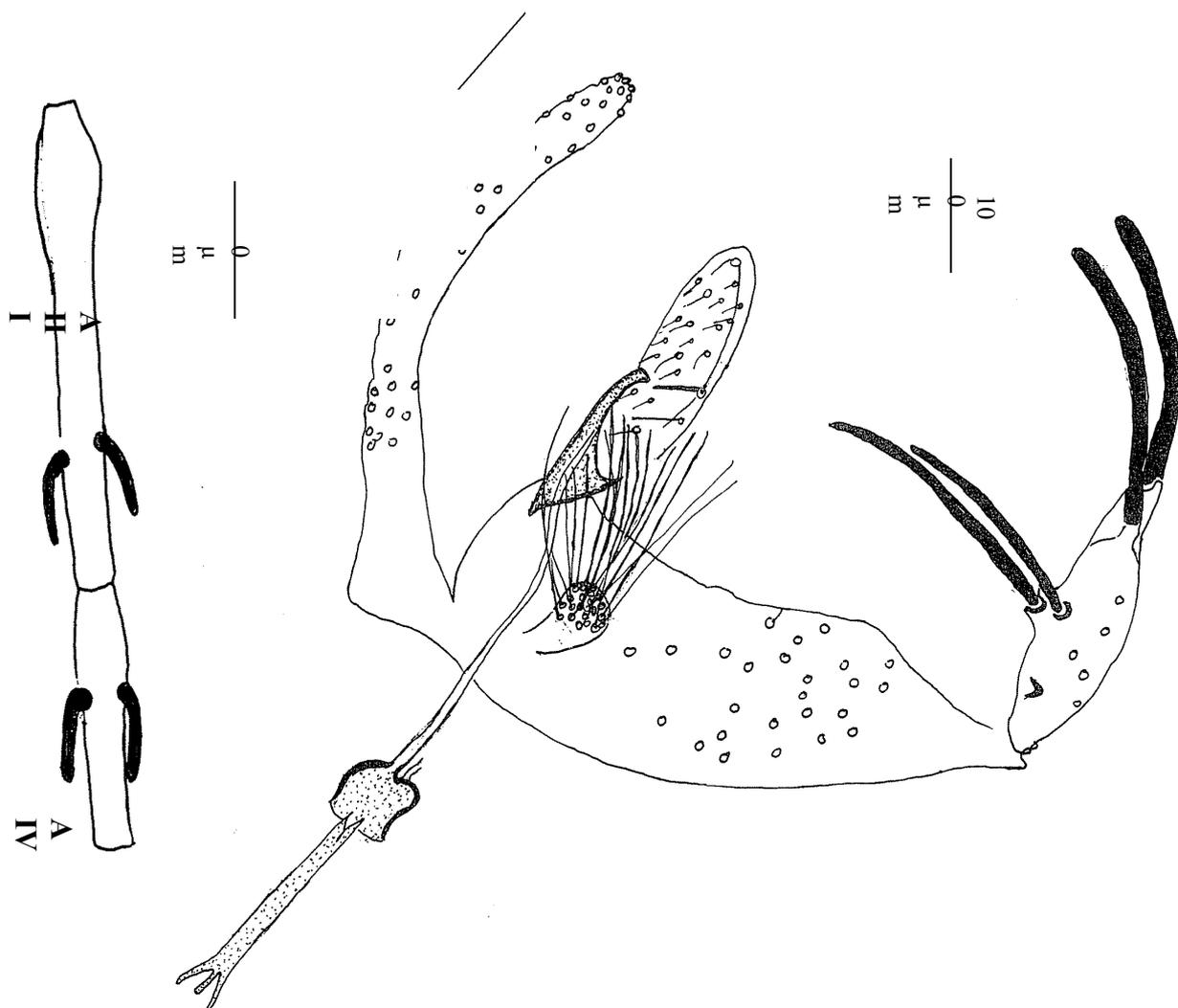
Le mâle: (Fig 58)

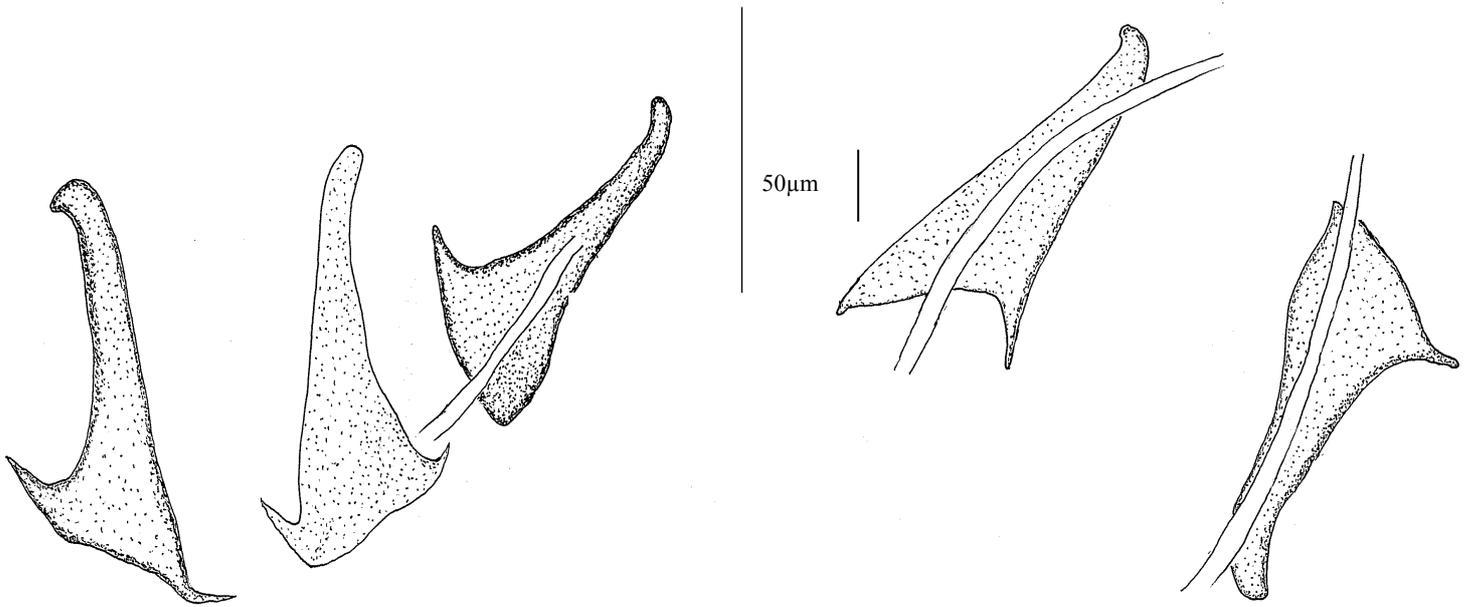
- A III court (inférieure à 170 µm)
- style relativement allongé portant quatre épines : une terminale, une sub-terminale et deux médianes.
- lobe basal du coxite, court et trapu, nettement dilaté à l'extrémité distale (en pomme d'arrosoir), ce caractère stable parmi la population, semble être assez variable selon l'origine géographique des populations (Depaquit, 1997).

- valve pénienne mousse à son extrémité et légèrement recourbée.

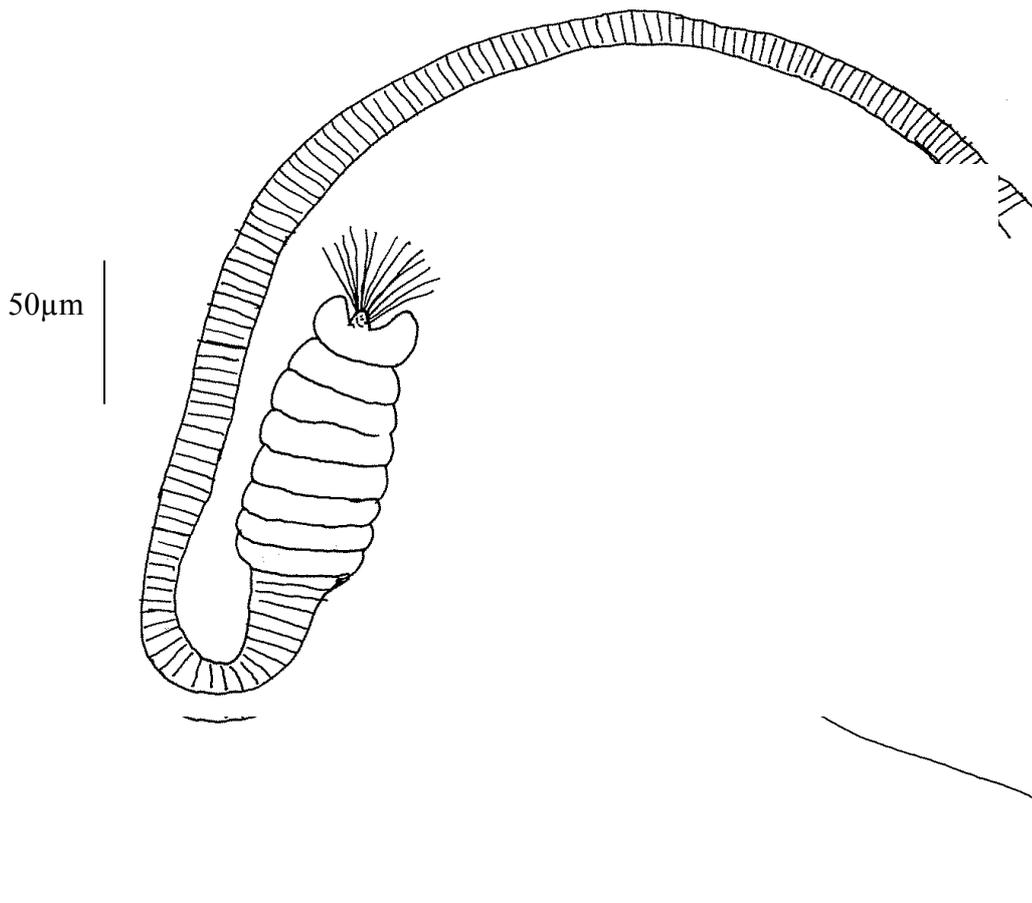
La femelle: (Fig 59)

- spermathèque portée par un conduit court, formé de 7 à 10 anneaux.
- pharynx armé de grandes dents épaisses et foncées formant un réseau rectangulaire lui conférant un aspect caractéristique.
- longueur de l'A III toujours inférieure à 170 μm .





**Figure 58: *Phlebotomus (Paraphlebotomus) alexandri* (mâle) :
Genitalia, antennes, édeages. Original**



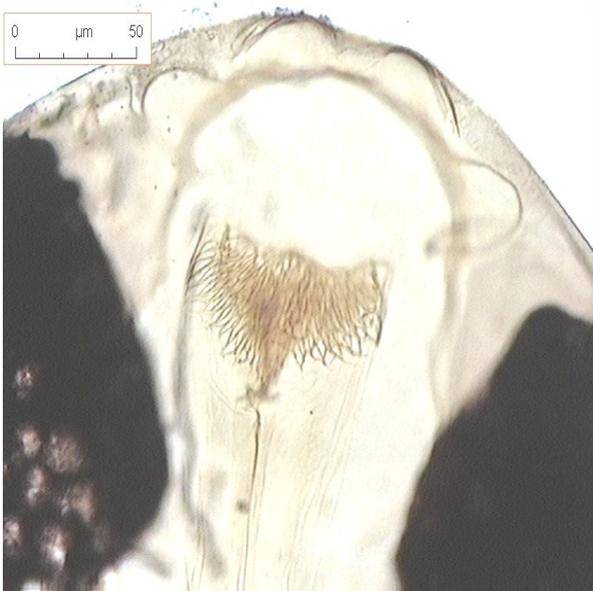


Figure 59 : *Phlebotomus (Paraphlebotomus) alexandri* (femelle) : Spermathèque et pharynx. Original

5.2.- Mensurations

P. alexandri est le seul *Paraphlebotomus* dont la longueur de l'AIII est toujours inférieure à 170µm. L'étude de la longueur des segments antennaires, et notamment celle d'AIII (Tableau XXII) montre l'homogénéité de l'espèce par rapport à ce caractère sur toute de la surface de son aire de répartition (Depaquit., 1997). Ce constat s'applique aussi bien aux mâles qu'aux femelles. AIII est constamment inférieur à A IV+ AV et le rapport A III / E inférieur à 1. Les ascoides sont court (figure 58). Cependant, en raison de la longueur réduite des segments antennaires, leur longueur relative est élevée et ils atteignent voir dépassent dépassent l'interligne articulaire suivant.

Tableau XXII: Principaux caractères d'identification des mâles de *P.alexandri* (AL) (en µm)

Caractères de AL (mâle)	Nombre de valeurs	Minimum	Maximum	Moyenne	Ecart-type	Variance
A III	5	111	153	135,2	15,42	237,7
A IV	4	72	81	77,25	3,77	14,25
A V	4	72	78	75,25	2,50	6,25
Epipharynx	8	164	209	182,5	14,31	204,86

P 1	7	28	44	35	5,69	32,33
P 2	7	94	115	101,29	6,73	45,24
P 3	7	123	138	127,43	5,26	27,62
P 4	5	81	106	93,8	9,68	93,7
P 5	4	199	236	222	16,02	256,67
L coxite	8	185	204	193,625	6,30	39,70
L style	8	103	124	111	6,09	37,14
l paramère	8	115	165	140,25	18,62	346,79
L surstyle	8	170	199	183,125	11,93	142,41
valves péniennes	8	51	65	60,375	4,60	21,13
piston pg	8	67	88	78,875	7,64	58,41
pompe génitale	8	84	108	97,5	7,56	57,14
pavillon pg	8	17	21	18,375	1,19	1,41
filaments Génitaux	8	142	191	155,625	15,74	247,70
L lobe	8	27	46	36,38	5,85	34,27
l lobe	8	20	26	22,38	1,85	3,41
Rapport de AL (Mâle)	Nombre de valeurs	Ecart-type	P			
AIII / AIV + AV	4	0,03	P > 0,1			
AIII / E	8	0,37	P = 0,02			
L cox / L style	8	0,07	P > 0,1			
L cox / L surstyle	8	0,07	P > 0,1			

Nos mensurations montrent que la longueur d'A III est comprise entre 111 et 153 µm avec une moyenne de 135,2 µm. L'A III < IV + V. La longueur de l'épipharynx est comprise entre 164 et 209 µm avec une moyenne de 182,5µm.

La formule palpale est comme suit: 1, 4, 2, 3, 5.

Le nombre d'anneaux du corps de la spermathèque est de 8 anneaux.

Le pharynx est petit. Il est orné de grandes dents épaisses et foncées formant un réseau rectangulaire

Le surstyle est toujours plus court que le coxite (Figure 58).

***Phlebotomus (Paraphlebotomus) chabaudi* Croset, Abonnenc, et Rioux, 1970**

Ann.Parasitol.Hum.Comp., 1970, 45,863-873.

1.- SYSTÉMATIQUE

Phlebotomus chabaudi a été décrit pour la première fois en Tunisie par Croset et al 1970.

La femelle est décrite sur des exemplaires tunisiens et algériens par Croset et al ,(1974) et Dedet et Addadi., (1974) sur des exemplaires Algériens .

2.- RÉPARTITION GÉOGRAPHIQUE

Phlebotomus chabaudi apparaît répandue dans toute d 'Afrique du Nord.

- En Algérie (Fig 60), elle a été signalée à Ghardaia par Rioux et al., (1970), Dedet et al., (1973b), Dedet et Addadi.,(1974,1977a). *P chabaudi* a été retrouvée à plusieurs

reprise à Biskra par Rioux et *al.*, (1974), Belazzoug et *al.*, (1986), Belazzoug (1991), Berchi (1993) et dans la région des Aurès (Bounamous et *al.* (2008).

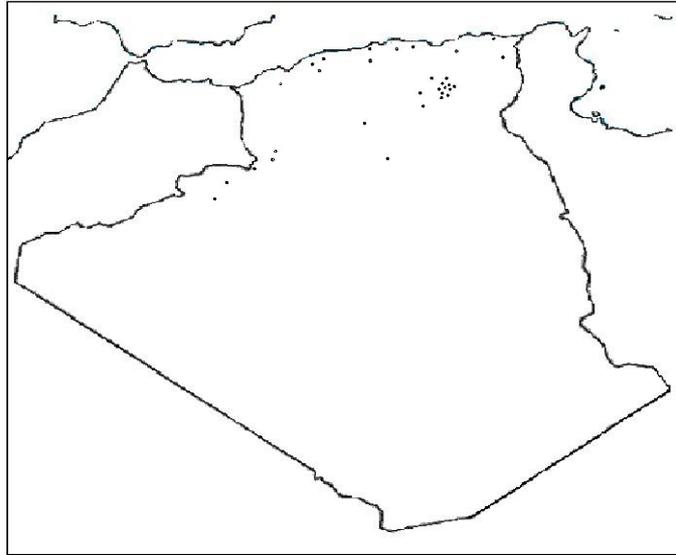


Figure 60: Répartition géographique de l'espèce *P.chabaudi*

- Au Maroc, elle est signalée par Rioux et *al.* (1975), Guessous-Idrissi, Hamdani et *al.* (1997), Gernaoui et *al.*, (2005), Boussaa., (2008).
- En Tunisie par Croset et *al.* (1970), Ghrab et *al.*, (2006), Boudabous et *al.*, (2009a).

En Espagne, l'espèce est signalé par Rioux et *al.*, (1974b), Morillas-Marquez et *al.*, (1982),

3.- ETHOLOGIE

P.chabaudi affectionne les climats semi-aride et saharien. Il se trouve aux étages froid, frais, tempéré et chaud, à des altitudes comprises entre 100 et 2150 m. *P.chabaudi* n'est pas endophile, même s'il est retrouvé parfois dans des pièges posés sur des maisons habitées.

La répartition du *P.chabaudi* se rencontre principalement dans les régions de steppe présaharienne de bioclimat aride et même saharien; tout comme *Phlebotomus alexandri* ,*Phlebotomus chabaudi* se rencontre le plus souvent dans des biotopes rocheux à l'orifice de cavités et d'anfractuosités creusées dans les falaises rocheuses (Dedet et *al.*, 1984).

4.- ROLE VECTEUR

P.chabaudi n'a jamais été reconnu comme vecteur prouvé de leishmaniose même si Killik-Kendrick (1990) le soupçonne de transmettre *L.tropica*.

Bien que *Phlebotomus (Larroussius) perniciosus* Newstead, 1911 semble être le principal vecteur. *L. killicki* est l'agent de la forme chronique de leishmanioses cutanée (CLK). Il est connu

dans des micro foyers situés dans le sud-est de la Tunisie (Rioux et *al.*, 1986a, 1986b). Récemment, des cas de *L. killicki* ont été signalés dans le Nord, le Centre et le Sud - Ouest de la Tunisie dans les foyers de CLM et CLI (Haouas et *al.*, 2005, Bouratbine et *al.*, 2005). Le réservoir et le vecteur de cette espèce ne sont pas connus. Le réservoir semble zoonotiques, principalement en raison de l'apparition des cas sporadique dans des foyers ruraux où est signalé la maladie (Bensalah et Ben Ismail, 1989). Le vecteur peut appartenir à la subgenera *Paraphlebotomus* ou *Larroussi* tel que décrit ailleurs pour *L. tropica*, une espèce étroitement apparentée à *L. killicki* (Rioux et *al.*, 1986a; Rioux et *al.*, 1990; Jacobson, 2003; Gebre-Michael et *al.*, 2004).

5.- COMMENTAIRE SUR NOS CAPTURES

P. chabaudii apparait à l'est algérien comme une espèce des zones semi aride arides et aride dans l'enclave de l'Aurès.

5.1.- Caractères d'identification

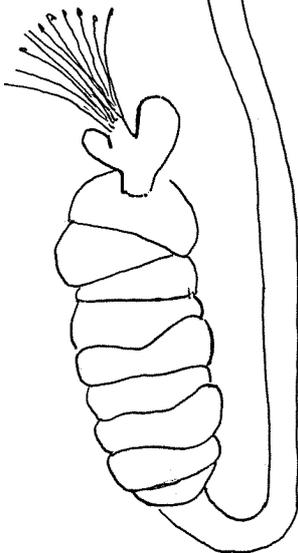
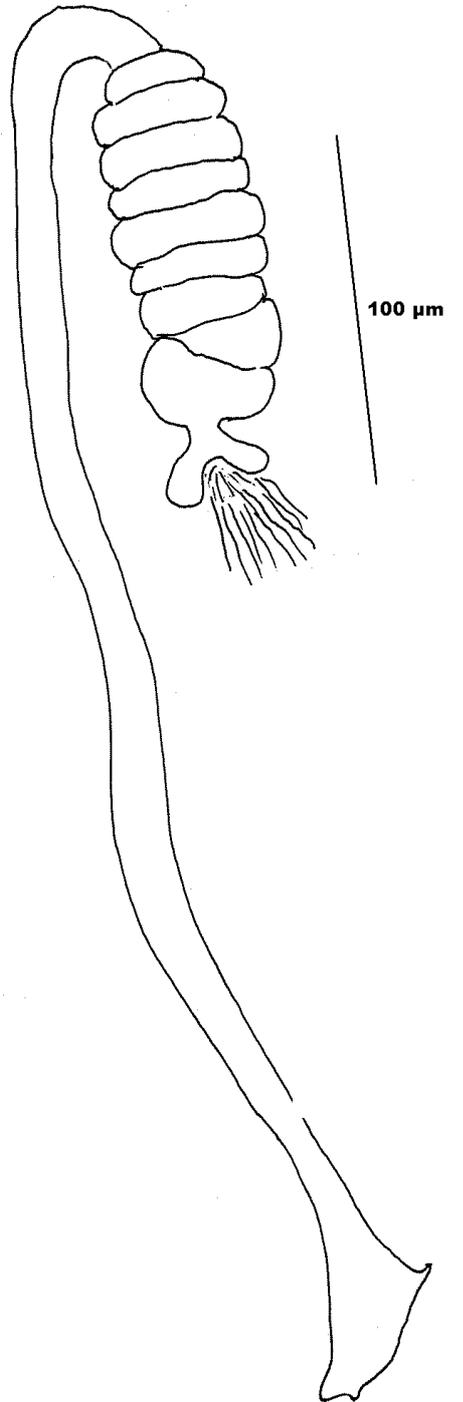
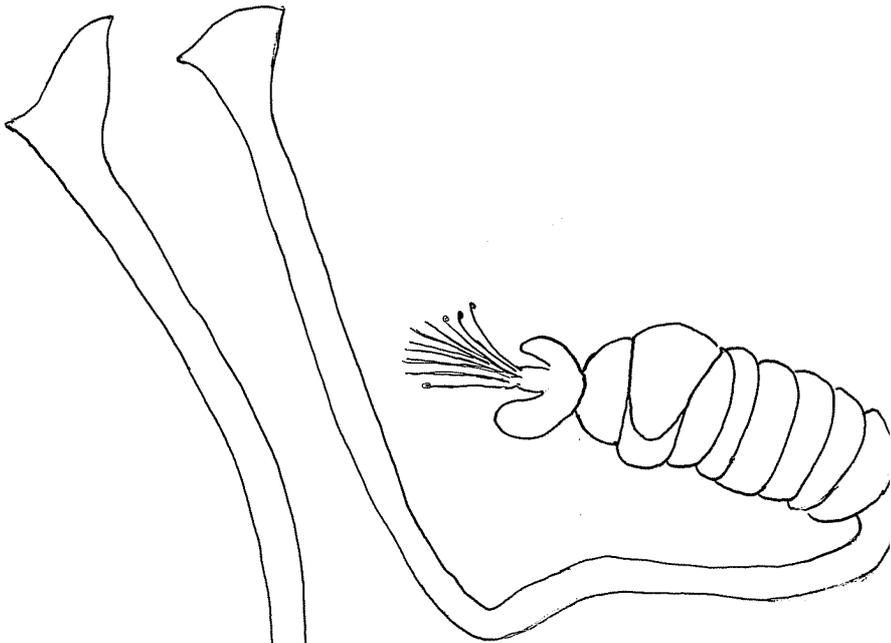
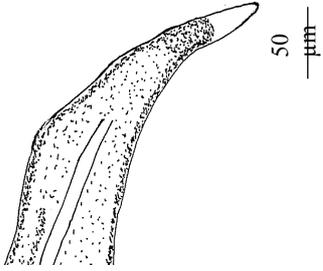
Le mâle: (Fig 61 A et B)

- style allongé rappelant celui de *P. alexandri*, compte 2 épines médianes, 1 terminale et 1 subterminale.
- surstyle plus long que le coxite,
- lobe basal du coxite de taille moyenne, bien inférieure à ceux de *P. caucasicus* et *P. saevus*.
- édéage effilé en lame de poignard. Son tiers distal, transparent et sinueux se rétrécit insensiblement pour se terminer en pointe acérée.

La femelle: (Fig 62A, B)

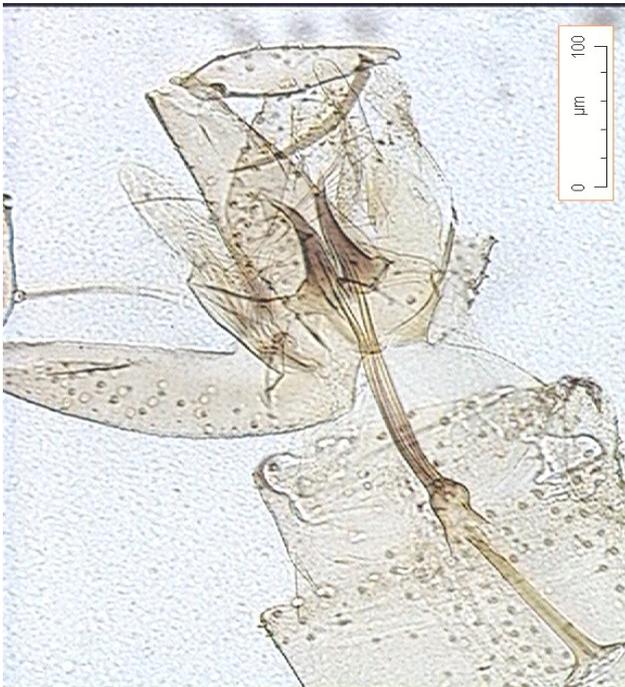
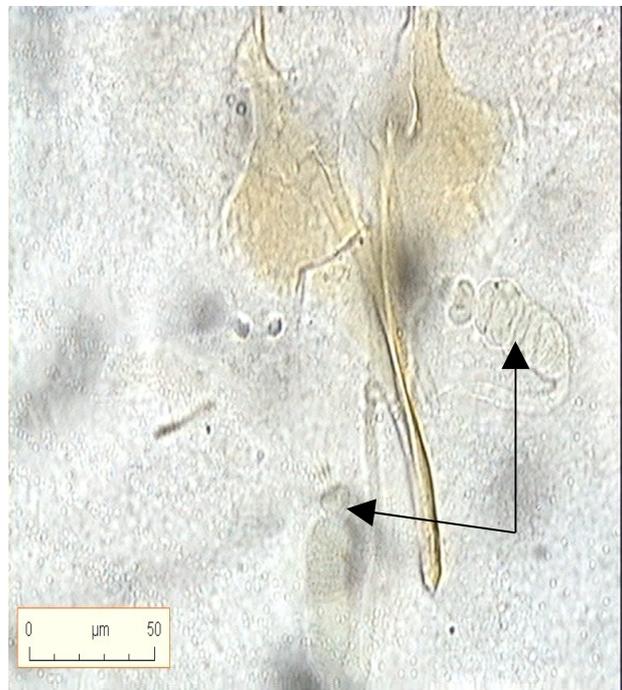
En 1974, Croset et *al.*, décrivent la femelle, et donnent les caractères individualisant *P. chabaudi* de *P. alexandri* et *P. sergenti*, sympatriques :

- spermathèques annelées, de 6 à 8 anneaux distal, le terminal étant de la même taille que les précédents. Les conduits sont discrètement striés.
- armature pharyngienne de *P. chabaudi* formant un réseau plus fourni et plus serré que celui de *P. sergenti*. Dedet et Addadi (1974) remarquent les particularités morphologiques précédentes mais ajoute des critères morphométriques (longueur de AIII, longueur des palpes, épipharynx, largeur des ailes) différentiels.



50 μm

**Figure 62 A : *Phlebotomus (Paraphlebotomus) chabaudi* (femelle) :
Spermathèques. Original**



(B)

(B)

Figure 61B: Edage (mâle).

Figure 62B: Spermathèques (femelle).

5.2.- Mensurations

Les mensurations effectuées chez les mâles sont mentionnées dans le tableau suivant :

Tableau XXIII: Principaux caractères d'identification des mâles de *P. chabaudi* (CB) (en μm)

Caractères de CB (mâle)	Nombre de valeurs	Minimum	Maximum	Moyenne	Ecart-type	Variance
A III	2	298	304	301	4,24	18
A IV	2	138	140	139	1,41	2
A V	2	133	134	133,5	0,71	0,5
Epipharynx	5	267	304	287,8	4,24	296,2

P1	5	35	44	38,2	1,41	14,2
P2	5	150	169	156	0,71	55,5
P3	5	174	199	186,2	17,21	124,7
P4	3	133	149	140,33	3,77	65,33
P5	3	303	336	319	7,45	273
L coxite	7	214	228	223,86	4,78	22,81
L style	7	123	138	127,71	6,05	36,57
L paramère	7	149	174	160,86	7,54	56,81
L surstyle	7	234	282	261	16,87	284,67
valves péniennes	7	79	94	87,29	4,99	24,90
piston pg	6	117	134	126,67	7,53	56,67
pompe génitale	6	151	169	158,33	8,04	64,67
pavillon pg	6	41	50	44	3,16	10
filaments Génitaux	7	170	211	185,43	12,87	165,62
L lobe	7	31	43	37,86	4,56	20,81
l lobe	7	11	16	12,86	1,95	3,81
Rapport deCB (mâle)	Nombre de valeurs		Ecart-type	P		
AIII / AIV + AV	2		0,01	P > 0,1		
AIII / E	2		0,004	P > 0,1		
L cox / L style	7		0,1	P = 0,08		
L cox / L sur style	7		0,06	P > 0,1		

◇- **Chez le mâle:**

Selon le tableau 23, la formule antennaire: La longueur d'A III est comprise entre 298 et 304 µm avec une moyenne de 301 µm, le rapport A III > AIV+AV. AIII / E est proche de 1. Les épines géniculées sont simples ; l'extrémité libre ne dépasse pas l'interligne articulaire. La formule antennaire est de 2 / III –XV. La formule palpale est de: 1, 4, 2, 3, 5. La longueur de l'épipharynx se situe entre 267 et 304 µm avec une moyenne de 287,8 µm. L'analyse de normalité des distributions (test Anderson) donne les résultats suivants (la distribution des valeurs est considérée comme normale (Annexe 6).

◇- **Chez la femelle:**

Les femelles morphologiquement très proches les une des autres, possède une spermathèque dont le dernier est campanul (Fig 62A), un pharynx muni de grandes dents formant un réseau à maille lâche, les antennes sont munies d'ascoïdes ne dépasse pas l'interligne articulaire suivant.

***Phlebotomus (Paraphlebotomus) riouxi* Depaquit, Killick-Kendrick & Léger, 1998.**

Parasite, 1998, 5,151-158

1.- SYSTEMATIQUE ET REPARTITION GEOGRAPHIQUE

Phlebotomus riouxi a été décrite en 1998 du Maghreb sur des caractères morphologiques et morphométriques (Dépaquit et al 1998). Proche de *P.chabaudi* elle se distingue par la taille plus grande et la vestiture plus marquée du globe basale du coxite. *P.riouxi* est une espèce typiquement maghrebine (Algérie, Maroc, Tunisie) et signalé aussi en Espagne par Rioux et *al.*, (1970). Ils remarquent l'existence en Algérie de *P.chabaudi* porteurs d'un lobe basal du coxite garni de 30 à 49 soies. Après une révision d'exemplaires de paraphlébotomes d'origine variée, Dépaquit., (1997) montre la présence de deux formes de *P.chabaudi*.

2.- ETHOLOGIE

P.riouxi se trouve dans les climats semi-aride et saharien. La répartition du *P.riouxi* se rencontre principalement dans les régions de steppe présaharienne de bioclimat aride et même saharien; tout comme *Phlebotomus alexandri* et *Phlebotomus chabaudi*, *P. riouxi* se rencontre le plus souvent dans des biotopes rocheux et calcaire et dans les anfractuosités creusées dans les falaises rocheuses (Rioux et *al.*, 1970).

3.- COMMENTAIRES SUR NOS CAPTURES

Nous avons capturé 12 spécimens de *P.riouxi* uniquement dans les sites de la région de Ghardaia où le climat est saharien.

3.1.- Critères d'identification :

Le mâle: (Fig 63 A, B)

- coxite étroit et allongé, avec un lobe basal allongé, isodiamétrique, symétrique, à extrémité distale conique garnie de 23 à 40 soies
- style étroit et allongé porteur de 4 épines : une terminale, une subterminale, implantée à 80% de la longueur et 2 médiane de diamètres inégaux, implantées au milieu,
- paramère simple, terminée par une forme en « raquette » couvert de courtes soies drues, avec deux à 10 autres soies à sa base,
- surstyle légèrement courbé, plus long que le coxite,
- edéage effilé à extrémité pointue et généralement biseauté,
- filaments génitaux court comme chez les autres *Paraphlebotomus*

La femelle: (Fig 64 A et B)

Indifférenciable de celle de *P.chabaudi* sur les caractères usuels :

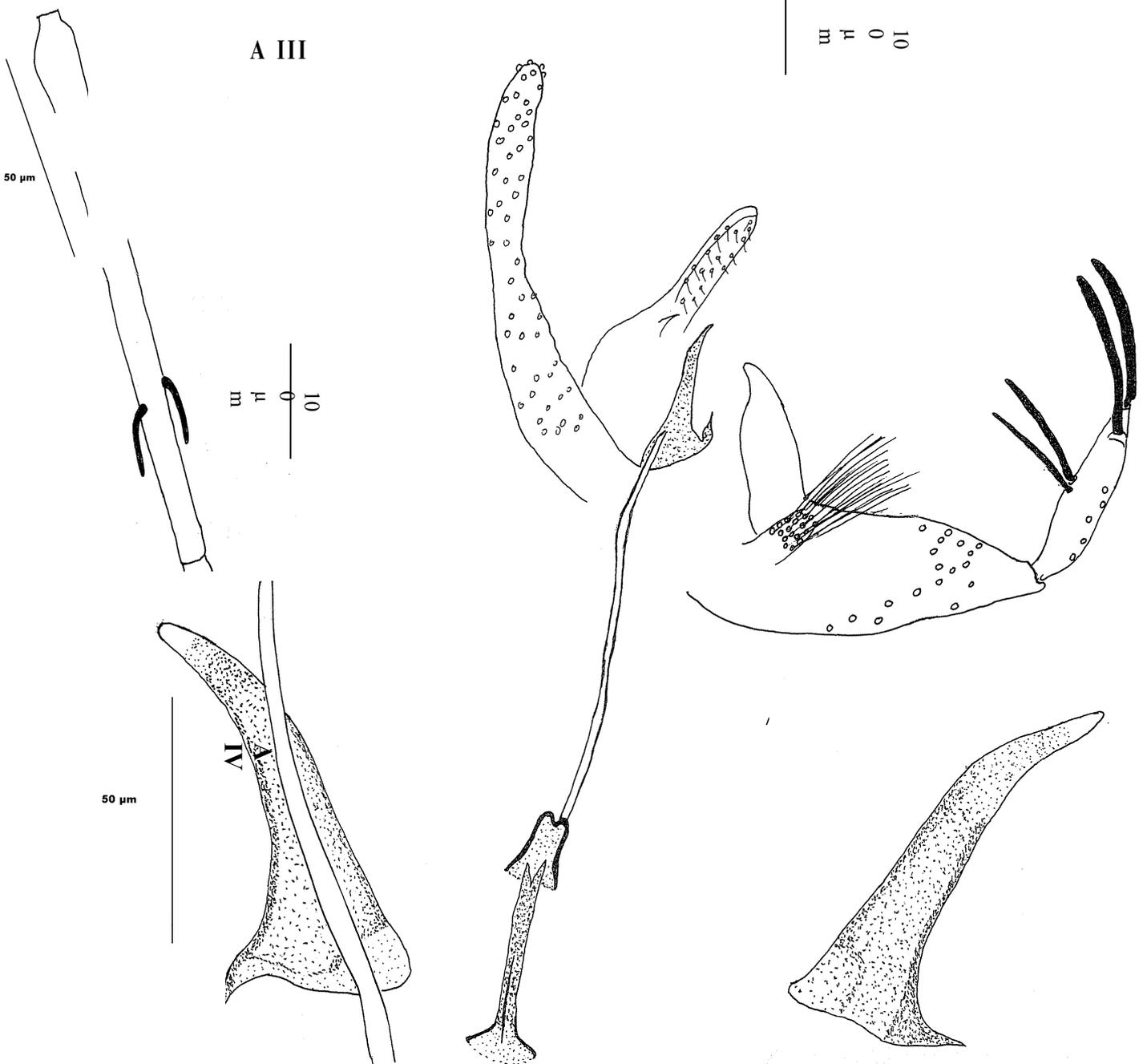
- armature pharyngienne développée, formée de dents en flamme et disposées en réseau étiré dans le sens de la longueur,
- le corps de la spermathèque est formé de 7 à 9 anneaux dont le dernier campanulé, se détache nettement des autres (Depaquit et *al.*, 1998),
- un caractère céphalique nouveau tenant à la présence de dents latérales antérieures chez *P. chabaudi*, absentes chez *P. riouxi*, est proposé mais un recours au typage moléculaire semble nécessaire pour une identification fiable (Bounamous et *al.*, 2008).



(A)

(B)

Figure 64: (A) Spermathèque de la femelle Figure 63 : (B) Edeage et le lobe basale du mâle de *P.riouxi*



**Figure 63 B: *Phlebotomus (Paraphlebotomus) riouxi* (mâle):
Genitalia, antennes, édeages. Original**

3.2.- Mensurations

Nous avons réalisé chez les mâles un certain nombre de mesures réalisées à partir desquelles des rapports ont été calculés (Tableau XXIV).

Tableau XXIV: Principaux caractères d'identification des mâles de *P.riouxi* (RX) (en µm)

Caractères de RX (mâle)	Nombre de valeurs	Minimum	Maximum	Moyenne	Ecart-type	Variance
A III	6	265	293	284,67	10,67	113,87
A IV	6	125	135	132,00	3,69	13,60
A V	6	123	137	129,83	4,54	20,57
Epipharynx	8	244	297	266,00	18,76	352,00
P 1	7	36	64	45,29	9,67	93,57
P 2	7	134	157	146,71	8,67	75,24
P 3	7	158	184	175,57	8,34	69,62
P 4	7	115	143	130,43	9,61	92,29
P 5	6	256	300	281,33	17,91	320,67
L coxite	9	224	258	240,22	11,86	140,69
L style	9	106	129	121,89	7,94	63,11
l paramère	9	165	219	184,33	19,26	371,00
L surstyle	9	191	297	258,89	30,91	955,36
valves péniennes	9	73	92	83,78	5,76	33,19
piston pg	9	104	149	130,44	13,24	175,28
pompe génitale	9	133	185	164,00	14,59	213,00
pavillon pg	9	39	50	43,67	3,46	12,00
filaments Génitaux	9	176	211	193,44	12,98	168,53
L lobe	9	46	77	60,89	10,19	103,86
l lobe	9	22	30	26,11	3,44	11,86
Rapport de RX (mâle)	Nombre de	Ecart-type	P			

	valeurs		
A III / A IV + AV	6	0,01	P > 0,1
A III / E	6	0,08	P > 0,1
L cox / L style	9	0,16	P < 0,01
L cox / L sur style	9	0,11	P < 0,01

◇ - **Chez le mâle :**

La formule antennaire chez le mâle : La longueur d'A III est comprise entre 265 et 293 µm avec une moyenne de 284,67 µm, le rapport A III > A IV+A V : AIII / E est proche de 1.

La formule palpale est de: 1,4, 2, 3, 5.

La longueur de l'épipharynx varie entre de 244 et 297 µm avec une moyenne de 266,00µm.

3.3.- Comparaison entre deux espèces affines: *P. chabaudi* et *P. riouxi*

La description de *P. riouxi* Depaquit Killick-Kendrick & Léger (1998) s'appuie principalement sur la morphologie des mâles. Les auteurs soulignent la difficulté d'identifier la femelle de l'espèce affine *P. chabaudi* (Croset, Abonnenc et Rioux, 1970). Ils ont proposé l'observation de l'armature de l'atrium génital, plus développée chez *P. riouxi* que chez *P. chabaudi* (Depaquit *et al.*, 1998). Ces auteurs n'ont pas pu différenciés entre la femelle de ces deux espèces affines, plus particulièrement en ce qui concerne les spermathèques (figure 65). Il est possible d'isoler deux populations dont les mensurations sont indiquées dans le tableau XXV.

En 1970, Rioux, Crosset et Guy remarquent, en Algérie que *P.chabaudi* est porteur d'un lobe basal du coxite garni de 30 à 49 soies. Ils attribuent cette variation à l'isolement de la population étudiée.

Les mensurations effectuées chez les mâles de deux populations sont mentionnées dans le tableau XXV. La population dont le lobe basal est de petite taille est appelée *P.chabaudi* et la population munie d'un gros lobe est appelée *P.riouxi*.

Tableau XXV : Comparaison des principaux caractères d'identification entre mâle *P.chabaudi* et *P.riouxi* (µm).

Caractères	Espèces	Nombre de valeurs	Minimum	Maximum	Moyenne	Ecartype	Variance
A III	<i>P.chabaudi</i>	2	298	304	301	4,24	18
	<i>P.riouxi</i>	6	265	293	284,67	10,67	113,87
A IV	<i>P.chabaudi</i>	2	138	140	139	1,41	2
	<i>P.riouxi</i>	6	125	135	132	3,69	13,6
Epipharynx	<i>P.chabaudi</i>	5	267	304	287,8	4,24	296,2
	<i>P.riouxi</i>	8	244	297	266	18,76	352
L coxite	<i>P.chabaudi</i>	7	214	228	223,86	4,78	22,81
	<i>P.riouxi</i>	9	224	258	240,22	11,86	140,69
L style	<i>P.chabaudi</i>	7	123	138	127,71	6,05	36,57
	<i>P.riouxi</i>	9	106	129	121,89	7,94	63,11
valves	<i>P.chabaudi</i>	7	79	94	87,29	4,99	24,9

péniennes							
	<i>P.riouxi</i>	9	73	92	83,78	5,76	33,19
L lobe	<i>P.chabaudi</i>	7	31	43	37,86	4,56	20,81
	<i>P.riouxi</i>	9	46	77	60,89	10,19	103,86
ℓ lobe	<i>P.chabaudi</i>	7	11	16	12,86	1,95	3,81
	<i>P.riouxi</i>	9	22	30	26,11	3,44	11,86

L: longueur

ℓ : largeur

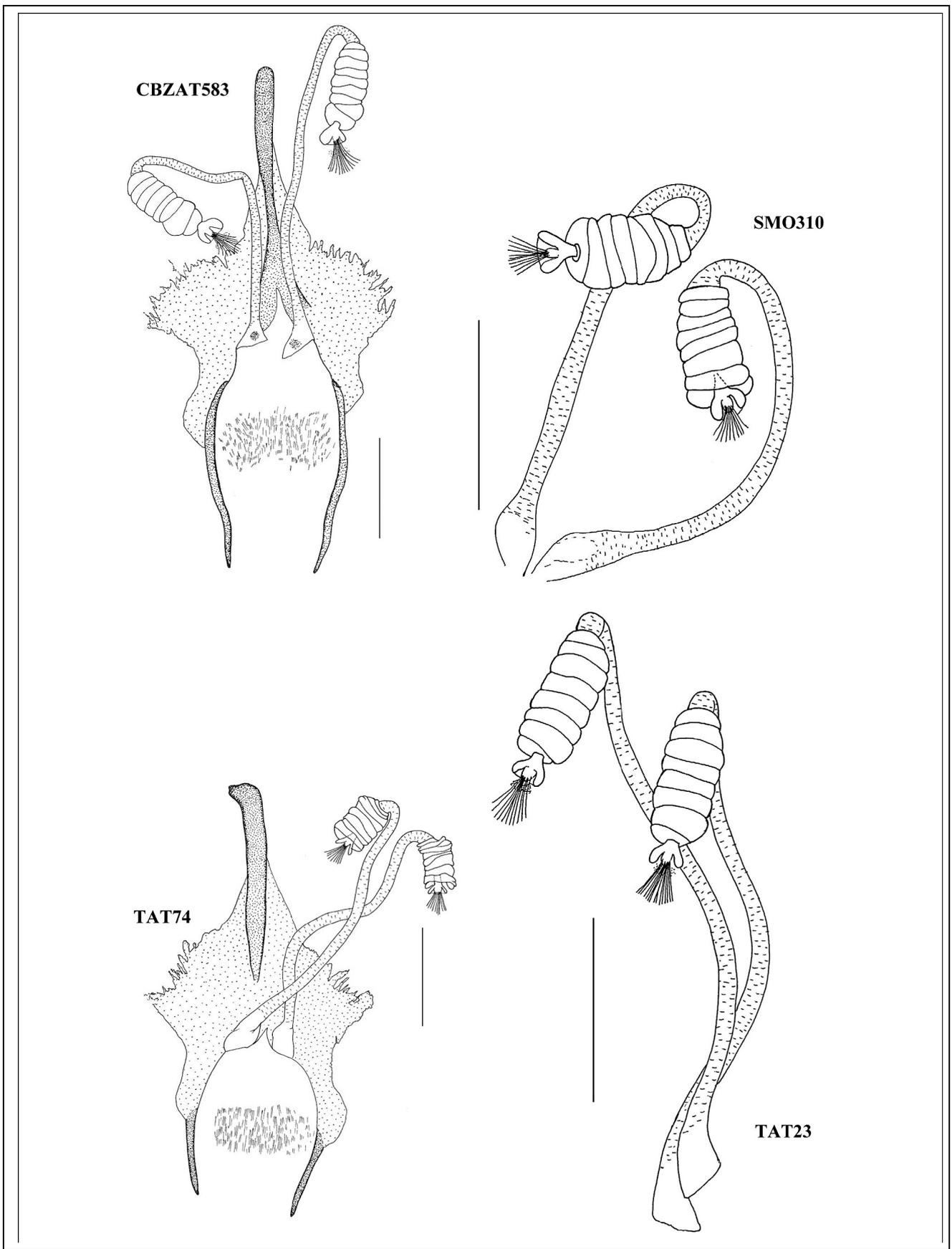


Figure 65: Spermatheques, furcas et armatures de l'atrium génital chez *P. chabaudi* (CBZAT583 & SMO310) et chez *P. riouxi* (TAT74 & TAT23). Barres = 50 µm.



Figure 66: Pharynx de femelles de *P. chabaudi* (SMA215 & SMO436) et de *P. riouxi* (TAT74). Noter la présence de dents latérales antérieures chez *P. chabaudi* (désignées par les flèches), absentes chez

***P. riouxi* et la variabilité de l'importance de l'armature pharyngienne chez *P. chabaudi*.**

Selon Depaquit *et al.* (1998), l'armature de l'atrium génital, paraît plus développée chez *P. riouxi* que chez *P. chabaudi*. Ces auteurs considèrent ce caractère potentiellement discriminant. Cependant, la difficulté d'observation de ce caractère est souvent délicate, ce qui explique que nos travaux ne confirme pas ces différences (figure 66).

Par ailleurs, l'examen de l'armature pharyngienne fait apparaître chez *P. chabaudi* une ligne de dents latérales antérieures, ligne absente chez *P. riouxi*. Dès lors ce caractère devrait différencier les deux espèces.

Si Depaquit *et al.* (1998) ont recensé quelques rares stations où les deux espèces sont en sympatrie, notamment au Maroc, ce n'est pas le cas dans la présente étude où les deux espèces sont géographiquement séparées tant en Algérie qu'en Tunisie.

En Algérie, on rencontre *P. chabaudi* dans la région des Aurès tandis que *P. riouxi* est présent à Ghardaïa d'où il avait été identifié en 1970, antérieurement à la description de *P. riouxi*, sous le binôme *P. chabaudi* (Rioux *et al.*, 1970).

En Tunisie, *P. chabaudi* est présent dans les régions de Mahadia et de Monastir. Dans le foyer à *L. killicki* de Tatahouine, cette espèce semble absente de la région de Tatahouine où seule *P. riouxi* a été identifiée par nos soins.

Cette espèce pourrait être le vecteur dans ce foyer et non *P. chabaudi* (Rioux *et al.*, 1986a). Par contre, dans ce même foyer, Ghrab *et al.*, (2006) mentionnent la présence de *P. chabaudi* et l'absence de *P. riouxi* à Rogba et Nsefri dans la région de Tatahouine.

En Algérie, la première mention de leishmaniose à *L. killicki* dans la région de Ghardaïa (Harrat. *et al.*, 2009) peut être justifiée par la présence de *P. riouxi* dans cette région.

En définitive, le séquençage du gène CYT B est recommandé pour la distinction des femelles de *P. chabaudi* et de *P. riouxi*, en particulier lors d'études épidémiologiques visant à dépister le vecteur de *L. killicki*.

CLE D'IDENTIFICATION DES PHLEBOTOMES D'ALGERIE

DETERMINATION DU GENRE *PHLEBOTOMUS*

- soies des tergites abdominaux toutes dressées
 - armature cibariale absente
 - spermathèques complètement ou incomplètement segmentées
- génitalia : style muni de 4 à 5 épines.

DETERMINATION DES ESPECES DU GENRE *PHLEBOTOMUS* MALES

Clé des Mâles:

1- Soies des tergites abdominaux II et VI uniformément dressées .Cibarium interne. Style porteur de 4 ou 5 épines insérées à des niveaux différents et dépourvu de soie caduque :

Genre *Phlebotomus*.....1

1- Style à 4 épines2

Sous genre *Paraphlebotomus*.....5

Style à 5 épines.....3

3- Style long à 5 épines courtes et spatulées, dont trois sont terminales : Paramère trilobé, lobe latéral armé de deux épines terminales :

Sous genre *Phlebotomus*.....4

Style trapu à 5 épines, dont 2 terminales, lobe latéral inerme :

Sous genre *Larrousius*..... 7

4-Epine médiane du style plus rapprochée de l'épine basale que des épines terminales ; touffe de 12soies longues et bien différenciées à l'apex du coxite ; tubercule basal du coxite portant plus de 6 soies :

Phlebotomus (Phlebotomus) papatasi (Scopoli, 1786)

Epine médiane du style à mi-distance entre l'épine basale et le groupe des épines terminales, ou plus près de ce dernier ; touffe de 6 ou 7 soies longues à l'apex du coxite ; petit tubercule basal du coxite portant 6 soies :

Phlebotomus (Phlebotomus) bergeroti (Parrot, 1934)

5- Valve pénienne en lame aigue, transparente, non recourbée à l'apex :

Phlebotomus (Paraphlebotomus) chabaudi (Croset, Abonnenc et Rioux, 1970)

Valve pénienne recourbée en «bec de rapace » à l'apex.....6

6- Une seule épine terminale sur le style ; lobe latéral plus court ou égal au coxite ; à la base du coxite, présence d'un lobe court, trapu et nettement dilaté à l'extrémité :

***Phlebotomus (Paraphlebotomus) alexandri* (Sinton, 1928)**

Deux épines terminales sur le style ; lobe latéral plus long que le coxite : à la base du coxite, lobe de taille moyenne, peu élargi à l'apex, à soies courtes :

***Phlebotomus (Paraphlebotomus) sergenti* (Parrot, 1917)**

7- Valve pénienne bifide à l'apex :

***Phlebotomus (Larroussius) perniciosus* (Newstead 1911)**

Valve pénienne simple à l'apex.....8

8- Valve pénienne pointue à l'apex.....9

Valve pénienne arrondie à l'apex.....10

9- Valve pénienne régulièrement effilée, se terminant par une pointue longue, légèrement asymétrique :

***Phlebotomus (Larroussius) longicuspis* (Nitzulescu, 1930)**

Valve pénienne tronquée en biseau, se terminant par une pointe très courte, nettement asymétrique :

***Phlebotomus (Larroussius) langeroni* (Nitzulescu 1930)**

10- Bord dorsal de la valve pénienne porteur de 4 à 6 dents ; valve arqué et spatulée à l'apex :

***Phlebotomus (Larroussius) perfiliewi* (Parrot, 1930)**

Valve pénienne renflée en battant de cloche.....11

11- Coxite pourvu d'un placard de 30 à 45 soies :

***Phlebotomus (Larroussius) ariasi*. (Tonnoir, 1921)**

Coxite pourvu d'un placard de 60 à 80 soies :

***Phlebotomus (Larroussius) chadlii* (Rioux, Juminer et Gibily, 1966)**

12- Valve pénienne épaisse, digitiforme, arrondie à l'apex :

Clé des Femelles:

1- Soies des tergites abdominaux II et VI uniformément dressées. Cibarium inerme (ou armé seulement de petits denticules épars difficilement visibles.

Genre *Phlebotomus*.....2

2- Spermathèque à réservoir annelé, à tête sessile.....3

Spermathèque à réservoir annelé et munie d'un col long et étroit :

Sous genre *Larroussius*.....7

1- Anneau de la spermathèque tous de la même taille. Pharynx postérieur muni de denticulations irrégulières :

Sous genre *Phlebotomus*.....4

Anneau terminal de la spermathèque plus grand que les autres. Pharynx postérieur armé de fortes écailles :

Sous genre *Paraphlebotomus*.....5

2- Spermathèque de 5 à 8 anneaux :

Phlebotomus (Phlebotomus) bergeroti

Spermathèque de 8 à 12 anneaux :

Phlebotomus (Phlebotomus) papatasi

5 - Troisièmes segments de l'antenne court (III inférieur ou égale au IV + V) :100 à 160 micron) :

Phlebotomus (Paraphlebotomus) alexandri

Troisième segment de l'antenne long (III supérieur à IV +V réunis) : plus de 200

microns.....6

6 - Spermathèque muni d'une collerette terminale. Pharynx présentant une plage écailleuse étendue ($\frac{1}{3}$ postérieur de l'organe) formée d'écaille de taille moyenne, très nombreuse et régulière :

Phlebotomus (Paraphlebotomus) chabaudi

Spermathèque dépourvue d'une collerette terminale. Dernier segment de la spermathèque globuleux tête étroite et subovulaire. Pharynx postérieur présentant une plage écailleuse occupant le $\frac{1}{4}$ postérieur de l'organe et formé d'un nombre réduit d'écailles de grandes tailles et très acérées :

Phlebotomus (Paraphlebotomus) sergenti

7- Conduit de la spermathèque lisse et dilaté dans sa partie proximale :

Phlebotomus (Larroussius) ariasi

Conduit de la spermathèque de calibre uniforme et strié transversalement sur toute sa

longueur.....8

8- Spermathèque de 12 à 18 anneaux :

Phlebotomus (Larroussius) perfiliewi

Spermathèque de 7 à 12 anneaux :

Phlebotomus (Larroussius) perniciosus, ou

Phlebotomus (Larroussius) longicuspis, ou

Phlebotomus (Larroussius) longeroni

II - Genre *Sergentomyia* França et Parrot, 1920

Les phlébotomes du genre *Sergentomyia* sont connus depuis longtemps comme se nourrissant sur les reptiles. Ils sont impliqués dans la transmission de *Sauroleishmania*, Trypanosomatidés de reptiles dans l'ancien monde. Ils ne présentent donc pas de risque épidémiologique pour l'Homme (Lane., 1993) bien que certaines espèces se nourrissent sur l'Homme (Hoogstraal *et al.*, 1962). Plusieurs virus ont été isolés des phlébotomes du genre *Sergentomyia* comme le virus *Saboya chandipura* et les virus ArD 95737 (Ba *et al.*, 1999) et ArD 111740 (Charrel *et al.*, 2006). Récemment, l'isolement de l'ARN de virus humains chez les espèces du genre *Sergentomyia*, a permis de soupçonner leur rôle vecteur (Geevarchese *et al.*, 2005, Charrel *et al.*, 2006).

Par ailleurs, de nombreuses espèces et sous-espèces de *Sergentomyia* ont été décrites.

Le genre *Sergentomyia* regroupe jusqu'à 12 sous-genres (Artemiev, 1991). Leur statut comme leur regroupement en sous-genres et groupes demeurent source de controverse (Benabdennbi *et al.*, 1996). Selon Theodor (1958), les critères d'inclusion de ce genre sont :

- les poils des tergites abdominaux 2 à 6, tous couchés (ou éventuellement quelques soies dressées sur le bord postérieur),
- la formule antennaire (sauf exceptions) 2/III - XV chez la femelle et 1/III - XV chez le mâle.
- la formule papillaire (sauf exception : 1/III - IV.
- le cibarium armé avec une plage pigmentée plus ou moins développée.
- les spermathèques annelées, segmentées ou tubulaires
- les styles porteurs de 4 longues épines et d'une petite soie ventrale non caduque.

D'après les travaux de Belazzoug., (1991) et Izri., (1994) dix espèces du genre *Sergentomyia* sont identifiées en Algérie. Malgré cette richesse spécifique, seules des études morphologiques ont été menées sur les espèces de ce genre en Algérie et aucune caractérisation moléculaire n'est rapportée.

1- Sous-genre *Sergentomyia* França et Parrot, 1920

D'après Artemiev (1991), ce sous-genre comporterait 48 espèces réparties en 8 groupes.

Les critères d'inclusion sont :

Chez les Mâles

- édéage épais digitiforme, arrondi à son extrémité.

Chez les femelles

- la spermathèque tubulaire, lisse, légèrement et progressivement élargie dans sa partie distale forme le réservoir sans démarcation nette.

A l'exception des espèces africaines, sub sahariennes le sous-genre quoique numériquement très important a été très peu étudié depuis Abonnenc (1972) du fait qu'il ne semble pas impliqué dans la transmission de leishmanioses humaines.

En Algérie, ce sous-genre est représenté par 4 espèces: *S. (Sergentomyia) munita*, *S. fallax*, *S. antennata* et *S. schwetzi*.

SYSTEMATIQUE ET REPARTITION GEOGRAPHIQUE

En 1843, Rondani décrit ce phlébotome à partir d'un exemplaire provenant du nord de l'Italie sous binôme *Phlebotomus minutus*.

En 1911, Newstead retrouve cette espèce qui devient le chef de file d'un groupe de phlébotomes dont l'aire de distribution recouvre l'Europe, l'Asie, l'Afrique. Mais sa position systématique devient vite l'objet de controverses et Theodor en 1948 range *Phlebotomus minutus* dans le genre *Sergentomyia*.

En 1958, il considère que cette espèce est constituée de sous espèces :

Sergentomyia minuta minuta, sous espèce européenne pourvue en moyenne de 40 dents cibariales et de *Sergentomyia minuta parroti*, sous- espèce nord-africaine possédant en moyenne 70 dents cibariales.

Le statut de ces deux sous espèces est contesté par certains auteurs qui pensent que dans la partie occidentale (France, Espagne, Maroc) de son aire de répartition, *Sergentomyia minuta* se comporte comme un cline (Rioux et *al.*, 1975b).

Sergentomyia minuta est une espèce paléarctique dont la distribution est périméditerranéenne: Espagne, France, Italie, Grèce, Yougoslavie, Turquie, Jordanie, Palestine, Tunisie, Algérie et Maroc.

***Sergentomyia (Sergentomyia) minuta* (Adler et Theodor, 1927)**

Ann.Trop.Med.Parasit., 21 :61-69

1.- REPARTITION GEOGRAPHIQUE

L'aire géographique de *Sergentomyia minuta* intéresse uniquement la bordure Nord et sud du bassin méditerranéen, du Maroc à Chypre et de la Méditerranée au Sahara.

Les fortes densités sont localisées aux étages subhumide et humide que les étages arides et sahariens (Croset, 1969, [Boussaa et al.](#), 2007).

En Algérie: *S.minuta* est le phlébotome le plus abondant (Belazzoug et al., 1982), il est présent sur l'ensemble du territoire de l'Algérie du nord au sud ,d'est en ouest dans chaque étage bioclimatique et toute altitude y compris au dessus de 1200 m; Les fortes densités sont localisées aux étages subhumide et humide. Il se rencontre aussi bien en milieu urbain qu'en pleine nature (Dedet et al., 1984).

2.- ETHOLOGIE

D'après Rioux et al., 1974 *S. munita* à l'état adulte, colonise les biotopes les plus variés. Toutefois, on observe son abondance dans les excavations rocheuses (falaise, ruine, murs de soutènements,). D'après Dedet et al., 1984 , cette espèce herpétophile, se rencontre aussi bien en milieu urbain qu'en pleine nature. Toujours d'après les mêmes auteurs, dans la barbacane, l'imago femelle de *S.minuta* est parfaitement à sa place, car elle cohabite avec le lézard des murailles qui constitue son hôte préférentiel. Elle se rencontre avec une concentration particulière dans les fissures de clôture en pierres, dans les murs en ruines et dans les barbacanes sèches (Dancesco et al., 1970, Berchi et al., 1993) . Bien plus, étant donné sa richesse en matières organiques et sa stabilité thermo-hygrométrique. Rioux et al., (1974b) pensent que ce type de milieu doit également convenir à la ponte et à l'évolution larvaire. Dans cette hypothèse, ces auteurs admettent que *S.minuta* peut effectuer la totalité de son cycle biologique dans cette niche et n'en sortir que pour sa dispersion du caractère qui constituerait un cline nord -sud (Rioux et al., 1975b, Léger et al., 1979, Belazzoug et al., 1982, Pesson et al., 1984, Boussaa et al., 2009a) ce qui remet en cause qu'il s'agit là de *Sergentomyia (Sergentomyia) minuta* parroti (Adler et Theodor., 1927), une sous-espèce nord-africaine de *Sergentomyia (Sergentomyia) minuta* Rondani, 1843.

3.- ROLE VECTEUR

Récemment, la mise en évidence de l'ARN de virus de Toscana chez *Sergentomyia minuta*, espèce de phlébotome considérée comme herpétophile, a permis de soupçonner le rôle vecteur des espèces du genre *Sergentomyia* (Charrel et al., 2006, Izri et al., 2008).

4.- COMMENTAIRE SUR NOS CAPTURES

Nous avons capturé 8903 *Sergentomyia minuta* au cours de notre transect, ce qui représente 41,46% de nos captures. Cette espèce se situe en deuxième position sur le plan numérique ou sa présence était tout à fait prévisible compte-tenu de son aire de répartition mondiale. Cette espèce est particulièrement abondante sur la zone subhumide et semi aride. Nous avons effectué une numération des dents cibariales sur 37 femelles récoltées. Les valeurs obtenues ainsi que les statistiques sont données en annexe 6. La moyenne est de 71,60 dents par individu avec des valeurs extrêmes allant de 64 à 83 et un écartype de 2,03. La distribution du caractère est assez proche de la normalité pour que nous considérions cette population comme homogène.

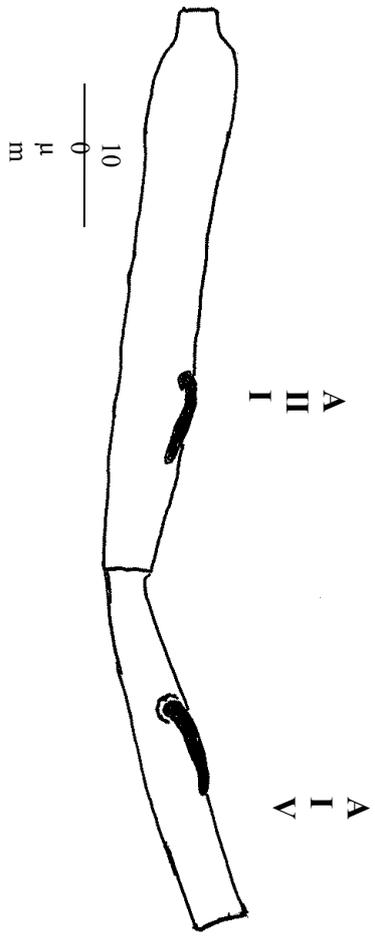
4-1 - Critères d'identification

Le mâle: (Fig 67A, B et C)

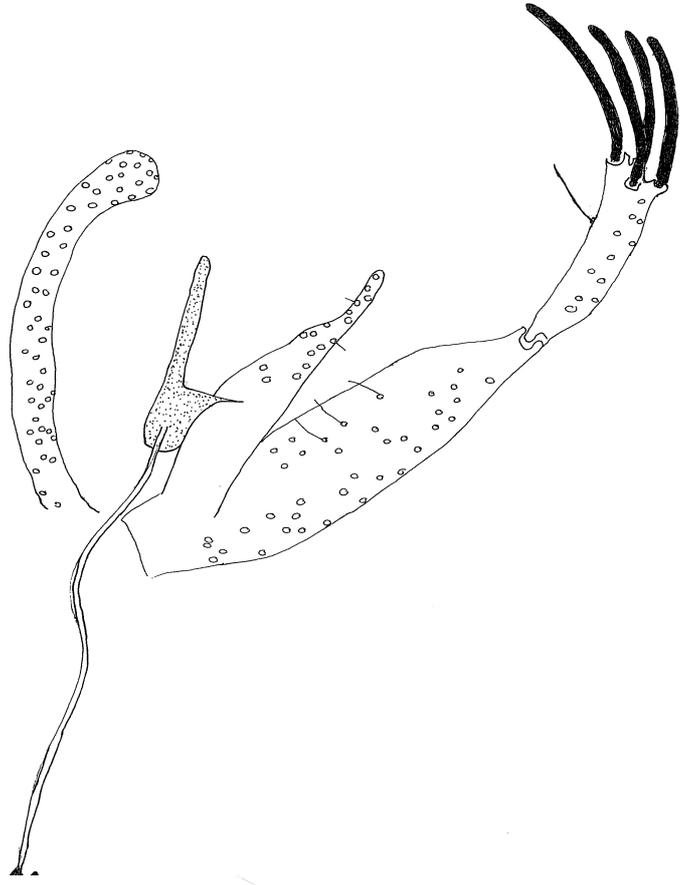
- Le style, trapu est pourvu de quatre épines terminales groupées et d'une soie non caduque insérée à l'union des deux tiers proximaux et du tiers apical.
- L'edeage court et robuste, se termine en doigt de gant.

La femelle: (Fig 68 A et B)

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



100 μm



50 μm

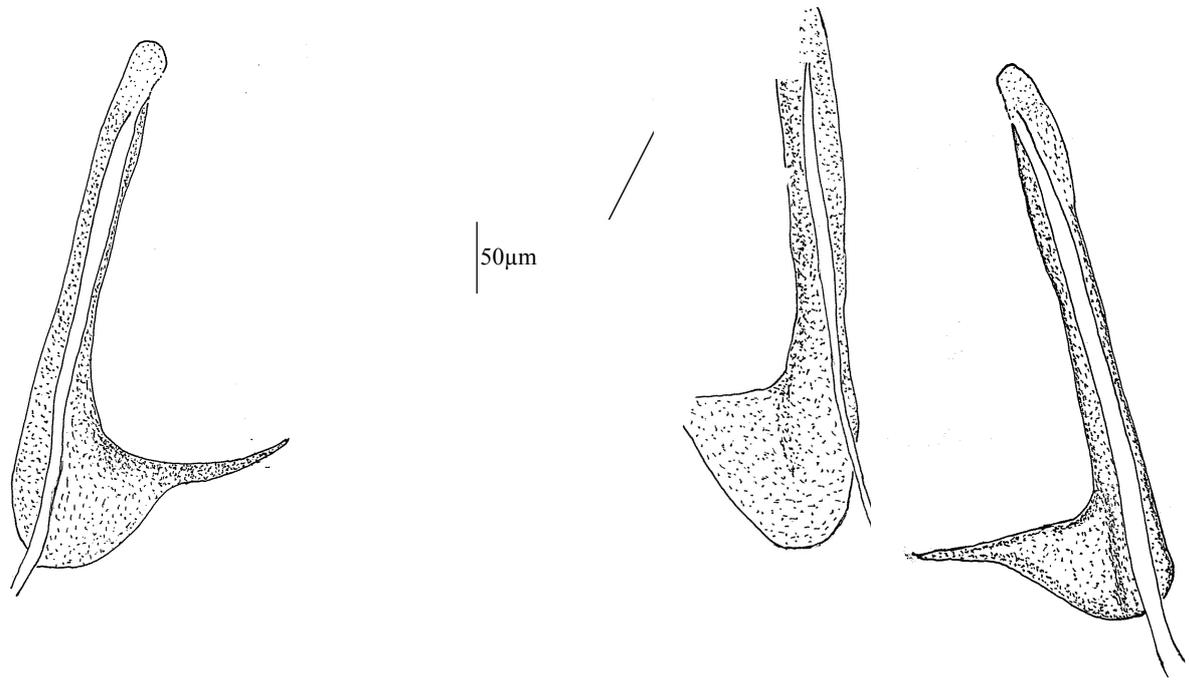


Figure 67A : *Sergentomyia (Sergentomyia) minuta* (mâle) :
Genitalia, antennes, édeages. Original

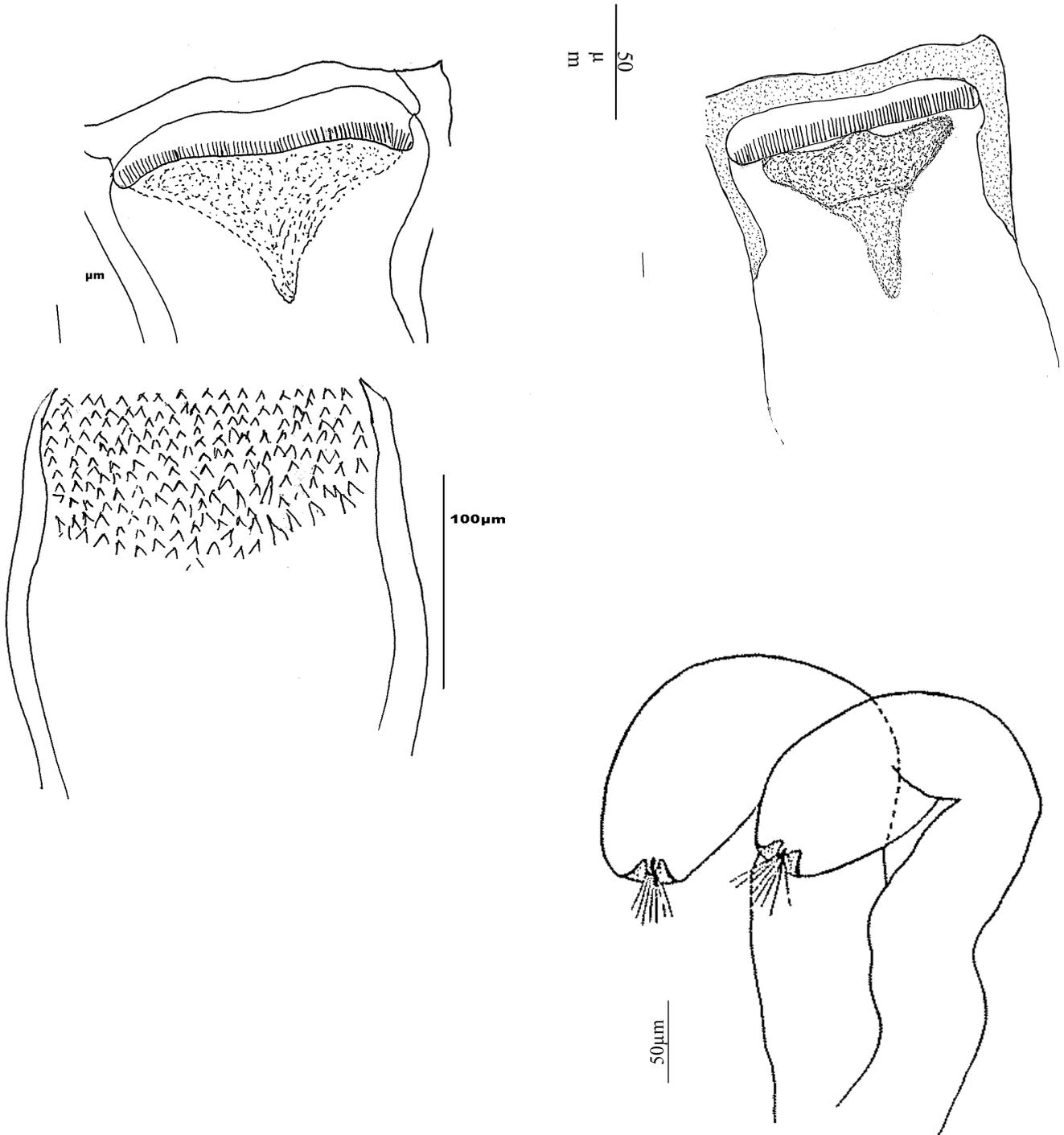


Figure 68 A : *Sergentomyia (Sergentomyia) minuta* (mâle):
Genitalia, antennes, édeages. Original



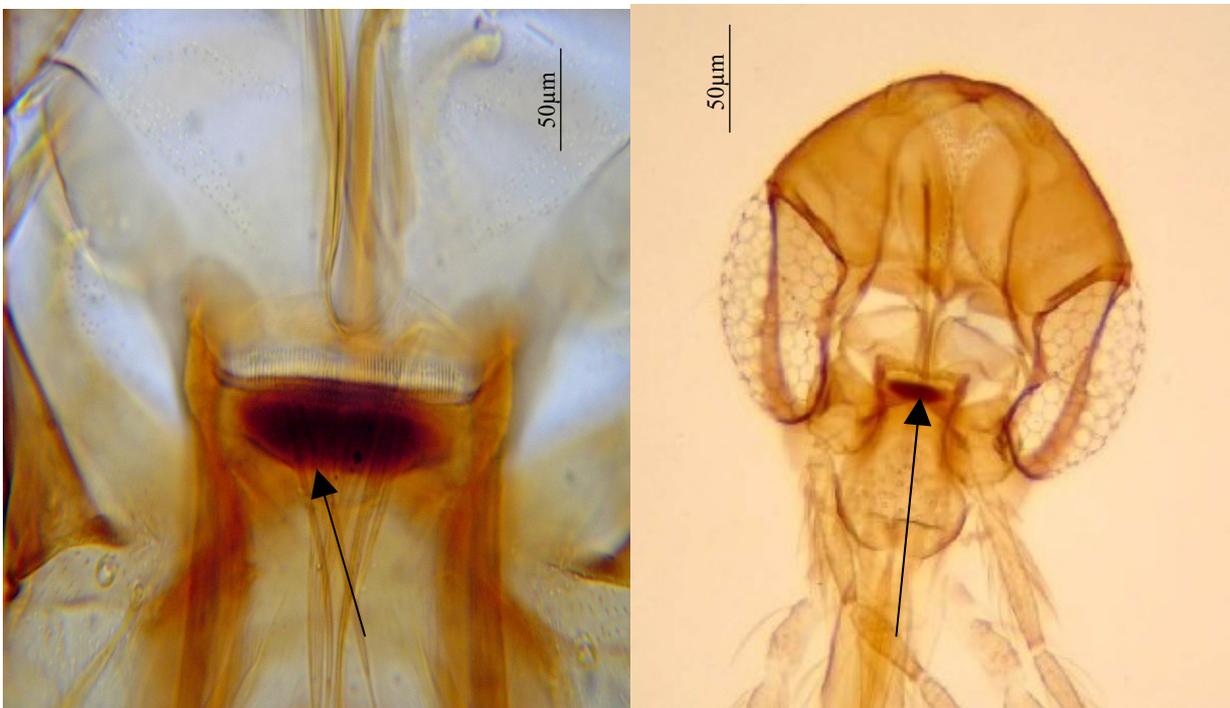
100 μm
—
mm



(B)

(C)

Figure 67 B: Style avec soie non caduque, (C) Vue générale de *S. minuta* Parroti.



(B)

(C)

Figure 68: (B) Cibarium et (C) Tête de la femelle de *S. minuta* Parroti

4.2.- Mensurations

4.2.1.- Comptage des dents cibariales

Sergentomyia minuta parroti s'étend sur la bordure méridionale de la région méditerranéenne.

La comparaison des populations de *S. minuta* parroti de l'Algérie avec celles de *S. minuta* de l'Europe (Maroc, Chypre, Espagne, France et Portugal) montre une séparation des deux groupes (Figure 69).

Les résultats du tableau XXVII, nous ont permis de compléter la figure 69 qui donne les valeurs moyennes du nombre de dents cibariales de *S. minuta* relevés autour du bassin Méditerranéen (Benabdennbi., 1994, Boussaa et al.,2009a). Nous avons trouvé des valeurs différentes nord-sud de l'Algérie, dans la zone sub himude Beni Ahmed (Jijel), nous avons trouvé

une moyenne de 69 dents, dans la zone semi aride (Mila) nous avons calculé une moyenne de 70,04 dents et dans la zone Aride à Ouled Derraj (M'sila) nous trouvons une moyenne de 75,75 dents ce qui confirme l'inclinaison du nord vers le sud.

Tableau XXVII: Représente les valeurs moyennes du nombre de dents cibariales de *S. minuta* dans différentes régions de l'est algérien.

Dents cibarial	Nombre de valeurs	Minimum	Mximum	Moyenne	Ecart-type	Variance
B/Ahmed (Jijel) (sub humid)	24	64	71	69	1,53	2,35
Vieux Mila (semi -arid)	24	67	74	70,04	1,83	3,35
Ouled Derradje (M'sila) (arid)	24	70	83	75,75	2,74	7,50

Le critère morphologique retenu pour créer cette subdivision est le nombre de dents cibariales des femelles, 40 dents en moyenne pour *S. minuta* (Rondani) à localisation européenne et 70 dents pour *S. munita* parroti en Afrique du Nord.

Des études systématiques réalisées sur un grand nombre de populations montrent qu'ils s'agit d'une variation continue du caractère qui constituerait un cline nord -sud reconnu par la plupart des auteurs ont démontré que dans l'ouest du bassin Méditerranéen par Rioux et *al.*, (1975b, 1979), Belezoug et *al.*, (1982), Madulo-Leblond.,(1983), Benabdennbi.,(1994), Boussaa. et *al.*,(2009a) et que dans l'est du Bassin Méditerranéen par Léger et *al.*,(1979), Pesson et *al.*, (1984).

Par contre, l'analyse moléculaire n'apporte pas d'élément décisif en faveur de ce cline puisqu'il montre une séparation des populations algérienne à l'exception d'une mais qui est tout de même différente .Vu sa vaste aire de répartition, *S. minuta* mérite une étude, morphologique et moléculaire, plus approfondie sur un nombre plus important de populations.

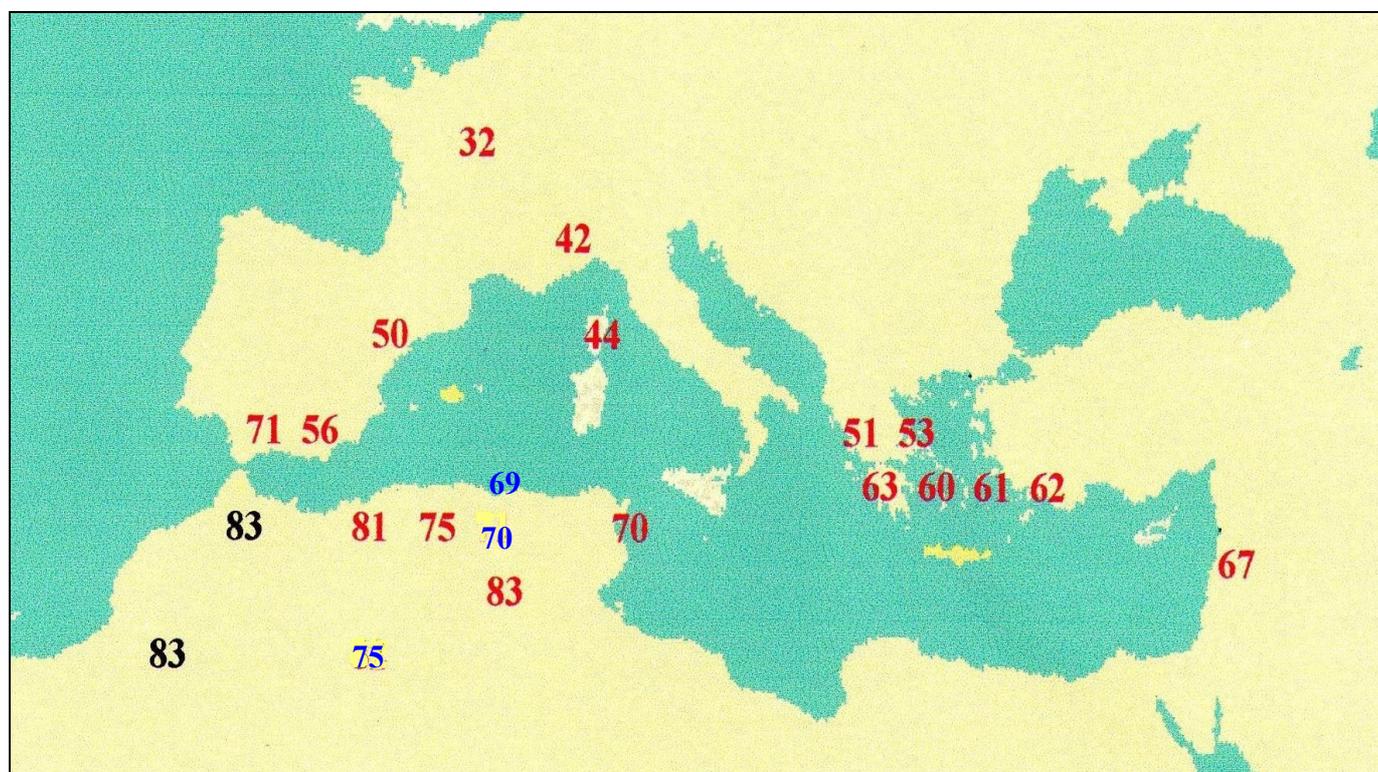




Figure 69 : Carte représentant les valeurs moyennes du nombre de dents cibariales de *S. minuta* dans différentes régions du bassin méditerranéen

Nous avons aussi effectué une série de mesures des principaux critères sur une trentaine de mâles et femelles. L'analyse des résultats figure dans le tableau XXVII.

Tableau XXVII : Principaux caractères d'identification des mâles (A) et des femelles (B) de *S.munita* (Sm) (en μm).

Caractères de Sm (mâle)	Nombre de valeurs	Minimum	Maximum	Moyenne	Ecart-type	Variance
A III	34	99	149	129,09	9,81	96,33
A IV	32	73	91	83,53	4,94	24,45
A V	31	76	96	86,84	5,00	25,01
Epipharynx	39	121	160	141,13	9,11	82,90
P 1	32	26	99	38,50	13,37	178,77
P 2	33	49	81	63,48	6,79	46,13
P 3	32	73	197	121,41	17,30	299,15
P 4	30	91	133	107,70	9,01	81,25
P 5	26	134	207	168,27	19,95	398,12
A III / A IV + A V	32	0,66	1,67	0,79	0,17	0,03
AIII / E	34	0,80	1,04	0,92	0,06	0,00
L coxite	40	209	319	238,28	22,27	351,83
L style	40	87	161	101,63	17,66	104,16
l paramère	40	125	194	161,53	14,45	121,64
L surstyle	40	180	316	214,10	25,11	341,53

valves péniennes	40	70	116	97,95	9,86	174,47
piston pg	37	62	88	75,27	6,44	72,07
pompe génitale	37	66	104	93,65	7,86	532,03
pavillon pg	37	13	21	17,51	1,66	273,29
filaments Génitaux	38	300	402	335,05	22,79	1132,46
L coxite/L style	40	1,31	2,66	2,38	0,26	
FG / PG	37	2,49	4,56	3,38	0,41	
cox/surstyle	40	0,70	1,32	1,12	0,10	29,55
Cox/style	40	1,31	2,66	2,38	0,26	31,28

(A)

Caractères de Sm (femelle)	Nombre de valeurs	Minimum	Maximum	Moyenne	Ecart-type	Variance
A III	37	108	144	120,08	16,67	75,76
A IV	36	63	89	74,97	8,45	25,29
A V	36	71	88	78,51	8,28	17,48
Epipharynx	40	145	179	160,07	21,33	85,65
P 1	39	32	46	38,80	3,66	12,59
P 2	39	39	75	58,39	8,28	45,15
P 3	39	103	144	119,95	16,20	77,61
P 4	38	81	122	102,38	14,62	88,94
P 5	37	138	247	188,62	36,75	789,21
Nombre des dents	39	61	77	67,00	9,87	34,79

◇- **Chez le mâle:** les mesures sont les suivantes :

La formule antennaire: la longueur d'A III se situe entre 99 et 149 µm avec une moyenne de 129,09µm. Généralement l'A III est un peu plus court que l'épipharynx (A III / E). A III < IV+V.

Présence d'une épine géniculée courte sur les articles III à XV (la formule: 1 / III – XV, constante); celle du quatrième article mesure à peu près le quart de sa longueur (figure 67).

La longueur de l'épipharynx varie de 121 à 160 µm avec une moyenne de 141,13µm.

La formule palpale est de : 1, 2, 4, 3, 5.

◇- **Chez la femelle:**

La formule antennaire : La longueur d'A III varie entre 108 et 144 µm avec une moyenne de 120,08 µm, l'A III est un peu plus court que l'épipharynx (AIII / E).

A III < A IV+A V. Deux épines géniculées sur les articles III à XV (formule: 2 / III – XV, constante), celle du quatrième article mesurent environ les 2 / 5 de sa longueur et n'atteignent pas l'interligne articulaire suivant (figure 68).

La formule palpale est de: 1,2, 4, 3, 5.

La longueur de l'épipharynx varie de 145 à 179 µm avec une moyenne de 160,07µm (Tableau XXVII).

Sergentomyia (Sergentomyia) fallax (Parrot, 1921)

Bull. Soc .Hist. Nat. Afr. N. 1921, 12, 37-40

1.- SYSTEMATIQUE

Décrite d'Algérie par Parrot en 1921 d'après des exemplaires mâles de Mc Mahon (AinTouta) comme une variété de *S .munita*, elle est élevée au rang d'espèce par le même auteur.

Les arguments d'ordre systématique qui sont en faveur de la validité spécifique de *S.fallax* concernent d'une part l'armature génitale plus grêle et allongée dans son ensemble par rapport à *S.minuta* et la position sub-terminale de l'épine non caduque d'autre part.

Des variations morphologiques minimales (généralement d'ordre biométrique) observées sur des spécimens de provenances géographiques différentes ont amené certains systématiciens à créer au sein de ce taxon 3 sous-espèces :

- *S.fallax fallax*, Parrot, 1921 possède une A III de longueur comprise entre 0,12 et 0,15 mm
- *S.fallax cypriotica* Adler, 1946 présente une A III dont la longueur oscille entre 0,07 et 0,10 mm (Depaquit et al., 2001)
- *S.fallax afghanica* (Artemiev, 1974) dont l'A III varie de 0,076 à 0,092 mm (Artemiev., 1978)

La validité de ces subdivisions reste douteuse, par conséquent la plupart des auteurs ont adopté la nomenclature binomiale (Croset et al., 1978, Buttiker et Lewis., 1983, Lane., 1986, Le Pont et al., 1993, Depaquit et al., 2002).

2.- REPARTITION GEOGRAPHIQUE

En Algérie, cette espèce se rencontre préférentiellement dans le sud du pays, dans les zones steppiques présahariennes et dans les contreforts de l'Atlas saharien Croset et al., 1978, Berchi., 1993, Izi., 1994.

Elle est signalée au Maroc par Gaud (1954), Bailly-Choumara (1971), Guernaoui (2005b), Bousaa et al., (2007), en Tunisie par Croset et al., (1978), en Lybie par Dedet et al., (1984) et en Egypte par Lane (1986), El Sawaf et al., (1987).

3.- ETHOLOGIE

En Afrique du Nord, cette espèce est particulièrement abondante aux étages bioclimatiques aride et saharien (Croset et al., 1978, Berchi., 1993, Harrat et Belkaid., 2003) aussi bien dans le milieu sauvage, anfractuosités rocheuses, trous des murs) qu'en milieu urbain à proximité des habitations (Dedet et al., 1984). Espèce essentiellement selvatique, *S.fallax* peut également se rencontrer à proximité des habitations. Il ne pique pas l'homme et se nourrit aux dépens des reptiles, des *Geckotidae* en particulier (Parrot., 1942).

4.- COMMENTAIRES SUR NOS CAPTURES

Notons la présence en zone semi aride de *S.fallax*. Cette espèce d'affinité saharienne est signalées pour la première fois dans la région d'Elmaleh (Mila), toutefois elle a été retrouvée dans d'autres régions du nord algérien et du Maghreb (Dedet et al., 1984., Izri., 1994a).

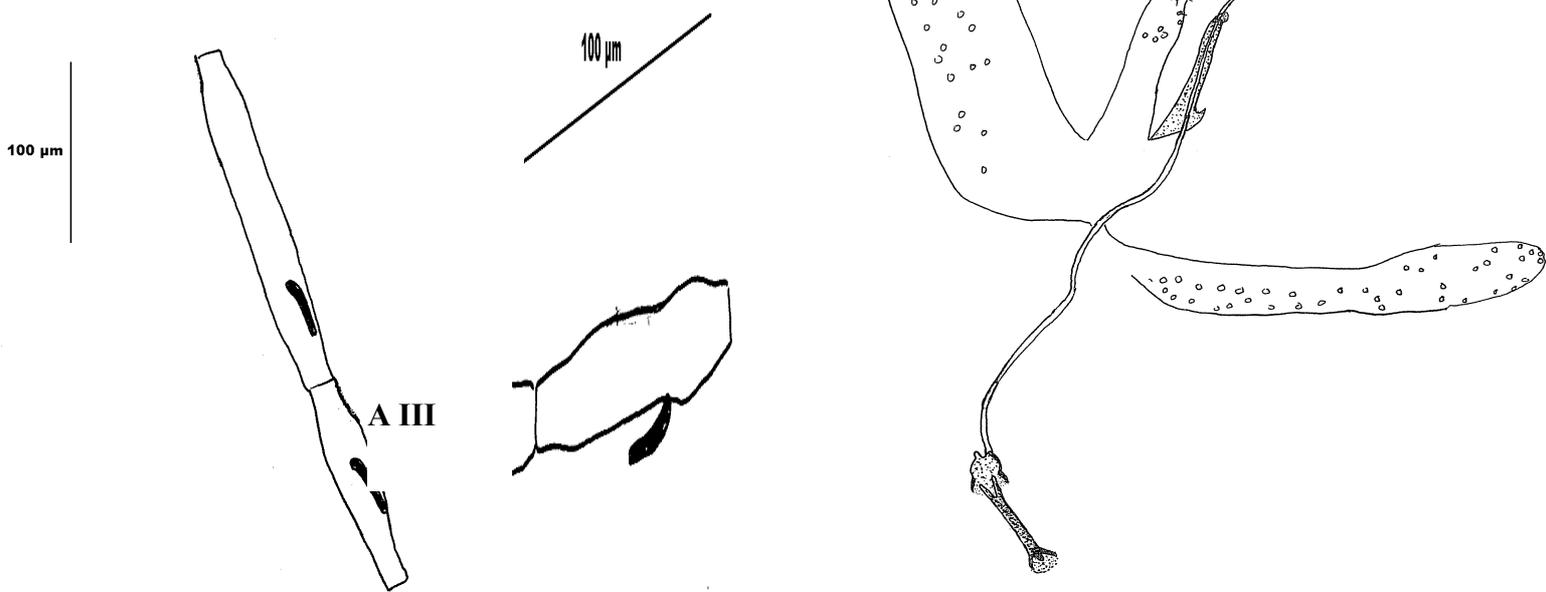
4.1.- Critères d'identification

Le mâle: (Fig 70 A et B)

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

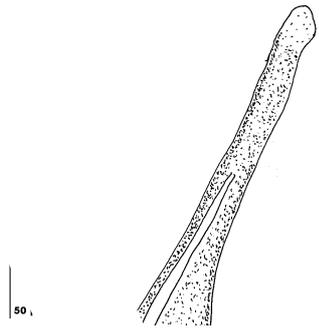
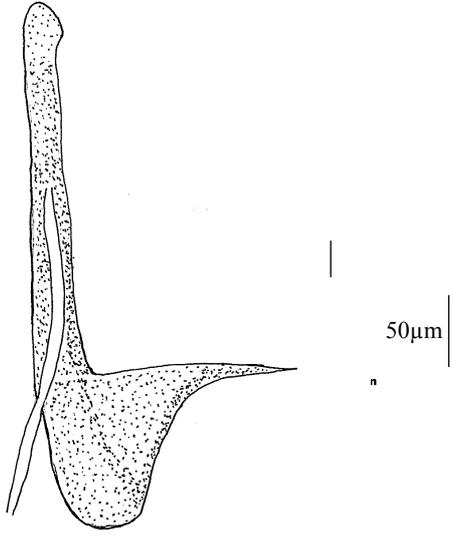
La femelle: (Fig 71 A et B)

- le cibarium armé possède 18-21 dents, les médianes à peine plus courtes et plus étroites que les latérales, le plus souvent égales à celles-ci; disposées suivant un arc de cercle concave vers l'arrière. Il présente une p
- le pharynx post avant. Typiquement cordiforme, pour dents postérieures sont courtes et punct
- les spermathè^{100 µm} recourbée et dirigée vers l'arrière. Les commun assez long.

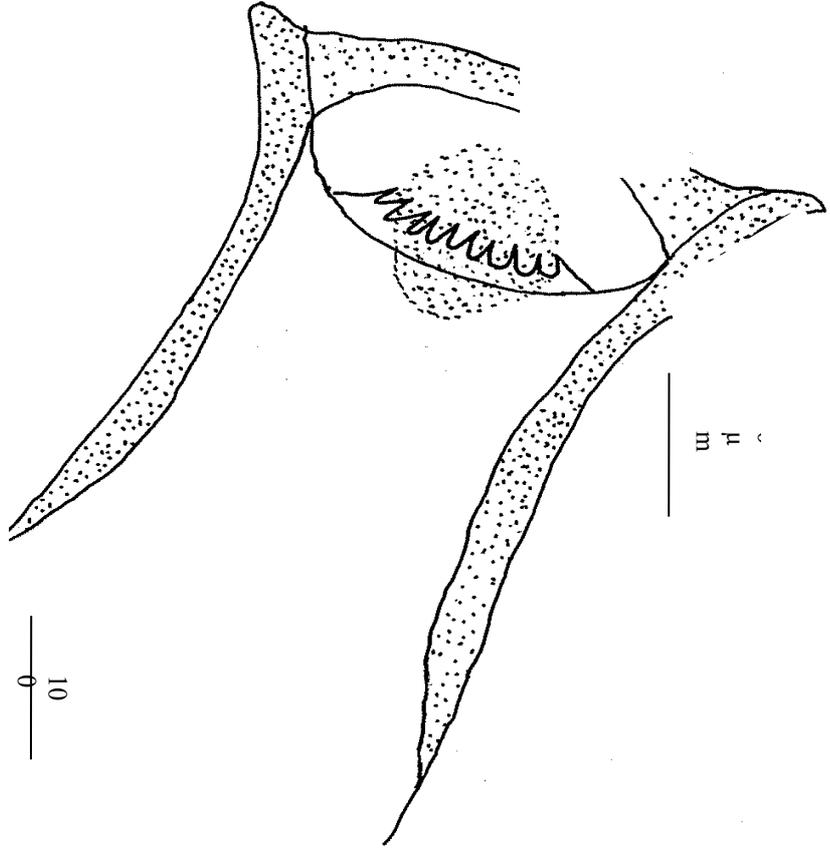


100μm

A IV



100 μm



10
μ
m

10 μm

▲
▲

style avec soie non caduque

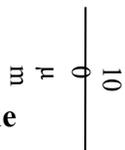
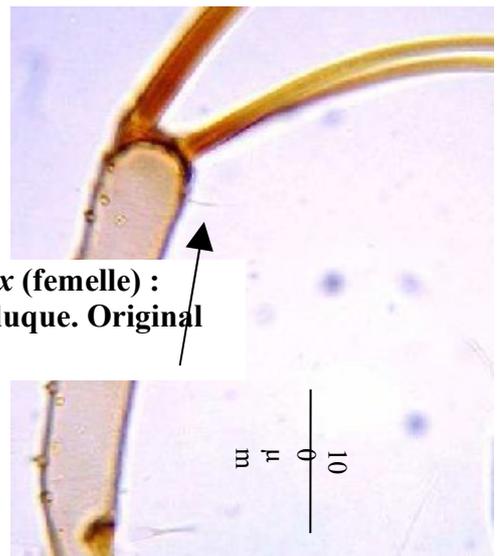
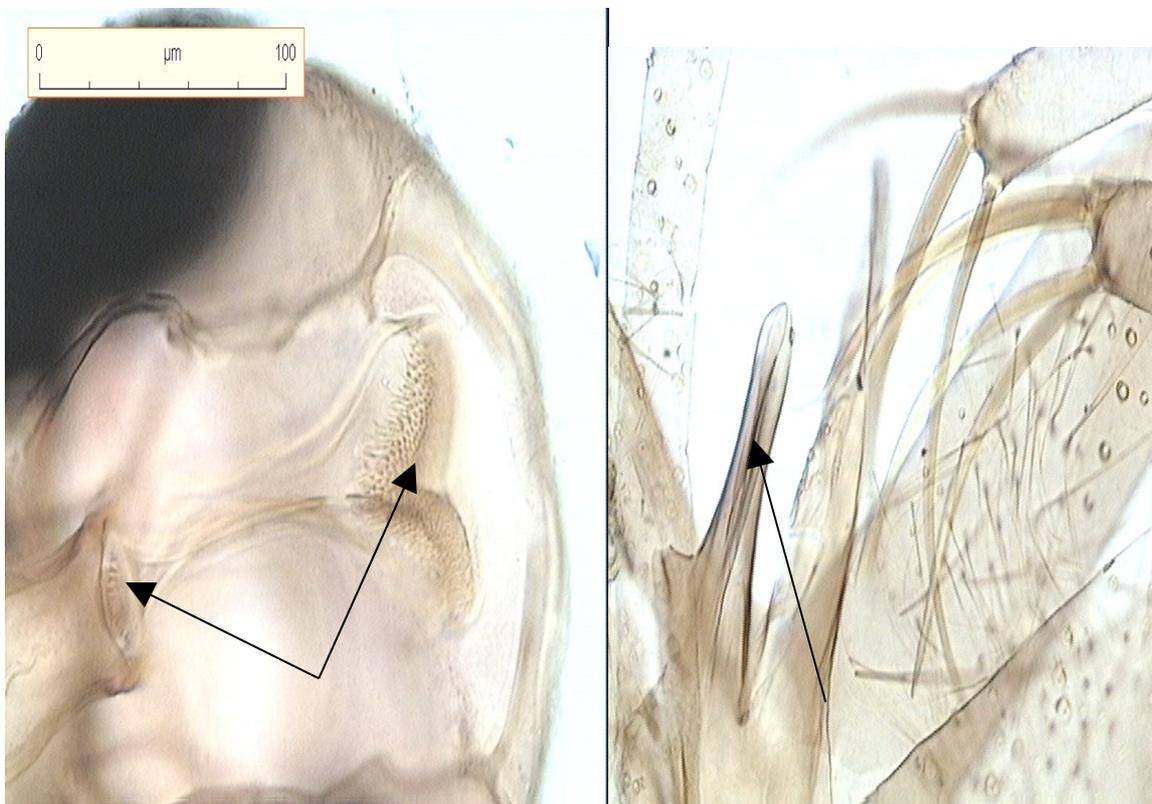


Figure 71 : *Sergentomyia (Sergentomyia) fallax* (femelle) :
Pharynx, antennes, Style avec soie non caduque. Original





(B)

(B)

Figure 71 B: Pharynx et Cibarium avec les dents Figure 70 B: Edage de *S. fallax*
de *S. fallax*

4.2.- Mensurations

Nous avons aussi effectué une série de mesures des principaux critères sur une trentaine de mâles et femelles. L'analyse des résultats figure dans le tableau XXVIII.

Tableau XXVIII: Principaux caractères d'identification des mâles (A) et des femelles (B) de *S. fallax* (Fal) (en µm).

Caractères de Fal (mâle)	Nombre de valeurs	Minimum	Maximum	Moyenne	Ecart-type	Variance
A III	37	112	143	122,59	7,74	59,86
A IV	36	62	83	75,42	4,46	19,91
A V	35	70	86	79,40	4,26	18,19
Epipharynx	40	121	152	142,88	6,92	47,86
P1	41	23	42	29,93	3,27	10,72
P2	41	57	87	72,56	5,79	33,55
P3	40	108	162	119,00	8,92	79,59
P4	38	90	131	108,89	7,63	58,15

P5	38	150	238	172,08	18,77	352,13
L coxite	41	280	323	296,85	11,87	140,93
L style	41	133	154	143,10	5,90	34,79
l paramère	41	156	199	177,24	10,99	120,69
L surstyle	40	246	285	266,65	10,49	110,03
valves péniennes	41	77	99	86,44	4,66	21,75
piston pg	40	55	76	63,45	5,80	33,69
PG	40	67	94	79,63	6,24	38,96
pavillon pg	40	14	37	19,40	3,93	15,43
filaments Génitaux	39	290	363	320,51	20,84	434,36

(A)

Caractères de Fal (femelle)	Nombre de valeurs	Minimum	Maximum	Moyenne	Ecart-type	Variance
A III	45	81	118	95,69	8,87	78,72
A IV	44	49	66	58,75	4,49	20,15
A V	44	53	70	62,55	4,68	21,93
Epipharynx	47	126	159	144,11	8,40	70,53
P1	47	26	36	31,06	2,73	7,45
P2	47	53	74	63,17	5,52	30,45
P3	47	93	121	106,64	7,07	49,98
P4	47	80	114	98,15	8,69	75,48
P5	42	152	213	183,43	18,94	358,84
dents cibariales	15	17	21	19,27	1,28	1,64
Rapport de Fal (mâle)	Nombre de valeurs	Ecart-type	P			
AIII / AIV + AV	36	0,23	P < 0,01			
AIII / E	36	0,06	P = 0,03			
L cox / L style	41	0,1	P = 0,09			
L cox / L sur style	40	0,06	P > 0,1			
Rapport de Fal (femelle)	Nombre de valeurs	Ecartype	P			
AIII / AIV + AV	44	0,04	P > 0,1			
AIII / E	44	0,07	P > 0,1			

L: longueur

◇- **Chez le mâle:** les mesures sont les suivantes:

La formule antennaire : La longueur d'A III est comprise entre 112 et 143 µm avec une moyenne de 95,69µm, l'A III est plus court que l'épipharynx A III / E. $A III < A IV + A V$.

La longueur de l'épipharynx varie de 126 à 159 µm et la moyenne est de 144, 11 µm.

Présence d'une épine géniculée courte sur les articles III à XV, la formule est de 1 / III – XV; celle du quatrième article mesure environ le quart de longueur (Figure 70).

La formule palpale est comme suit: 1, 2, (4, 3), 5.

◇- **Chez la femelle:**

La formule antennaire: La longueur d'A III est comprise entre 81 et 118 μm avec une moyenne de 120,08 μm , l'A III est un peu plus court que l'épipharynx (AIII / E). $A\text{ III} < A\text{ IV} + A\text{ V}$.

Présence de deux épines géniculées sur les articles III à XV (formule: 2 / III – XV; relativement courtes; celles du quatrième article mesurent environ la moitié de sa longueur et n'atteignent jamais l'interligne articulaire suivant (figure 71)

La longueur de l'épipharynx varie entre 145 et 179 μm avec une moyenne de 160,07 μm .

La formule palpale est de: 1, 2, 4, 3, 5.

Le nombre des dents varie de 17 à 21, avec une moyenne de 19,27 dents (Tableau xxviii).

L'analyse de normalité des distributions (test Anderson) donne les résultats suivants (la distribution des valeurs est considérée comme normale ($p > 0,10$)).

Sergentomyia (Sergentomyia) antennata (Newstead, 1912)

Bull. Ent. Res. 3: 361-376

1.- SYSTEMATIQUE ET REPARTITION GEOGRAPHIQUE

Décrit du Ghana par Newstead (1912), *S. antennata* fait figure de chef de file d'un complexe systématique. Ce complexe est largement réparti de l'Asie à l'Afrique. Il occupe en effet une grande partie de l'Afrique tropicale depuis la Mauritanie et le Sénégal jusqu'au Soudan et les côtes somaliennes. A l'est, il étend son aire de répartition au Yémen, à l'Iran jusqu'à la péninsule Indienne. Au Nord, *S. antennata* franchit le Sahara et s'observe sur l'ensemble du Maghreb.

En Algérie, *S. antennata* est localisée dans les steppes et au Sahara, elle a été capturée dans les barbacanes, dans les anfractuosités rocheuses et orifices des terriers de rongeurs (Dedet et al., 1984, Berchi., 1993).

2.- ETHOLOGIE

S. antennata est retrouvé presque toute l'année (sauf en décembre et janvier), avec deux pics en juin et en septembre.

Cette espèce n'a jamais été observée piquant l'homme ; mais en captivité, elle se nourrit très bien sur le gecko, lézard des régions chaudes (Parrot et Martin, 1944 ; Abonnenc et al., 1972 Leger et al., 1974). Le temps écoulé entre le repas de sang et la ponte est de 4 à 5 jours. Croset et al., (1978).

3.- COMMENTAIRES SUR NOS CAPTURES

Cette espèce représente au total 114 spécimens soit 1,19 % du genre *Sergentomyia*. Cette espèce peu présente dans les régions prospectées est localisée au niveau des steppes et au Sahara. *S. antennata* ont été capturés aux pièges lumineux ainsi qu'aux pièges adhésifs placés en bordure de route (barbacanes, fissure des murs et dans les anfractuosités rocheuses).

3.1.- Critères d'identification

Le mâle: (Fig 72)

- l'armature génitale est proche de celle de *S. minuta* parroti;
- le style trapu porte 4 épines apicales et une soie antérieure grêle insérée vers le point d'union
- la valve pénienne digiforme est renflée vers l'extrémité distale
- le cibarium porte une rangée irrégulière de 12-18 dents plus ou moins fortes, de

morphologie très variable. Un peu en avant, une deuxième rangée, aussi irrégulière que la première porte de petites denticules parfois peu visibles. La plage pigmentée est grossièrement circulaire avec le bord postérieur le plus souvent sinueux, ou d'aspect déchiqueté.

- le pharynx présente dans sa partie postérieure des denticules assez forts.
- le troisième segment de l'antenne est relativement court, 90 à 110 μ .

La femelle: (Fig 73, A)

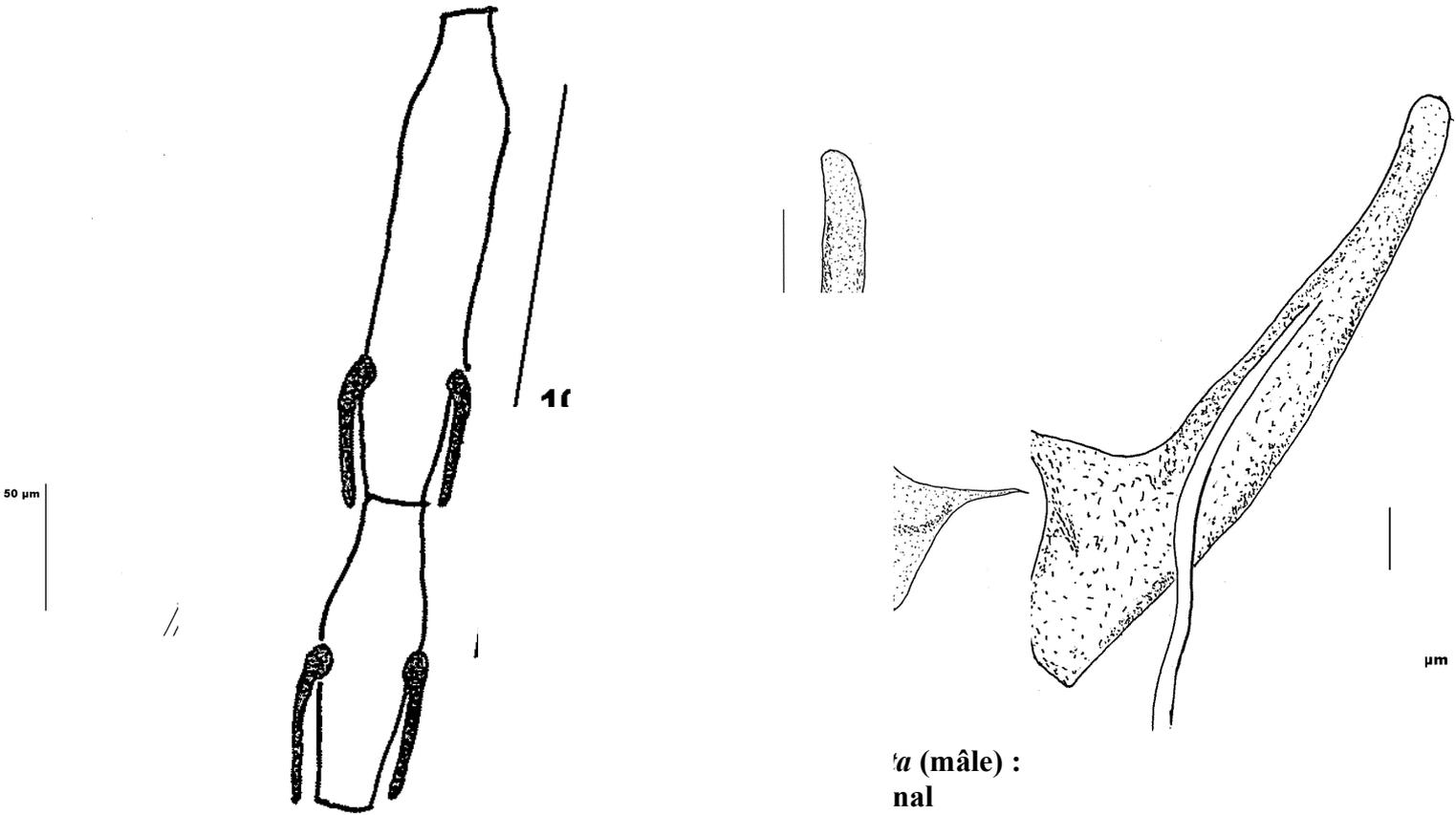
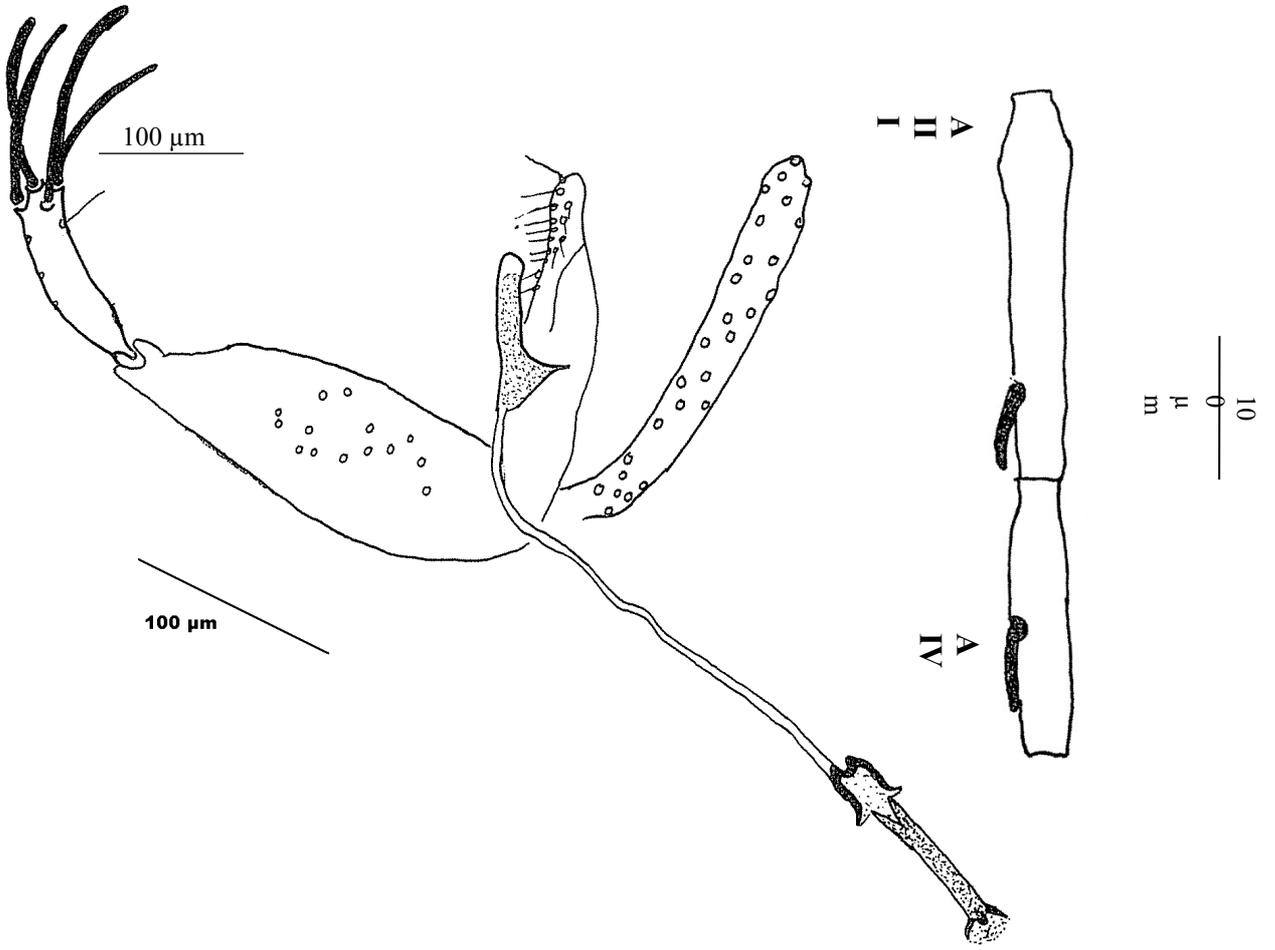
- la spermathèque est tubulaire et lisse comme pour le genre *Sergentomyia*
- le cibarium présente une rangée de dents monomorphes disposées suivant un arc de cercle concave vers l'arrière. Le nombre de dents peut varier de 22 à 34. En avant de cette rangée de dents, bordant la cavité, il existe de chaque côté 4 - 6 petites denticules parfois difficilement visibles. Présence d'une plage pigmentée triangulaire à bord postérieur sinueux.
 - le pharynx postérieur est élargi à l'arrière, avec une incisure médiane postérieure peu profonde, l'aspect est bilobé, les denticules sont fortes et serrées, d'où l'aspect de brosse ;
- le troisième article de l'antenne est court, 90 à 100 μ .



(A)

(B)

Figure73: (A) Pharynx, (B) Dents cibarial de la femelle de *S. antennata*



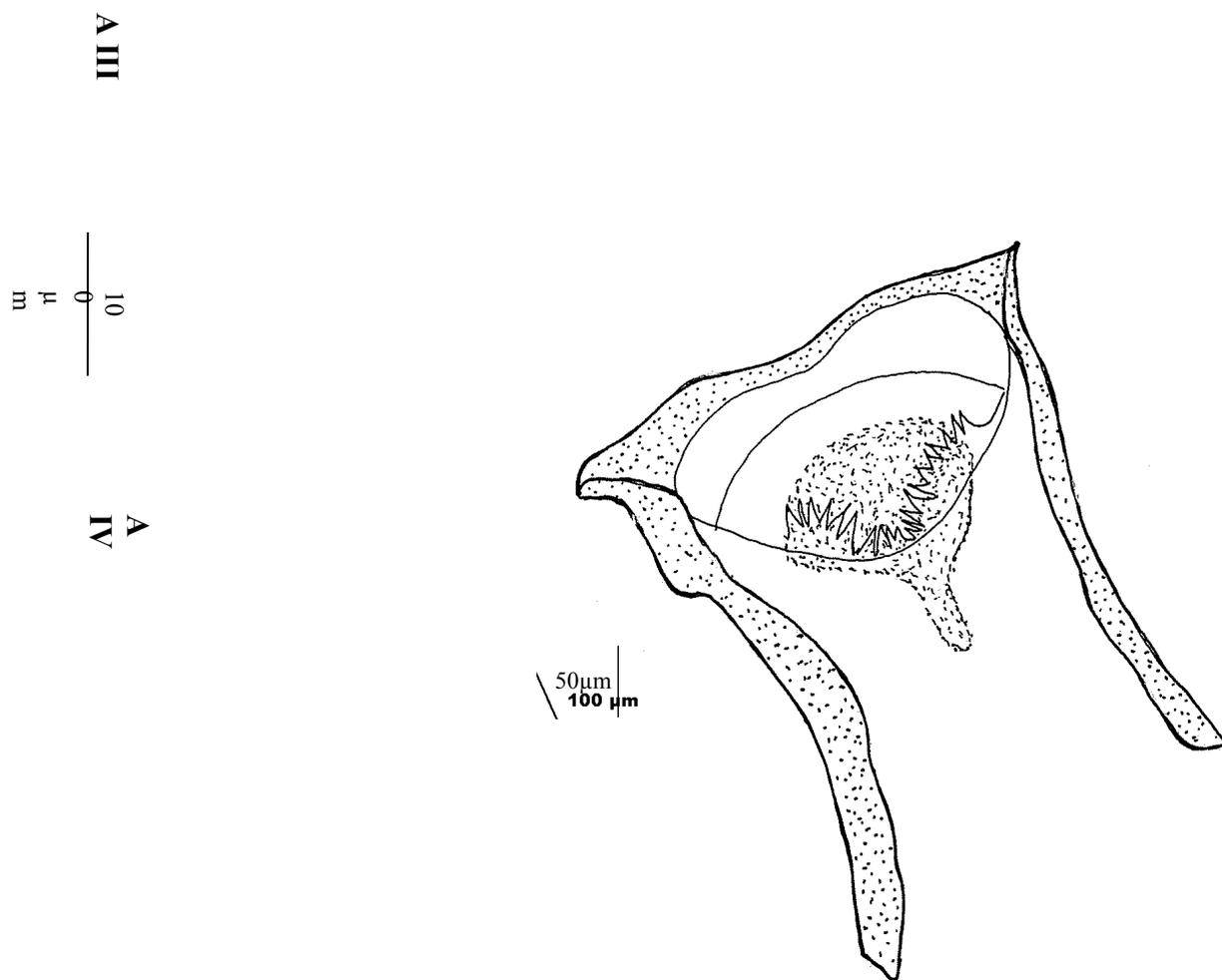


Figure 73 : *Sergentomyia (Sergentomyia) antennata* (femelle) :
Antennes, pharynx. Original

3.2.- Mensurations

Nous avons aussi effectué une série de mesures des principaux critères sur une dizaine de mâles et femelles. L'analyse des résultats figure dans le tableau XXIX.

Tableau XXIX: Principaux caractères d'identification des mâles (A) et des femelles (B) de *S.antennata* (Ant) (en μm).

Caractères de Ant (mâle)	Nombre de valeurs	Minimum	Maximum	Moyenne	Ecart-type	Variance
A III	8	93	128	113,88	16,81	282,70
A IV	8	60	92	74,88	13,26	175,84
A V	7	65	93	79,57	11,63	135,29
Epipharynx	11	124	159	139,73	11,31	127,82
P 1	11	23	38	29,09	3,78	14,29
P 2	11	60	91	70,64	8,97	80,45
P 3	7	102	133	115,29	13,30	176,90
P 4	6	80	132	111,00	20,02	400,80
P 5	4	276	287	280,00	5,23	27,33
L coxite	11	216	292	253,27	26,53	704,02
L style	11	88	148	119,00	24,87	618,60
l paramère	11	152	183	165,64	8,58	73,65
L surstyle	11	204	276	240,91	28,35	803,89
valves péniennes	11	54	106	84,36	14,67	215,25
piston pg	8	62	78	69,38	6,14	37,70
pompe génitale	8	78	101	88,25	7,98	63,64
pavillon pg	8	15	21	18,00	2,07	4,29
filaments Génitaux	10	253	346	294,70	25,49	649,79

(A)

Caractères de Ant (femelle)	Nombre de valeurs	Minimum	Maximum	Moyenne	Ecart-type	Variance
A III	4	83	106	97,75	10,63	
A IV	4	54	68	62	5,89	
A V	4	60	72	65,5	5,00	
Epipharynx	4	136	159	147,5	9,40	
P 1	4	30	33	31	1,41	
P 2	4	61	75	66,75	6,02	
P 3	4	102	110	104,5	3,70	
P 4	4	105	115	109,5	4,20	
P 5	3	148	154	151	3,00	
Nbr Dents	3	24	28	26	2,00	

(B)

Rapport de Ant (mâle)	Nombre de valeurs	Ecart-type	P
A III / A IV + A V	8	0,26	P < 0,01
A III / E	8	0,1	P > 0,1

L cox / L style	11	0,31	P = 0,03
L cox / L sur style	11	0,07	P = 0,04
Rapport de Ant (femelle)	Nombre de valeurs	Ecartype	P
A III / A IV + A V	4	0,03	P > 0,1
A III / E	4	0,06	P = 0,06

◇ - **Chez le mâle** : les mesures sont les suivantes :

La formule antennaire: La longueur d'A III se situe entre 93 et 128 μ avec une moyenne de 113,88 μ m, l'A III plus court que l'épipharynx (AIII / E) où $p > 0,1$.

L'A III < A IV + A V.

Présence d'une épine géniculée courte sur les articles A III à A XV (formule: 1 / III – XV; celle du quatrième article mesure les deux cinquième de sa longueur

La longueur de l'épipharynx est 124 à 159 μ m avec une moyenne de 139,73 μ m

La formule palpale est de: 1, 2, 4, 3, 5.

◇ -**Chez la femelle**

La formule antennaire: La longueur d'A III est comprise entre 83 à 106 μ m avec une moyenne de 97,75 μ m, l'A III un peu plus court que l'épipharynx (A III / E).

A III < A IV + A V.

La longueur de l'épipharynx varie entre 136 et 159 μ m avec une moyenne de 147,5 μ m.

La formule palpale est de: 1, 2, 4, 3, 5.

Le nombre des dents varie de 24 à 28 avec une moyenne de 26 dents (Tableau XXIX).

<i>Sergentomyia (Sergentomyia) schwetzi</i> (Adler, Theodor & Parrot, 1929)
--

1.- SYSTEMATIQUE ET REPARTITION GEOGRAPHIQUE

S.schwetzi est une espèce très répandue sur le continent africain ; elle a été signalé, au Kénya, en Ethiopie, au Soudan, au Congo, au Cameroune et jusqu'au Hoggar en Algérie, sa limite la plus septentrionale (Abonnenc et Rioux., 1960) et signaler aussi par Dedet et *al.*, (1984) et Belazzoug et *al.*, (1986c).

2.- ETHOLOGIE

Sergentomyia schwetzi est une espèce à comportement trophique polyvalent et son habitat est très varié. Cette espèce est très abondante dans les régions boisées, mais on la rencontre également en savane et dans les agglomérations où elle est fréquente dans les habitations humaines. En dehors des villages, on la trouve dans les creux d'arbres, les termitières, les terriers de rongeurs et dans la végétation basse (Ba Y et *al.*, 1998).

3.- ROLE VECTEUR

Sergentomyia schwetzi pique l'homme, les mammifères et les animaux à sang froid. Ses instincts anthropophiles ont été signalés par Theodor (1931), Wanson (1942), Teesdale (1947), Heisch (1956), Quate (1964).

4.- COMMENTAIRE SUR NOS CAPTURES

Nous avons capturé 9 spécimens de *S. schewtzi* uniquement à l'intérieur de la ville deTamanraset à l'aide des pièges CDC.

4.1.- Critères d'identification

Le mâle: (Fig 74)

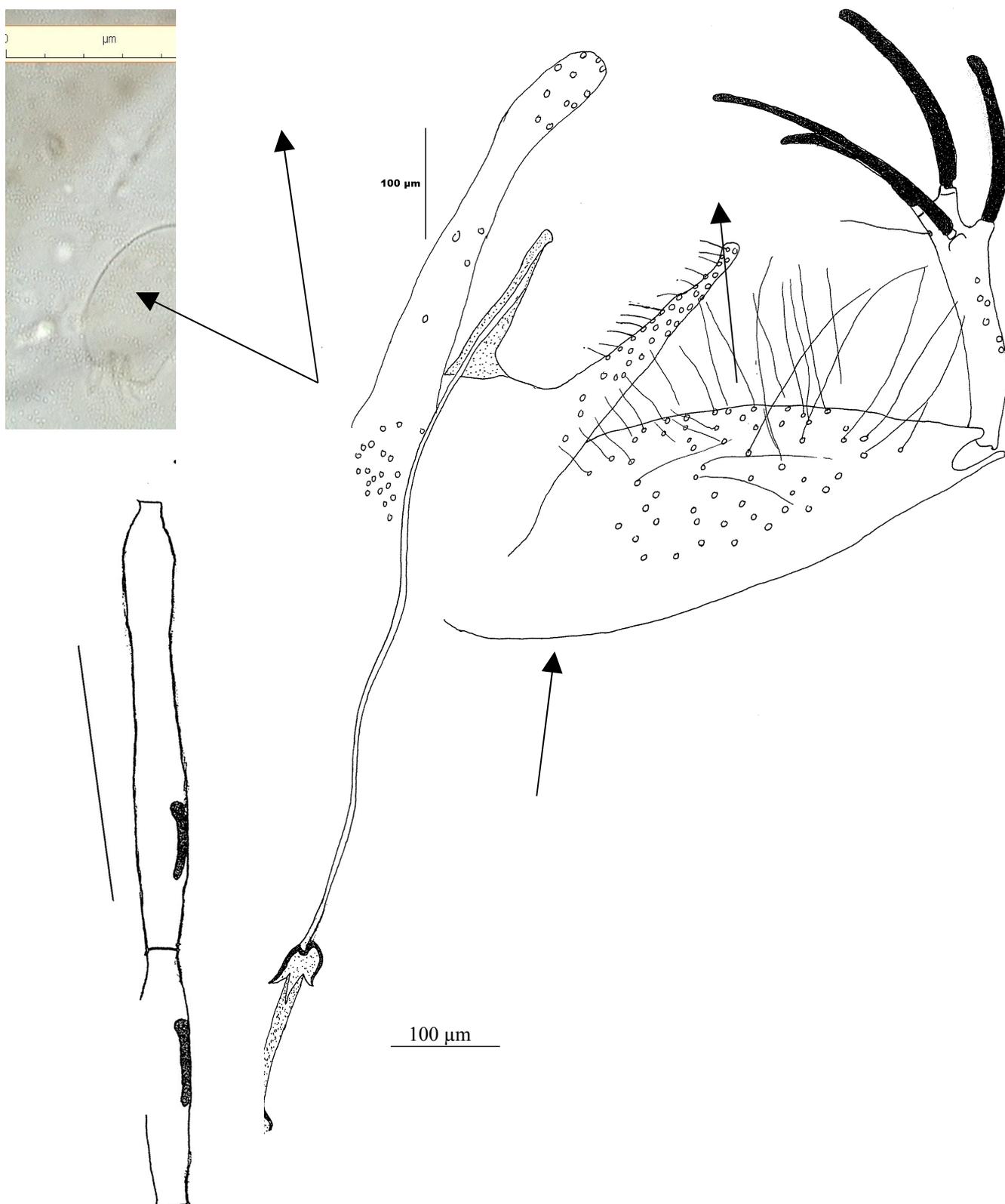
- le cibarium est armé de 2 rangées de dents courtes et aiguës (en dents de requin). La rangée postérieure en compte 15 à 20, la rangée antérieure de 10 à 15. Ces dents sont disposées sur une ligne courbe à concavité postérieure plus ou moins prononcée. La plage pigmentée, toujours réduite, a une forme très variable: tantôt allongée en forme de bande étroite, tantôt bilobée, elliptique ou circulaire.

- le pharynx postérieur présente des stries finement denticulées à sa partie postérieure.

le style porte 4 épines disposées en 2 groupes

La femelle: (Fig 75)

- le cibarium est armé de 13 à 20 dents fortes, massives, aiguës, disposées selon un arc à concavité postérieure; les latérales externes et les médianes sont plus petites que les latérales moyennes.
- le pharynx postérieur présente une série de stries courbes, finement denticulées, simulant des écailles.
- les spermathèques tubulaires sont à parois lisses



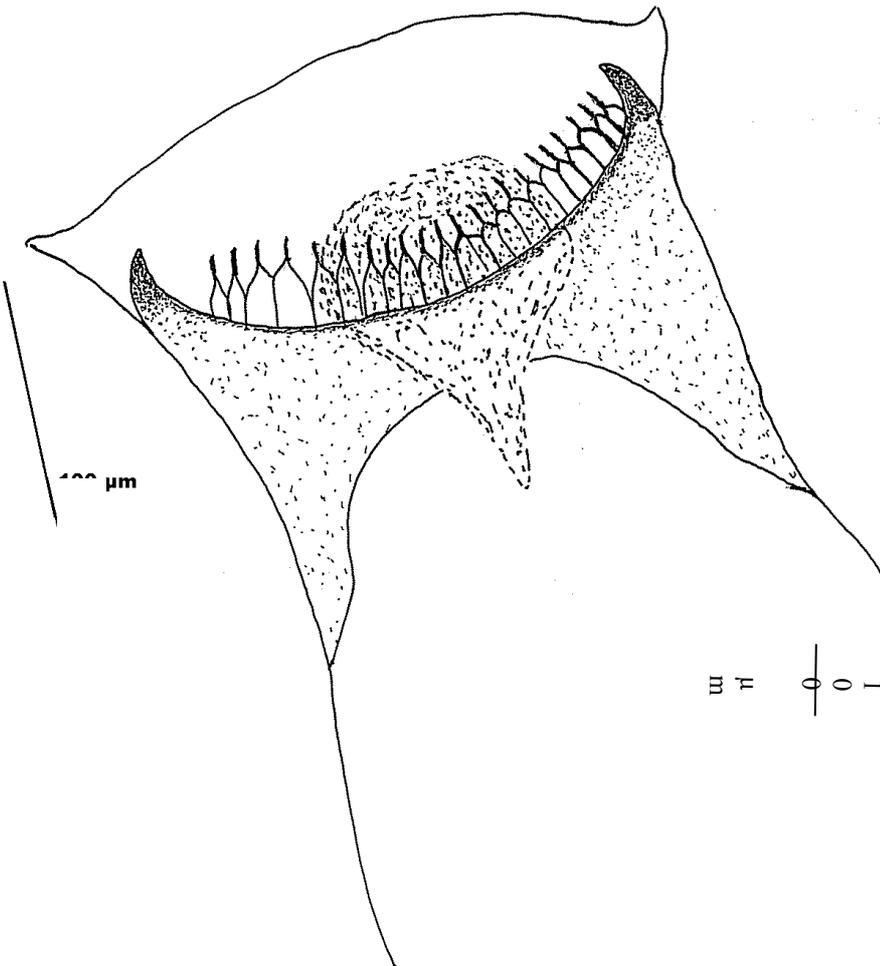
A III

10
0
μ
m

A IV

10
0
μ
m

(mâle) :



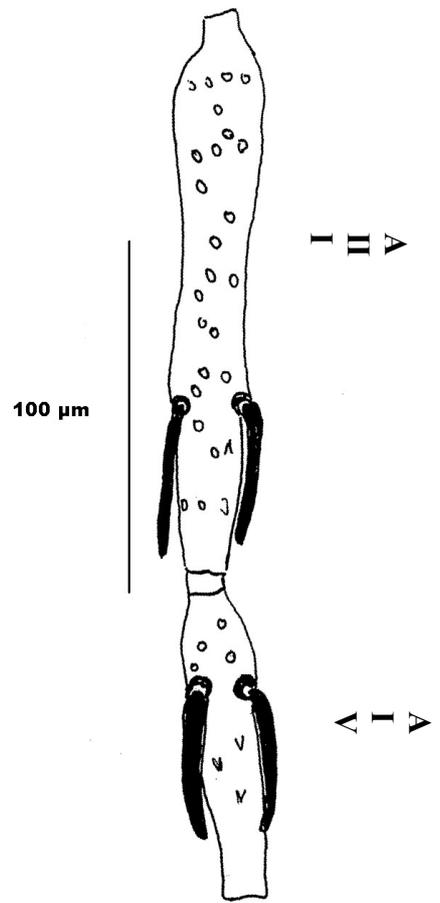


Figure 75 : *Sergentomyia (Sergentomyia) schwetzi* (femelle) :
Cibarium, antennes. Original

2.- Sous genre *Grassomyia*

Sergentomyia (Grassomyia) dreyfussi (Parrot, 1933)

1 - SYSTEMATIQUE ET REPARTITION GEOGRAPHIQUE

C'est une espèce de liaison méditerranéo-éthiopienne, identifiée pour la première fois à Laghouat (Sahara) (Parrot., 1933b) en temps que sous espèce de *P.squamipleuris*.

Abonnenc et Léger (1976) ont proposé d'élever au rang générique les *Grassomyia* mais la classification des phlébotomes établie par Rispaïl et Léger (1998b) considère les *Grassomyia* comme un sous-genre du genre *Sergentomyia*.

Sa répartition est essentiellement Nord africaine, elle est retrouvée au Sud algérien (Laghouat, Biskra) au Sahara central (Tassili, Ajjer et au Hoggar) et à Béni Ounif de Figuig dans le Sahara oranais (Abonnenc., 1972, Belazoug., 1986c). Elle a été signalée pour la première fois dans la région de Ténès au nord du pays par Izri., (1994), au Maroc par Bailly-Choumara et *al.*, (1971), Guernaoui et *al.*,(2005a) et en Tunisie, *S. dreyfussi* se situe à l'étage méditerranéen aride (Croset et *al.*.,1978, Boudabous et *al* 2009b).

2- COMMENTAIRE SUR NOS CAPTURES

Cette espèce est rare dans le foyer prospecté. *S. dreyfussi*, d'affinité saharienne est signalée dans la région de l'Aurès (Ain- Zaatout) dans l'étage aride et trouvée dans la région de Boussaada (M'Sila) située à l'étage bioclimatique périaride constitue probablement la limite septentrionale de son aire de répartition. Toutefois elle a déjà été trouvée dans d'autres régions du Nord du Maghreb (Bailly choumara et *al.*, 1971 , Crosset et *al.*, 1978 , Dedet et *al.*,1984 ,Izri .,1994).

2.1.- Critères d'identification

Le mâle: (Fig 76)

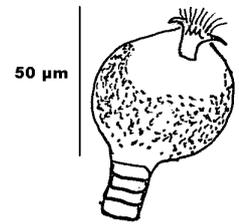
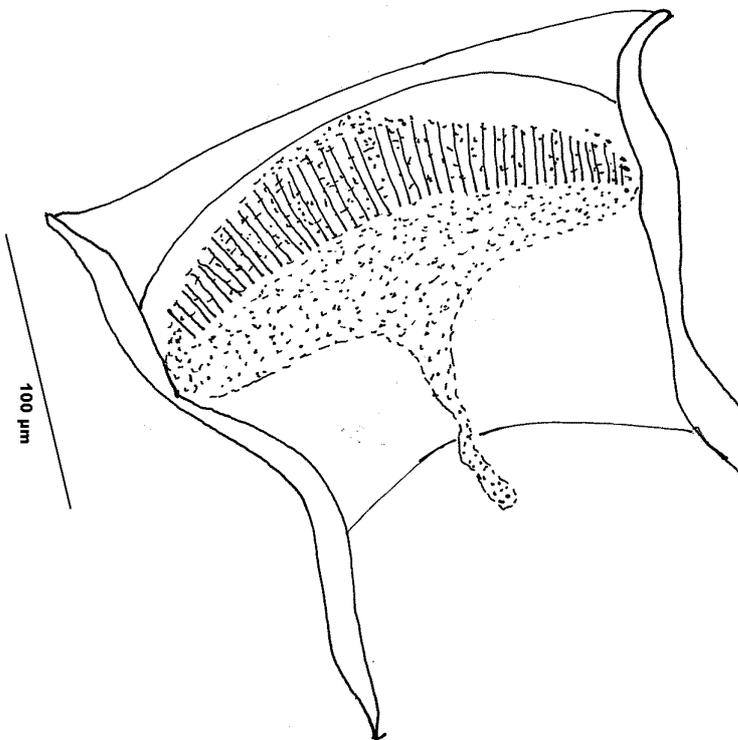
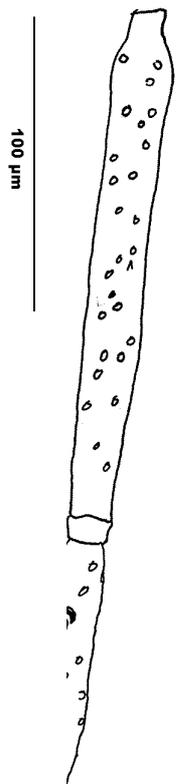
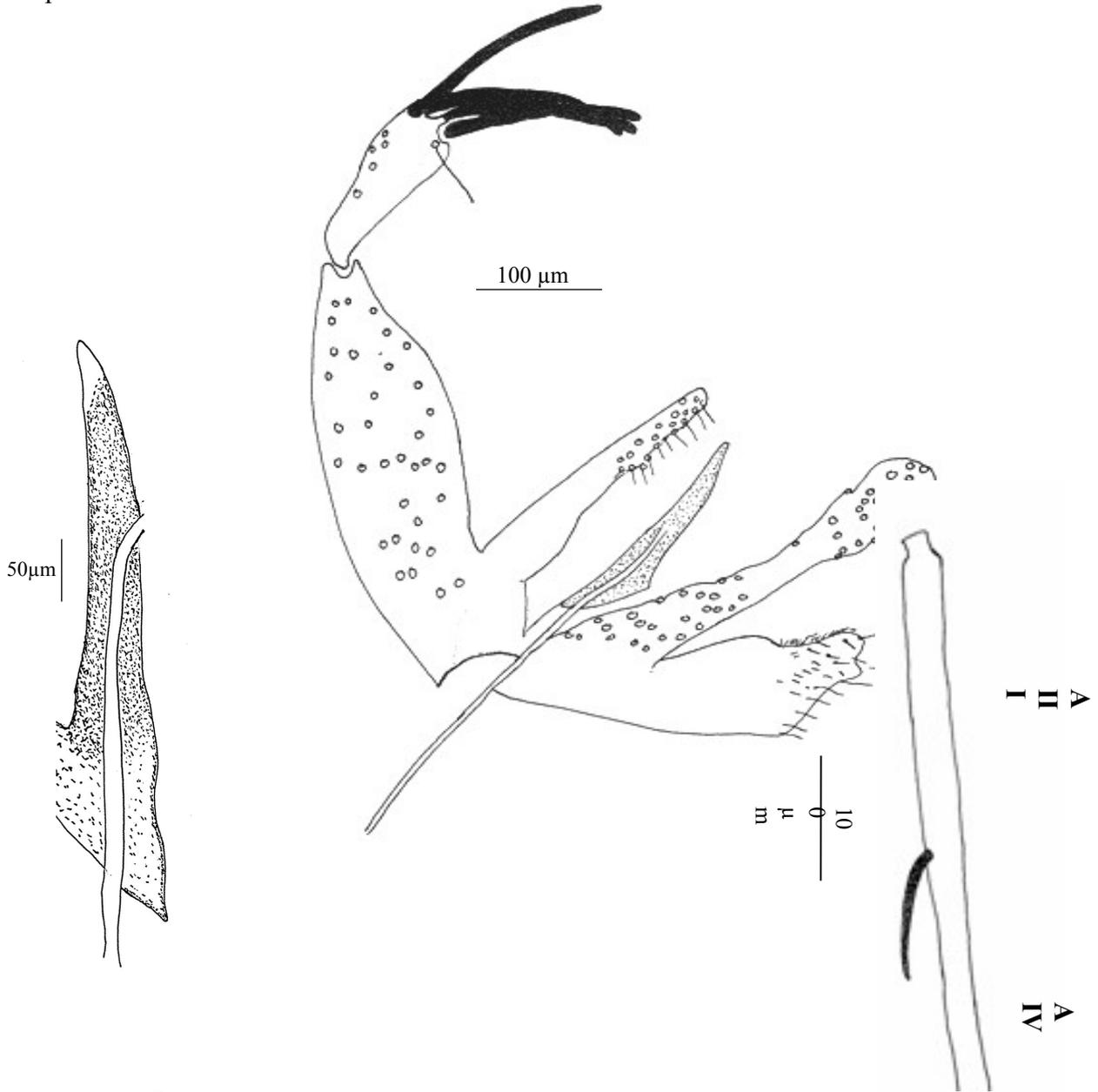
Parmi les *Grassomyia* *S.dreyfussi* est la seule espèce d'Afrique du Nord munie d'une rangée de 7 à 10 épines sur les fémurs des pattes postérieures. Dans les pays du Maghreb, son identification ne pose aucun problème.

L'armature cibariale comporte, chez le mâle, une moyenne de 22 dents acérées, rangées en un arc concave vers l'avant. Le style est deux fois moins long que le coxite. Les valves du pénis sont régulièrement effilées à l'apex.

La femelles: (Fig 77)

La femelle est caractérisée par des spermathèques comportant un réservoir capsulaire orné d'un anneau de petites épines.

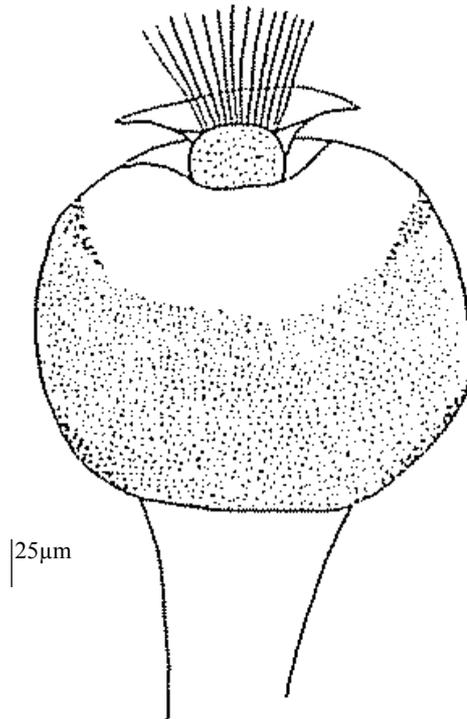
Le segment antennaire A III mesure de 0,20 à 0,22 mm. Le cibarium comporte 44 à 46 dents placées sur un



10
0
μ
m

I
II
A

IV
A 100 μm



**Figure 77 : *Sergentomyia (Grassomyia) dreyfussi* (femelle) :
Spermatheques, pharynx, antennes. Original**

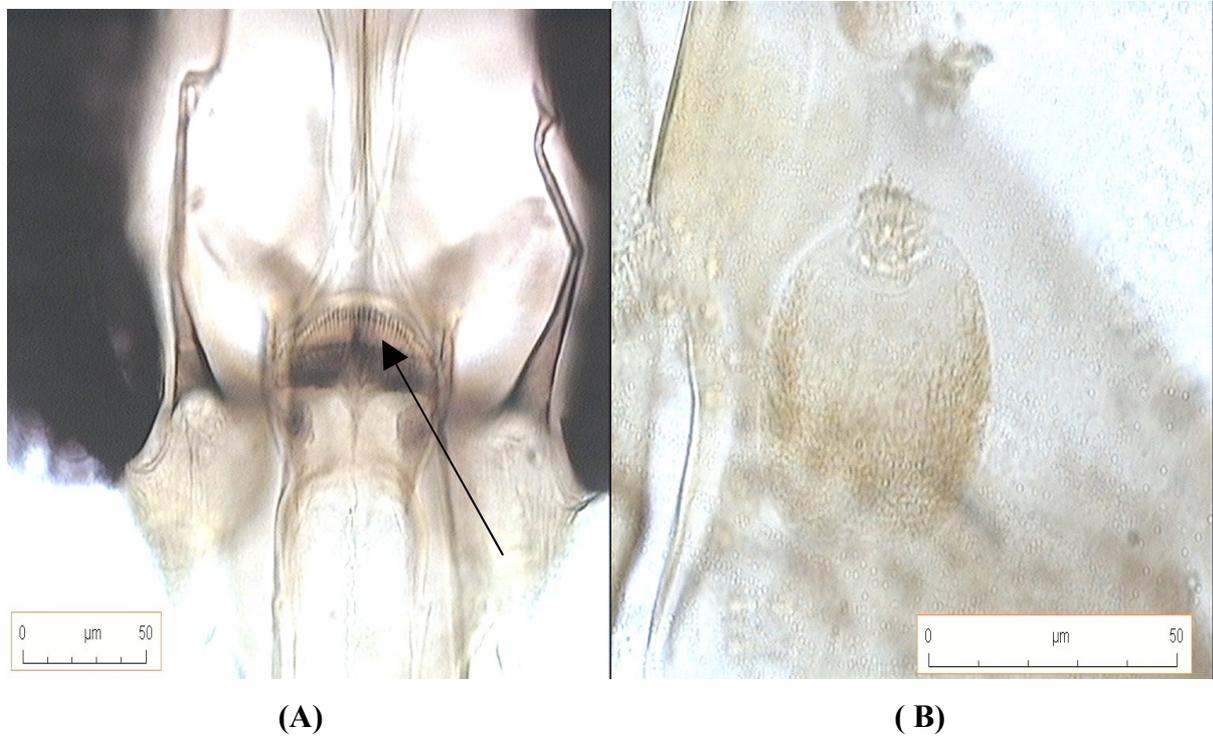


Figure 77: (A) Dents, (B) Spermathèque de la femelle de *S. dryfussi*

2.2.- Mensurations

Nos mensurations révele,

◇- chez le mâle

L'A III plus long que l'épipharynx : $A III / E = 1,5$. Présence d'une épine géniculée sur les articles IV à XV, la formule: 1 / IV – XV ; celle du quatrième article mesure environ le tiers de sa longueur

$A III < A IV + A V$ (figure 76).

La formule palpale est comme suit: 1, 2, 3, 4, 5.

◇- Chez la femelle

L'A III est plus grand que l'épipharynx : $A III / E = 1,07$ à 1,2.

Une seule épine géniculée sur les articles IV à XV (la formule: 1 / IV – XV). Celle du IV article mesure environ la moitié de sa longueur.

La formule Palpale est: 1, 2, 3, 4, 5.

3 -Sous-genre *Sintonius* Nitzulescu, 1931

Défini par Nitzulescu en 1931, ce sous-genre comporte actuellement, d'après Artemiev (1991), 29 espèces. D'après Theodor (1958), les caractères d'inclusion sont :

- La présence de quelques soies dressées sur les tergites abdominaux 2 à 6.

Chez le mâle:

- le style présente 4 soies terminales ou 2 terminales et 2 subterminales.
- les paramères sont crochues à leur extrémité.
- l'édéage effilé, à une extrémité pointue.

Chez la femelle :

- le cibarium est armé de dents pointues.
- le pharynx est peu armé.
- les spermathèques sont annelées et les conduits débouchent séparément dans l'atrium génital (Perfiliev, 1968).

Lors de nos prospections, nous avons capturé deux espèces appartenant à ce sous-genre. Il s'agit de: *S.christophersi* et *S.clydei*.

Sergentomyia (Sintonius) christophersi Sinton, 1927

Trans. Roy. Soc. Trop. Med. Hyg., 1927, 21 (1), 5-7

1.- SYSTEMATIQUE

Cette espèce a été décrite de Lahore (Pakistan occidental) par Sinton (1927) sous le binôme *Phlebotomus christophersi*. Elle a été rattachée au sous-genre *Sintonius* (1931). Depuis, son statut taxinomique est resté inchangé du fait de l'existence de caractères évidents (nombre réduit de dents cibariales et spermathèques annelées) permettant une identification générique aisée.

2.- REPARTITION GEOGRAPHIQUE

S.christophersi présente une aire de répartition très large recouvrant les régions Indo-pakistanaise et Ethiopienne et la partie paléarctique de l'Afrique du Nord.

Sa distribution en Afrique intéresse le Soudan (Kirk et Lewis., 1954), l'Ethiopie (Ashford, 1974), le Tchad (Abonnenc et Rioux, 1960) et la Guinée (Clastri, in Abonnenc.,1972 et au Niger (Le Pont et *al.*, 1993).

S.christophersi est mentionné pour la première fois en Algérie en 1973 et confirme l'extension de son aire de répartition à l'Afrique du Nord par Dedet et *al.*, (1973b). C'est une espèce subdésertique, capturée dans les biotopes sauvages (anfractuosités rocheuses) où vivent de nombreuses espèces animales comme les rongeurs et surtout les reptiles (Dedet et *al.*, 1984). Elle est également signalée au Maroc (Rioux et *al.* ;1975a) et en Tunisie par (Rioux et *al.*, 1971). En Asie, elle a été retrouvée au Pakistan, en Iran, et en Afghanistan (Theodor et Mesghali., 1964, Artemiev., 1978) et dans la péninsule arabique (Lane., 1986). Elle est trouvée en Egypte par El Sawaf et *al.*, (1987). Au Liban, elle a été signalée pour la première fois par Haddad (1998).

3.- ETHOLOGIE

S.christophersi est une espèce thermophile et xérophile, inféodé aux déserts rocheux (Pakistan, Jordanie). En Arabie Saoudite, elle est adaptée à plusieurs types de biotopes, à végétation rare ou dense, depuis le niveau de la mer jusqu'à 2250 m d'altitude avec un maximum de concentration entre 500 et 1500 m.

C'est un Phlébotome volontiers anthropophile et endophile. Son comportement observé en Inde et au Pakistan occidental, est considéré par Sen Gupta (1968) comme un vecteur éventuel de la leishmaniose cutanée. En Tunisie, il a été soupçonné dans la transmission de la *L. cutané* (Croset et *al.*, 1978).

4.- COMMENTAIRES SUR NOS CAPTURES

Cette espèce représente au total 67 spécimens de *S. christophersi* 32 mâles et 35 femelles ont été capturés par pièges adhésifs placés en bordure des routes (barbacanes) et dans les anfractuosités rocheuses sur substrat calcaire dans la région de Ghardaia et Metlili.

4.1.- Critères d'identification

S. christophersi est voisin de *S. clydei* (Sinton, 1928). Chez les deux espèces, les styles ont quatre épines dont deux terminales.

Le mâle: (Fig 78)

- le cibarium est armé de 2-4 dents principales courtes et fortes et de petits denticules additionnels disposés sans ordre en avant ou en arrière des dents principales. La plage pigmentée petite et triangulaire est située bien en avant des dents buccales.
- le pharynx postérieur présente au milieu de son extrémité postérieure, des stries finement denticulées ; d'autres stries plus grossières et plus espacées encadrent les premières.
- le style possède 4 épines dont 2 terminales et 2 subterminales ; la soie ventrale est relativement longue et les fourreaux péniaux sont courts et pointus.

La femelle: (Fig 79 A et B)

- le cibarium est armé d'une rangée de 4-7 dents fortes et aiguës et, plus en avant, d'une rangée de 4-5 denticules punctiformes parfois peu visibles ; sur certains exemplaires on distingue dans les intervalles des dents, 4 ou 5 séries de fins denticules ; la plage pigmentée grossièrement circulaire, présente un bord postérieur plus ou moins encoché.
- le pharynx est postérieur comme celui du mâle.
- les spermathèques sont formées chacune de 7-8 anneaux, avec une tête en flammes

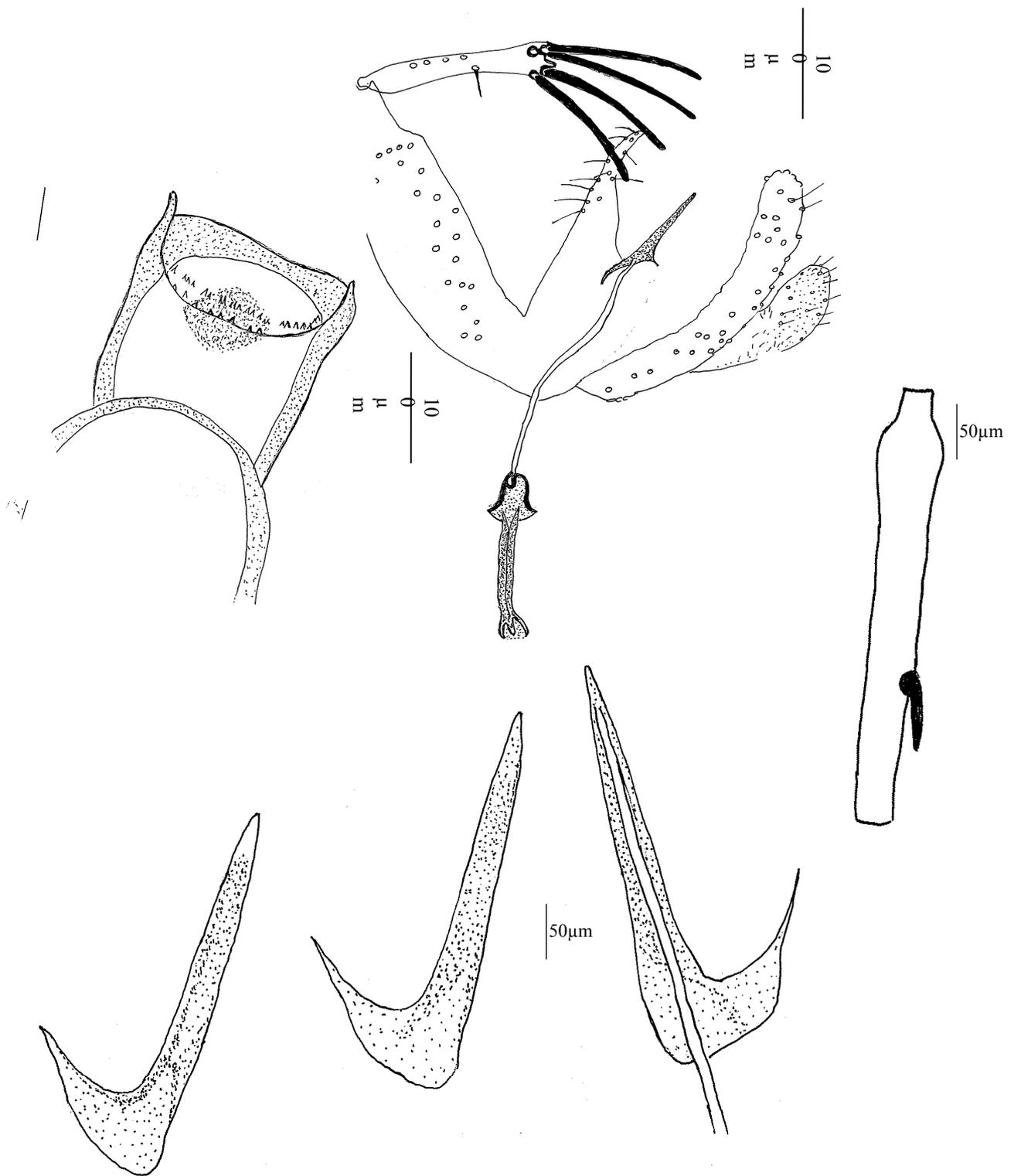


Figure 78 : *Sergentomyia (Sintonius) christophersi* (mâle) :
Genitalia, pharynx, antennes, édeages. Original

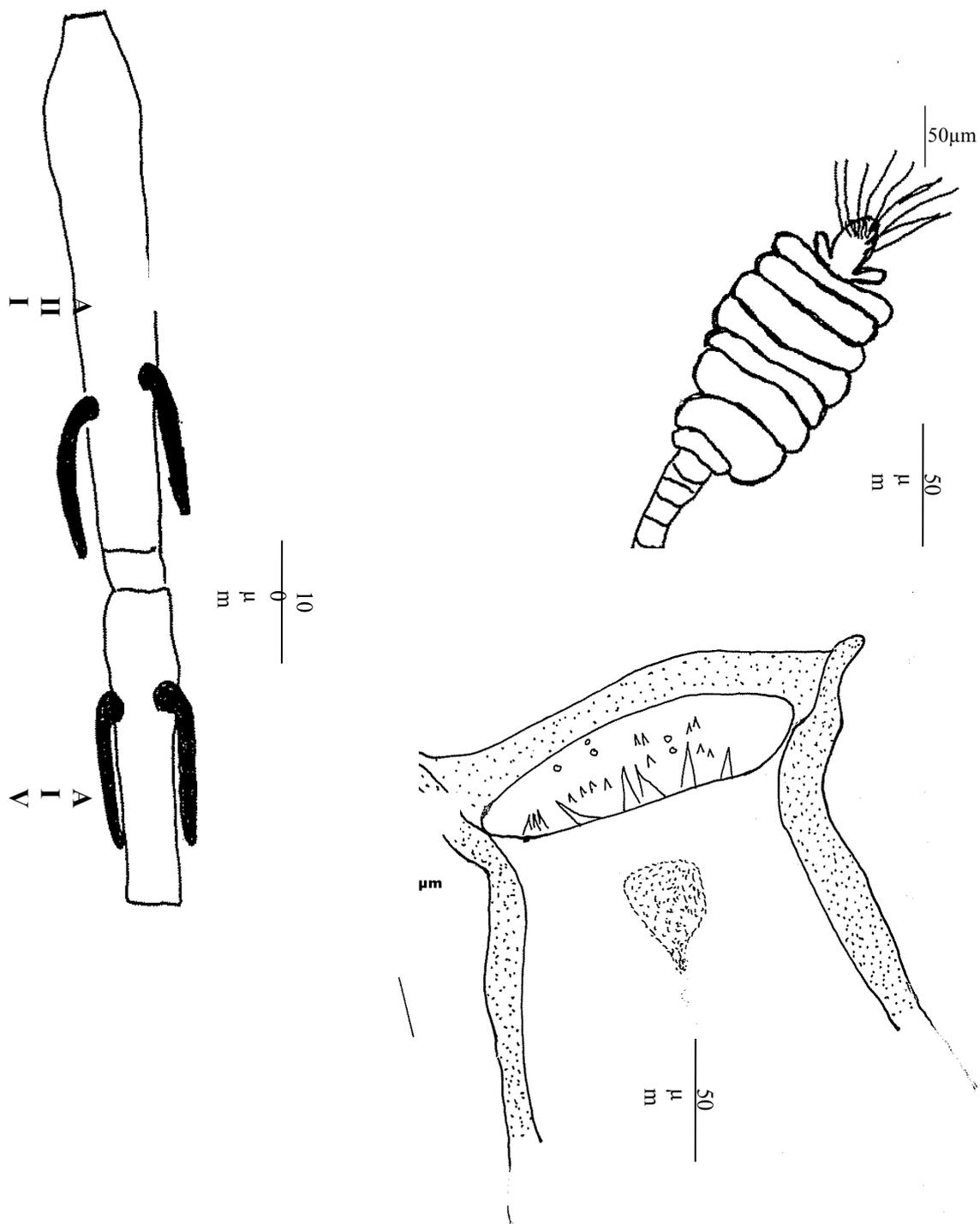


Figure 79 A: *Sergentomyia (Sintonius) christophersi* (femelle) :
Spermatheques, antennes, cibarium. Original

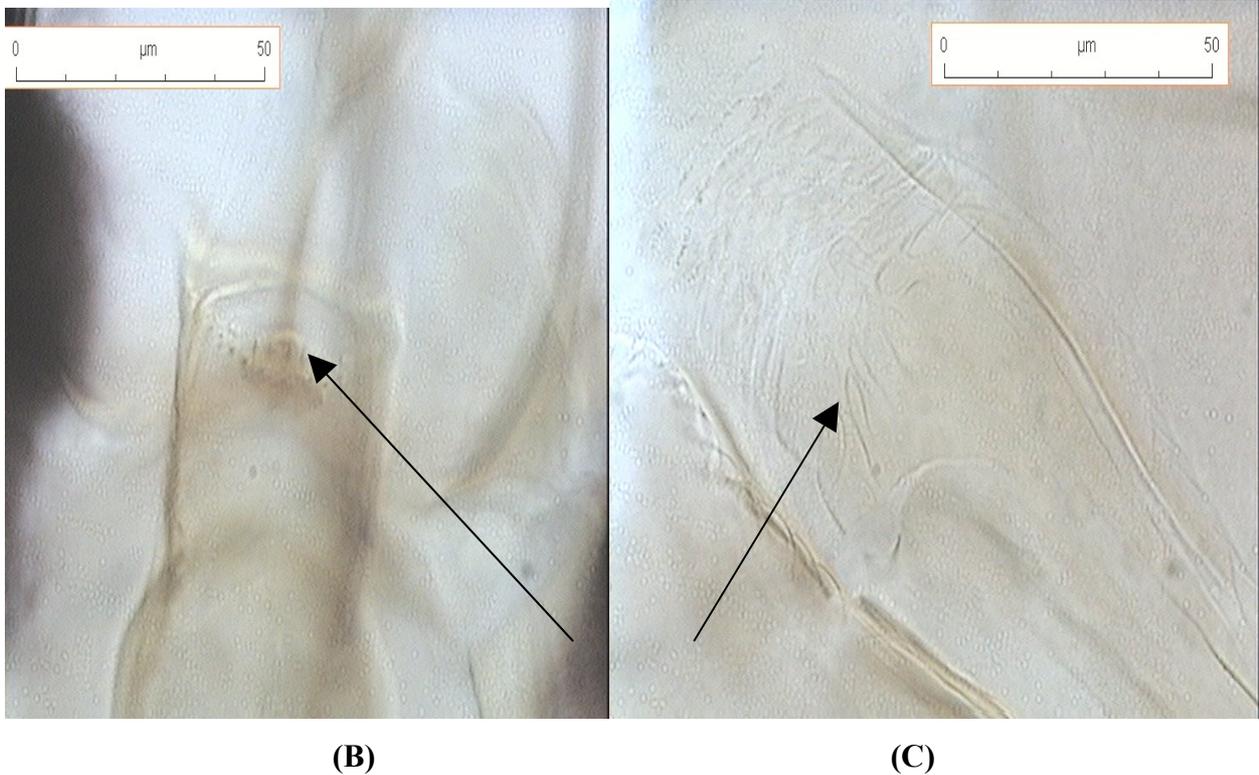


Figure 79: (B) Cibarium, (C) Pharynx de la femelle de *S.christophersi*.

4.2. - Mensurations

◇-Chez le mâle

L'A III est plus long que l'épipharynx : Le rapport A III / E est égale à 1, 5. La présence d'une épine géniculée sur les articles IV à XV (formule : 1 / IV – XV ; celle du quatrième article mesure environ le tiers de sa longueur (Figure78).

III < IV + V.

La formule palpale est : 1, 2, 3, 4, 5.

◇-Chez la femelle :

L' A III plus grand que l'épipharynx. Le rapport A III / E est entre 1,07 et 1,2. Une seul épine géniculée sur les articles IV à XV, la formule est 1 / IV – XV). Celle du IV article mesure environ la moitié de sa longueur.

La formule palpale est comme suit : 1, 2, 3, 4, 5.

Rapport deCHR (mâle)	Nombre de valeurs	Ecart-type	Valeur de P
AIII / AIV + AV	2	0,07	P > 0,1
AIII / E	2	0,09	P > 0,1
L cox / L style	3	0,08	P > 0,1
L cox / L sur style	3	0,09	P > 0,1

Sergentomyia (Sintonius) clydei Sinton, 1928

Ind. Jour. Med. Res., 1928, 16 (1), 179-186

1.- SYSTEMATIQUE ET REPARTITION GEOGRAPHIQUE

Décrit par Sinton en 1928 à partir de spécimens du Waziristân (Pakistan). Depuis elle a été retrouvé dans les plaines de l'Inde où elle est largement répartie (Sinton 1932). On la rencontre en Asie (Indes, Iran, Turkestan), en Afrique de l'est (Ethiopie, Kenya, Soudan, et Tchad) et en Afrique occidentale (Dedet et *al.*, 1984). Cette espèce a été signalée pour la première fois en Algérie par Parrot et Durand-Delacre (1947). *P. clydei* a une répartition très étendue, il se trouve dans la frange steppique nord saharienne à l'est dans la région de Biskra, dans la région de Béchar à Béni Ounif, au Tassili et au Hoggar (Belazzoug et Mehzoul 1986c).

2.- ETHOLOGIE

En Algérie, *P. clydei* présente une assez grande ubiquité écologique, il vit dans les terriers de rongeurs non loin des habitations humaines et les anfractuosités rocheuse (Parrot et Durand-Delacre., 1947). Selon Dedet et Addadi (1984), il se rencontre dans les trous de murs et en zone urbaine .Au Kenya, cette espèce est présentée dans les terriers et les habitations humaines (Heisch., 1956). Au Soudan, il est très largement réparti, on le rencontre aussi bien dans les régions habitées qu'inhabitées, près des rivières et loin de celles-ci, mais aussi dans les terriers de *Vulpes pallida* et de *Gerbillapygarius* (Kirk et Lewis., 1946). Au Nord du Tchad, il habite les terriers d'*Acomys* et au Sénégal, il est fréquent presque toute l'année sur les murs intérieurs (Hoogstraal et *al.*, 1969).

2 .- ROLE VECTEUR

Sous l'angle trophique *P. clydei* apparait également très polyvalent ; il pique l'homme, divers mammifères et des reptiles. Ils ont rapporté qu'au Kenya et au Nigéria cette espèce se nourit sur le chien (Bruce et Mc Millan., 1957 in Croset et *al.*, 1978). Il a été capturé alors qu'il piquait l'homme sur des termitières (Wijers 1963). Il pique les lézards et l'homme mais n'est pas considéré comme vecteur de Kala-Azar au Soudan (Dietlein, 1964). A Djibouti-où il est fréquent toute l'année, surtout au printemps, il pique le Gecko mais ne pique pas l'homme (Parrot et Martin, 1944). Dans le Sahara occidental on a noté une très nette anthropophilie (Durand-Delacre et Memin, 1953), de même au Soudan où on l'a surpris cinq fois en train de piquer l'homme (Kirk et Lewis, 1947). Au Sénégal, il n'a jamais été signalé comme piquant l'homme bien que les femelles ont été nourri plusieurs fois sur le Gecko (Croset et *al.*, 1978).

4.- COMMENTAIRES SUR NOS CAPTURES

Au cours de nos transect, nous avons capturé 12 spécimens de *S. clydei* uniquement à Ain Zaatout (Batna) et à Boussaada (M'Sila). Le faible effectif est associé avec les autres espèces du genre *Sergentomyia*. Il faut noter une différence dans la répartition de ces espèces en fonction des habitats. Ainsi la richesse spécifique est plus importante en milieu rural, tandis que seules les espèces *S. fallax* et *S. minuta* sont collectées en faible densité en milieu urbain.

4 – 1 - Critères d'identification

Le mâle: (Fig 80 A et B) :

Les genitalia sont identiques à ceux de *S. christophersi* et ne se différencie du mâle de ce dernier que par la morphologie de son armature :

- le cibarium présente une rangée de 25-35 denticules disposés par petits groupes. La plage pigmentée est grossièrement circulaire à bord postérieur souvent sinueux.
- le pharynx est muni à son extrémité postérieure de fins denticules peu visibles
- le coxite porte 4 épines dont 2 terminales et 2 subterminales ; la soie ventrale est longue et grêle.
- le paramère se termine en pointe recourbée.

Femelles (Fig 81 A et B) :

- le cibarium est armé d'une rangée horizontale de 12-13 dents longues et aiguës, munie chacune d'une arête centrale, et d'une deuxième rangée antérieure de 16-18 petites dents courtes dont plusieurs sont souvent décalées en avant ou en arrière. La plage pigmentée est en forme de losange avec le bord postérieur arrondi
- les spermathèques sont annelées (7-8 anneaux).
- l'abdomen possède des soies dressées sur les tergites

100 μ m



Figur A : *Sergentomyia (Sintonius) clydei* (mâle) :
Genitalia, pharynx. Original

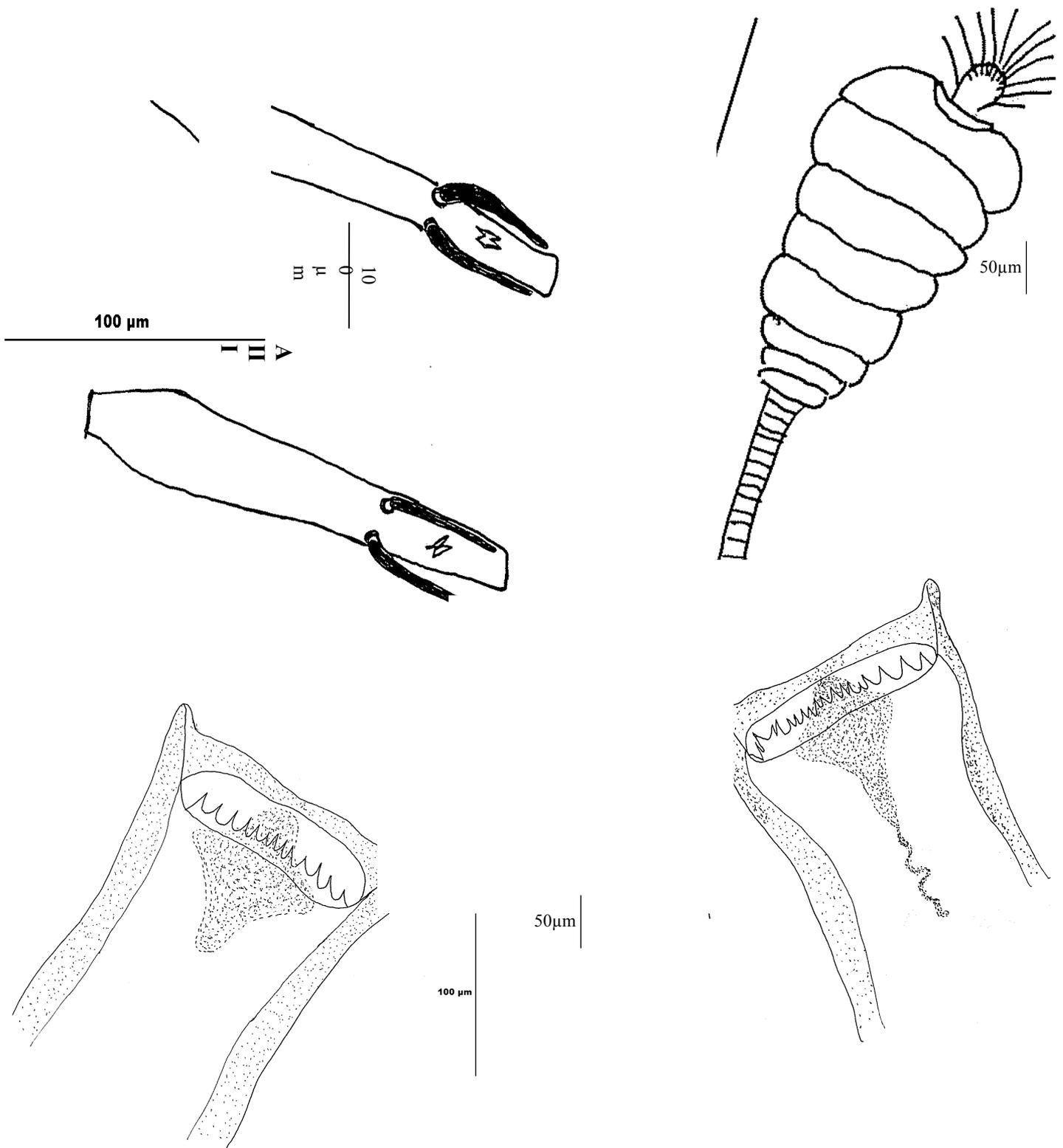
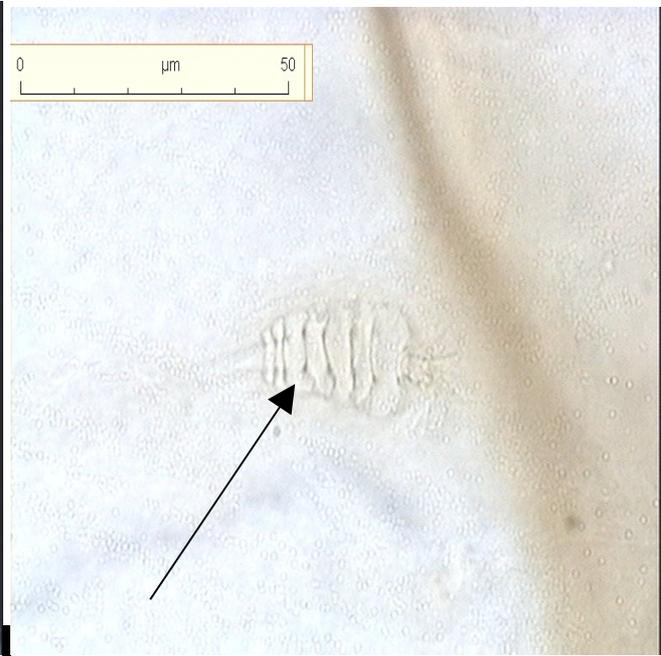


Figure 81 A : *Sergentomyia (Sintonius) clydei* (femelle) :
Spermathèques, antennes, pharynx. Original



(A)



(B)

Figure 81: (A) Dents cibarial, (B) Spermathèque de la femelle de *S. clydei*



(B)

Figure 80: (B) Edéage du mâle de *S. clydei*

DETERMINATION DU GENRE *Sergentomyia*

- soies abdominales sont couchées pour la plupart des espèces
- armature cibariale bien développée formée de plusieurs dents acérées
- spermathèques de forme grossièrement tubulaire
- génitalia: style muni de 4 épines et d'une petite soie insérée sur le côté interne (soie non caduque).

Soies des tergites abdominaux II et VI uniformément couchées. Cibarium armés de dents. Style à 4 épines terminales fortes et une soie non caduque :

DETERMINATION DES ESPECES DU GENRE *PHLEBOTOMUS* MALES

Clé des Mâles:

Genre *Sergentomyia*.....12.

Sous genre *Sergentomyia*.....13

Valve du pénis triangulaire, en cône à apex pointu.....16

13- Style 5 à 7 fois plus longues que large, soie non caduque très courte et insérée tout près des épines terminales, pénis à extrémité mousse :

Sergentomyia (Sergentomyia) fallax (Parrot, 1921)

Style plus court et trapu.....14

14- Soie non caduque du style assez éloignée des épines terminales.....15

Soie non caduque du style très proche des épines terminales ; les quatre épines du style sont souvent disposées en deux rangées de dents très courtes et aigues :

Sergentomyia (Sergentomyia) schwetzi (Adler et Théodor, 1923)

15- Cibarium armé de dents disposées sur une ligne droite ou légèrement concave en arrière :

Sergentomyia (Sergentomyia) minuta parroti (Adler et Théodor, 1927)

Cibarium armé de dents disposées sur un arc profondément concave en arrière, tache cibariale pourvu d'un prolongement antérieur :

Sergentomyia (Sergentomyia) antennata (Newstead)

16- valve pénienne en forme de cône très allongé.....17

Valve pénienne en forme d'un cône court.....19

17- Dents cibariales très aigues à pointes obliquement dirigées vers le centre, 12 à 14 dents

Sergentomyia (Sintonius) tiberiadis (Adler, Théodor et Lourie, 1930)

Dents cibariales mousses.....18

18- Cibarium armé de 20 dents mousses disposées sur une ligne légèrement convexe vers arrière, soie non caduque insérée au voisinage immédiat de l'apex du style :

Sergentomyia (Grassomyia) dreyfussi (Parrot, 1931)

Cibarium armé de 30 à 35 petites dents monomorphes, rangées en palissade régulière suivant un arc de cercle légèrement concave vers l'arrière :

Sergentomyia (Parrotomyia) eremetis

19- Cibarium armé de 25 à 35 petites dents disposées par groupes de 4 ou de 6 et d'une rangée antérieure de denticules punctiformes :

Sergentomyia (Sintonius) clydei (Parrot, 1928)

Cibarium armé de deux ou trois dents courtes et fortes et d'une série de denticules fins disposés sans ordre :

Sergentomyia (Sintonius) christophersi

Sergentomyia (Parrotomyia) lewisi (Parrot, 1948)

Clé des Femelles

Soies des tergites abdominaux II et VI uniformément couchées. Cibarium armé d'une rangée transversale de dents bien visibles :

Genre *Sergentomyia*.....9

9- Spermathèque annelée

Sous genre *Sintonius*.....10

Spermathèque lisse.....12

10- Cibarium d'une rangée de dents de 4 à 7 forte et aigues et d'une rangée antérieure de 4 à 5 denticules punctiformes. Tache cibariale sans prolongement :

Sergentomyia (Sintonius) christophersi

Cibarium armé de plus de 10 dents.....11

11- Cibarium armé de plus de 10 dents aigues disposées en ligne droite et d'une rangée antérieure de 16 à 18 denticules punctiformes. Tache cibariale avec prolongement antérieur :

Sergentomyia (Sintonius) clydei

Cibarium armé de 18 dents aigues fortes et serrées (les latérales étant plus larges que les médianes) disposées suivant un arc de cercle à peine concave vers l'arrière et très obliquement dirigés vers le centre ; en avant deux rangées de denticulations :

Sergentomyia (Sintonius) tiberiadis

12- Spermathèque en forme de capsule allongée, orné d'une bande équatoriale couverte de fines spécules :

Sergentomyia (Grassomyia) dreyfussi

- Spermathèque dépourvue de spécules.....13

13- Cibarium armé de 40 à 90 dents disposées sur une ligne droite ou légèrement concave vers l'arrière14

Cibarium armé de 16 à 30 dents disposées sur une ligne concave à l'arrière.....15

14-Troisième segment de l'antenne court (70 à 95 microns), tache cibariale, bien développée caractéristique :

Sergentomyia (Sergentomyia) munita parroti

Troisième segment de l'antenne long (130 à 170 microns) :

Sergentomyia (Parrotomyia) eremitis

15- Pharynx globalement cordiforme.....16

Pharynx en vers de lampe.....17

16- Pharynx très nettement cordiforme, fortement encoché dans sa partie postérieure ; dent pharyngienne postérieures beaucoup plus nombreuses et plus fines que les antérieures :

Sergentomyia (Sergentomyia) fallax

Pharynx d'aspect moins nettement cordiforme, peu ou pas encoché à sa partie postérieure, un seul type d'écaillés longues et acérées ; tache cibariale pourvue d'un prolongement antérieur :

Sergentomyia (Sergentomyia) antennata

17- Cibarium ne présentant pas de denticulations en avant de la rangée de dents principales 13 à 20 dents fortes et aigues, les dents latérales externes et les dents médianes sont plus petites que les latérales médianes), armature pharyngienne peu différenciée, située dans la partie postérieure rétrécie du pharynx et formée d'écaillés finement denticulées :

Sergentomyia (Sergentomyia) schwetzi

Cibarium présentant une rangée de 16 à 20 denticules punctiformes en avant d'une rangée de 15 à 20 dents implantées sur une ligne droite :

CHAPITRE I: MATERIEL ET METHODES

INTRODUCTION

Depuis longtemps la taxinomie des phlébotomes repose sur des descriptions morphologiques externes puis internes. Cependant, Cette étude morphologique a ses limites car elle ne peut différencier deux espèces jumelles et à l'opposé, elle met en évidence des différences entre populations d'une même espèce. C'est ainsi qu'il peut y avoir des conséquences sur l'identification des espèces vectrices dans les foyers de leishmaniose.

Ainsi, des nouvelles approches biochimiques et moléculaires dont les données se prêtent à l'analyse informatique se sont développées dans le but de résoudre les problèmes posés aussi bien par l'individualisation des taxons que par l'étude de leurs relations phylogénétiques et biogéographiques.

L'identification précise des espèces de phlébotomes constitue encore un problème en Algérie car certaines espèces sont décrites en se basant seulement sur la morphologie du mâle alors que la femelle reste inconnue comme c'est le cas de (*P. chadlii*, *P. riouxi*).

Notre objectif est de contribuer à la résolution de ces problèmes d'identification en caractérisant des populations de phlébotomes capturées dans l'Est algérien. Nous présentons les résultats d'une approche combinée des études morphologiques, et de l'ADNmt. Ces deux approches ont été appliquées à l'étude des espèces de *Phlebotomus* identifiées. Parmi ces espèces certaines sont des vecteurs prouvés ou suspectés de leishmanies en Algérie. Nous avons en outre appliqué cette analyse aux *Paraphlebotomus* et sur le complexe *perniciusus-longicuspis*. L'analyse de l'ADNmt est utilisée pour la recherche de marqueurs.

1.- ORIGINE DES ESPECES

Les différents spécimens étudiés provenant de différentes régions de l'est et du sud algérien sont mentionnés dans le tableau XXX.

Tableau XXX: Echantillonnage des phlébotomes étudiés en biologie moléculaire

Echantillonnages : PA = pièges adhésifs. CDC = piège lumineux.							
Espèce	Pays	Région	Localité	Mode de piégeage	Date de capture	Sexe	Spécimen
	Algérie						
<i>P. perniciosus</i>		MILA	Sidi Kkhlifa	PA	20/08/2004,	♂	PNSKH
//		M'SILA	Salama	PA	01/08/2007	♂	PN639
//		Aurès	Ain Zaatout	CDC	11/09/2007	♂	PN538
//		Jijel	Fdoules	CDC	28/08/2007	♀	PN643
//		Jijel	Fdoules	CDC	15/09/2007	♂	PN632
//		MILA	Ferdjioua	PA	10/09/2004	♂	PNFE1
//		Aurès	Menaa	CDC	20/09/2007	♂	PN597
//		Jijel	Fdoules	CDC	28/08/2007	♀	PN642
//		Jijel	Fdoules	CDC	28/08/2007	♀	PN641
//		Aurès	Ain Zaatout	CDC	15/09/2007	♂	PN668
//		Mila	Vieux Mila	PA	23/07/2004	♂	PNVIM 2,1
//		Ghardaïa	Metlili	CDC	05/09/2007	♂	PN660
//		M'SILA	Salama	PA	01/08/2007	♂	PN638
//		BBA	Khola	PA	08/07/2007	♂	PN677
//		Aurès	Tazoult	CDC	16/09/2007	♂	PN517
//		Aurès	Ain Zaatout	CDC	20/09/2007	♀	PN543
//		Jijel	Fdoules	CDC	26/08/2007	♀	PN640
//		Ghardaïa	Metlili	CDC	05/09/2007	♂	PN656
//		Aurès	Tazoult	CDC	16/09/2007	♂	PN518
//		BBA	Khola	PA	08/07/2007	♂	PN677
//		Jijel	Fdoules	CDC	26/08/2007	♀	PN641
//		MILA	Sidi- Khalifa	PA	20/08/2004	♂	PNSKH2
//		Jijel	Beni Ahmed	PA	10/08/2004	♂	PNBEN2
//		MILA	Ferdjioua	PA	10/09/2004	♂	PNFE3
//		Aurès	Menaa	CDC	26/09/2007	♂	PN582
//		Aurès	Ain Zaatout	CDC	15/09/2007	♂	PN668
//		Bordj Bouariridje	Khola	PA	29/06/2007	♂	PN1
//		Bordj Bouariridje	Madjana	PA	29/06/2007	♂	PN4
<i>P. longicuspis</i>		M'SILA	Salama	PA	01/08/2007	♀	LC637
//		Aurès	Tighargar	CDC	14/09/2007	♀	LC633
//		Aurès	Chemla	CDC	05/07/2007	♂	LC511
//		Mila	Vieux Mila	PA	23/07/2004	♂	LC6Vim
//		Aurès	Chemla	CDC	13/09/2007	♂	LC601
//		Aurès	Elkantra	CDC	20/09/2007	♂	LC644
//		Aurès	Chemla	CDC	13/09/2007	♂	LC509
//		Aurès	Menaa	CDC	13/09/2007	♀	LC512
//		M'SILA	Boussaâda	CDC	15/08/2007	♀	LC549

//		M'SILA	Boussaâda	CDC	15/08/2007	♂	LC553
//		M'SILA	Boussaâda	CDC	15/08/2007	♂	LC545
//		M'SILA	Boussaâda	CDC	06/08/2006	♂	LC331
//		Aurès	Chemla	CDC	13/09/2007	♂	LC513
//		M'SILA	Boussaâda	CDC	18/08/2007	♂	LC507
//		M'SILA	Boussaâda	CDC	15/08/2007	♂	LC661
//		Jijel	Beni Ahmed	CDC	10/082004	♂	LCBE1
//		M'SILA	Boussaâda	CDC	15/08/2007	♂	LC548
//		Jijel	Kaous	PA	10/082004	♂	LCBK1
//		M'Sila	Salama	PA	01/08/2007	♂	LC2
//		Bordj Bouariridje	Madjana	PA	01/08/2007	♂	LC1
//		Bordj Bouariridje	Madjana	PA	01/08/2007	♂	LC3
<i>P.perfiliewi</i>		Jijel	Beni Ahmed	PA	10/08/2004	♀	PF BE1
//		Jijel	Beni Ahmed	PA	10/08/2004	♂	PF BE4
//		Jijel	Beni Ahmed	PA	10/08/2004	♂	PFBE1, 1
//		Jijel	Beni Ahmed	PA	10/08/2004	♂	PFBE5
//		Jijel	Beni Ahmed	PA	10/08/2004	♂	PFBE6
//		Mila	Ferdjioua	PA	10/09/2004	♂	PFFE1
//		Aurès	Tazoult	PA	10/09/2007	♂	PF1TAZ
//		Jijel	Beni Ahmed	PA	10/08/2004	♂	PFBE2
//		M'Sila	Salama	PA	01/08/2007	♀	PF636
//				PA	10/08/2004	♀	PFBE7
<i>P.ariasi</i>		Aurès	Ain Zaatout	CDC	11/09/2007	♂	AR529
//		Aurès	Menaa	CDC	26/09/2007	♀	AR576
//		Aurès	Tazoult	CDC	11/09/2007	♂	AR526
<i>P. chadlii</i>		Aurès	Nara	PA	30/08/2006	♂	CD1
//		Aurès	Nara	PA	30/08/2006	♂	CD2
//		Aurès	Ain Zaatout	CDC	11/09/2007	♂	CD515
<i>S. fallax</i>		Ghardaïa	Metlili	CDC	06/09/2007	♂	FAL519
//		Aurès	Ain zaatout	CDC	15/09/2007	♀	FAL666
//		Aurès	Tazoult	CDC	20/09/2007	♀	FAL618
//		Aurès	Chemla	CDC	13/09/2007	♂	FAL610
//		Aurès	Menaa	CDC	26/09/2007	♀	FAL578
//		Aurès	Ain zaatout	CDC	20/09/2007	♂	FAL542
//		Aurès	Tazoult	CDC	20/01/1900	♀	FAL612
//		Aurès	Menaa	CDC	26/09/2007	♀	FAL581
//		Aurès	Ain zaatout	CDC	11/09/2007	♂	FAL537
//		Aurès	Menaa	CDC	13/09/2007	♀	FAL599
//		Ghardaïa	Metlili	PA	19/09/2006	♀	FAL351
//		Aurès	Tazoult	CDC	20/09/2007	♂	FAL615
//		Ghardaïa	Metlili	PA	19/09/2006	♀	FAL349
//		Ghardaïa	Metlili	CDC	06/09/2007	♀	FAL651
//		Ghardaïa	Metlili	CDC	05/09/2007	♂	FAL657
//		Ghardaïa	Metlili	CDC	05/09/2007	♂	FAL553
//		Aurès	Menaa	CDC	13/09/2007	♂	FAL610
//		Aurès	Tighargar	PA	30/08/2006	♂	FAL336
//		Aurès	Menaa	CDC	26/09/2007	♀	FAL578
//		Ghardaïa	Metlili	CDC	06/09/2007	♂	FAL652
//							FAL405
//		Ghardaïa	Metlili	CDC	06/09/2007	♀	FAL541
//		Ghardaïa	Metlili	CDC	06/09/2007	♀	FAL654
//							FAL229
//							FAL406
//		Aurès	Tazoult	CDC	20/09/2007	♂	FAL619

//							FAL583
<i>P. sergenti</i>		Aurès	Menaa	CDC	15/09/2007	♀	SE670
//		Bordj Bou Arriridj	Khola	PA	08/07/2007	♂	SE675
//		Bordj Bou arreridj	Khola	PA	29/06/2007	♂	SE627
//		Ghardaïa	Metlili	PA	06/09/2007	♂	SE539
//		Ghardaïa	Metlili	PA	06/09/2006	♂	SE540
//		Aurès	Menaa	CDC	15/09/2007	♀	SE669
//		Bordj Bouareridje	Khola	PA	08/07/2007	♂	SE676
//		Aurès	Menaa	CDC	26/09/2007	♂	SE621
//		Ghardaïa	Ghardaïa	PA	20/09/2006	♂	SE304
//		Ghardaïa	Ghardaïa	PA	20/09/2006	♂	SE307
//		Ghardaïa	Ghardaïa	PA	20/09/2006	♂	SE305
//		Ghardaïa	Metlili	PA	19/09/2006	♀	SE394
//		Ghardaïa	(Berhoume)	PA	20/09/2006	♀	SE339
//		Ghardaïa	Metlili	PA	19/09/2006	♀	SE342
//		Aurès	Tighargar	PA	30/08/2006	♀	SE335
//		Ghardaïa	Ghardaïa	PA	20/09/2006	♀	SE312
//		Ghardaïa	Ghardaïa	PA	20/09/2006	♂	SE313
//							SE639
//							SE308
<i>S. christophers</i>							
<i>i</i>		Ghardaïa	Metlili	PA	06/09/2007	♀	CHR541
//		Aurès	Ain Zaatout	CDC	20/09/2007	♂	CHR542
//		Aurès	Ain Zaatout	CDC	11/09/2007	♂	CHR537
//		Aurès	Chemla	CDC	13/09/2007	♀	CHR599
//		Ghardaïa	Metlili	CDC	06/09/2007	♂	CHR519
//		Aurès	Menaa	CDC	26/09/2007	♀	CHR578
//		Aurès	Menaa	CDC	29/09/2007	♀	CHR581
//		Aurès	Tazoult	CDC	20/09/2007	♂	CHR615
//		Aurès	Tazoult	CDC	20/09/2007	♀	CHR612
//		Aurès	Menaa	CDC	13/09/2007	♂	CHR610
//		Aurès	Tazoult	CDC	20/09/2007	♀	CHR618
//		Aurès	Tazoult	CDC	20/09/2007	♂	CHR614
//		Ghardaïa	Metlili	CDC	06/09/2007	♂	CHR632
//		Ghardaïa	Metlili	CDC	05/09/2007	♂	CHR654
//		Ghardaïa	Metlili	CDC	05/09/2007	♂	CHR657
//		Ghardaïa	Metlili	CDC	06/09/2007	♀	CHR651
//		Ghardaïa	Metlili	CDC	05/09/2007	♂	CHR653
//		Aurès	Ain Zaatout	CDC	15/09/2007	♀	CHR666
//		Ghardaïa	Metlili	PA	19/09/2006	♀	CHR351
//		Ghardaïa	Metlili	PA	19/09/2006	♀	CHR353
//		Ghardaïa	Metlili	PA	19/09/2006	♀	CHR349
//		Ghardaïa	Ghardaia	PA	20/09/2006	♀	CHR371
//		Ghardaïa	Metlili	PA	05/09/2007	♂	CHR Mek
//							CHR 641
<i>P. alexandri</i>		Batna	Barika	PA	01/09/2005	♂	AL142
//		Batna	Barika	PA	01/09/2005	♂	AL215
//		Aurès	Ekantra	CDC	20/09/2007	♀	AL646
//		Aurès	Ghoufi	PA	30/08/2006	♂	AL300
//		Batna	Barika	PA	01/09/2005	♂	AL117
//		Aurès	Ghoufi	PA	01/09/2005	♂	AL334
//		Batna	Barika	PA	01/09/2005	♂	AL202
//		Tamanrasset	Tamanrasset	CDC	15/09/2006	♂	AL7TAM

//		Batna	Barika	PA	01/09/2005	♂	AL116
//		Gharđaia	Metlili	PA	19/09/2006	♂	AL372
//		Batna	Barika	PA	01/09/2005	♂	AL201
//		Batna	Barika	PA	01/09/2005	♂	AL114
//		Aurès	Mena	PA	13/09/2007	♂	AL607
//		Batna	Barika	PA	01/09/2005	♂	AL200
//		Tamanrasset	Tamanrasset	CDC	15/09/2006	♂	AL28TAM
//		Batna	Barika	PA	01/09/2005	♂	AL207
//		Tamanrasset	Tamanrasset	CDC	15/09/2006	♂	AL7TAM
//		Batna	Barika	PA	01/09/2005	♂	AL101
//		Batna	Barika	PA	01/09/2005	♂	AL110
<i>S. minuta</i>		Gharđaia	Metlili	CDC	05/09/2007	♀	SM515
//		Gharđaia	Metlili	CDC	05/09/2007	♂	SM561
//		Aurès	Chemla	CDC	13/09/2007	♀	SM605
//		Aurès	Ain Zaatout	CDC	11/09/2007	♀	SM530
//		Aurès	Ain Zaatout	CDC	11/09/2007	♀	SM535
//		Aurès	Mena	CDC	20/09/2007	♀	SM596
//				PA			SM209
//		Mila	Vieux Mila	PA	10/08/2004		SMVIM3
//		Batna	Barika	PA	01/09/2005		SM213
//		Aurès	Chemla	CDC	13/09/2007	♀	SM605
//		Aurès	Ain Zaatout	CDC	11/09/2007	♂	SM536
//		Aurès	Ain Zaatout	CDC	20/09/2007	♀	SM544
//		Aurès	Chemla	CDC	13/09/2007	♂	SM604
//		M'Sila	Boussaâda	CDC	11/09/2007	♀	SM554
//		Aurès	Ain Zaatout	CDC	20/09/2007	♀	SM588
//		Mila	Vieux Mila	CDC	10/09/2004	♀	SMVIM2
//		Aurès	Ain Zaatout	CDC	15/09/2007	♀	SM664
//		Aurès	Chemla	CDC	13/09/2007	♀	SM605
//		Jijel	Beni Ahmed	PA	10/08/2004	♀	SMBEN1
//		M'Sila	Boussaâda	CDC	27/07/2004	♂	SMBOUS
<i>S. antennata</i>		Aurès	El-kantara	PA	20/09/2007	♂	ANT522
//		Aurès	El-kantara	CDC	20/09/2007	♂	ANT647
//		Aurès	El-kantara	PA	12/09/2007	♀	ANT630
//		Gharđaia	Metlili	CDC	05/09/2007	♀	ANT655
//		Batna	Barika	PA	01/09/2005	♀	ANT209
//		Batna	Barika	PA	01/09/2005	♀	ANT214
//		Gharđaia	Gharđaia	PA	20/09/2006	♂	ANTGARD
<i>S. dreyfussi</i>		Aurès	Ain Zaatout	CDC	11/09/2007	♀	DRY527
//		M'Sila	Boussaâda	CDC	15/08/2007	♀	DRY554
//		Gharđaia	Metlili	CDC	05/09/2007	♀	DRY560
//		Aurès	Ain Zaatout	CDC	15/09/2007	♀	DRY664
//		Gharđaia	Metlili	CDC	05/09/2007	♀	DRY567
<i>S. schwetzi</i>		Tamanrasset	Tamanrasset	CDC	15/09/2006	♂	SW5TAM
//		Tamanrasset	Tamanrasset	CDC	15/09/2006	♀	SW14TAM
//		Tamanrasset	Tamanrasset	CDC	15/09/2006	♀	SW11TAM
<i>S. clydei</i>		Tamanrasset	Tamanrasset	CDC	15/09/2006	♀	CLY10TAM
//		Tamanrasset	Tamanrasset	CDC	15/09/2006	♂	CLY17TAM
//		Tamanrasset	Tamanrasset	CDC	15/09/2006	♀	CLY24TAM
//		Tamanrasset	Tamanrasset	CDC	15/09/2006	♀	CLY22TAM
//		Aurès	Tazoult	CDC	230/09/2007	♂	CLY614
<i>P. bergeroti</i>		Tamanrasset	Tamanrasset	CDC	15/09/2006	♂	BERG1TAM
<i>P. chabaudi</i>	Algérie	Aurès	Mena	PA	31/08/2006	♂	CB2
//		Aurès	Mena	CDC	26/09/2007	♂	CB3

//		Aurès	Menea	CDC	26/01/1900	♂	CB572
//		Aurès	Ain-Zaatout	CDC	20/09/2007	♂	CB573
//		Aurès	Ain-Zaatout	CDC	20/09/2007	♀	CBZAT583
P. riouxi	Algérie	Ghardaïa	Ghardaïa	PA	20/09/2006	♂	RX1
//		Ghardaïa	Ghardaïa	PA	20/09/2006	♂	RX2
//		Ghardaïa	Ghardaïa	PA	20/09/2006	♂	RX3
//		Ghardaïa	Metlili	PA	19/09/2006	♂	RX4
//		Ghardaïa	Metlili	PA	19/09/2006	♂	RX5
//		Ghardaïa	Metlili	PA	19/09/2006	♂	RX6
//		Ghardaïa	Metlili	PA	19/09/2006	♂	RX7
//		Ghardaïa	Metlili	PA	19/09/2006	♂	RX8
//		Ghardaïa	Metlili	PA	19/09/2006	♂	RX9

2.- TECHNIQUES MOLECULAIRES

Les marqueurs moléculaires sont disponibles depuis plusieurs décennies et leur utilisation s'est accrue rapidement ces dernières années par l'introduction de la réaction de polymérisation en chaîne (PCR) (Mullis et Faloona., 1987, Saiki et *al.*, 1988). Le recul accumulé depuis plusieurs années autorise le travail sur des groupes jamais étudiés en utilisant des amorces oligonucléotidiques s'hybridant sur des régions conservées flanquant des régions variables. Nous décrivons ici la PCR simple suivie du séquençage des produits d'amplification, méthode employée tout au long de nos différents travaux.

3.- PREPARATION DES ECHANTILLONS

Le phlébotome sélectionné est placé dans une goutte d'éthanol à 95° sur une lame. La tête et le génitalia, sont sectionnés à l'aide d'aiguilles stériles. Le reste du corps est prélevé et mis dans un tube soigneusement étiqueté et congelé à sec (-20°C) en vue de l'extraction d'ADN. Pendant ce temps, les organes nécessaires à l'identification (tête et génitalia) sont éclaircis directement sur lame dans le liquide de Marc-André, par chauffage à la flamme d'un briquet puis montés extemporanément dans une goutte de gomme au chloral. Les lames ayant servi à la diagnose sont conservées dans les collections du laboratoire et soigneusement identifiées afin d'assurer une traçabilité irréprochable.

4.- ANALYSE MOLECULAIRE

Le but de l'approche moléculaire de notre travail est d'obtenir des marqueurs intéressants pour éclaircir la systématique des Phlébotomes de l'est Algérien et la mise en évidence de l'individualisation des taxons.

4.1.- Choix des domaines étudiés

Nous avons sélectionné trois domaines à étudier :

Les gènes cyt B, Cox 1 et ND4 sont des gènes mitochondriaux. Ils présentent plusieurs intérêts (contrairement à l'ADN nucléaire).

Le matériel génétique de la mitochondrie (qui est la seule partie des cellules animales à posséder son propre ADN, en plus du noyau) est souvent dans les études phylogénétiques.

L'ADN mitochondrial est une molécule circulaire protégée au sein de la mitochondrie et de ce fait est moins sensible aux dégradations.

Lors de la reproduction, la quasi-totalité des mitochondries de la cellule-oeuf provient du gamète femelle. L'ADN mitochondrial est donc peu soumis aux recombinaisons en raison de leur transmission considérée comme étant exclusivement maternelle.

Dans une cellule animale, on dénombre un noyau (génome nucléaire) pour une multitude de mitochondries (génome mitochondrial). L'ADN mitochondrial est donc présent dans un grand nombre de copies (autant que de mitochondries) ce qui facilite son utilisation technique, plus particulièrement dans le cas d'échantillons de faible volume.

Le gène du cytochrome B est certainement le marqueur moléculaire le plus utilisé chez les Phlébotomes. Il a déjà été utilisé avec succès pour l'analyse de nombreuses espèces affines voire plus éloignées les unes des autres (Esseghir *et al.*, 1997., 2000, Aransay *et al.*, 2003, Parvizi *et al.*, 2003, Pesson *et al.*, 2004, Depaquit *et al.*, 2005b, Perrotey *et al.*, 2005, Moin-Vaziri *et al.*, 2007a, 2007b, Bounamous *et al.*, 2008, Boudabous *et al.*, 2009).

Le gène de la sous-unité 1 du cytochrome C oxydase (Cox 1) est un gène largement étudié chez l'ensemble du règne animal depuis la proposition, en 2003, par des chercheurs de Guelph, en Ontario, au Canada, d'un moyen d'identification des espèces : l' « ADN codebarre » ou « Barcoding DNA » (Barcoding animal life d'Herbert *et al.*, 2003). Chez les Phlébotomes, il a été utilisé avec succès pour individualiser des espèces affines chez *Lutzomyia longipalpis* (Arrivillaga *et al.*, 2002) et pour différencier *Phlebotomus chabaudi* de *Phlebotomus riouxi* (Boudabous *et al.*, 2009).

Le gène ND4 est un gène mitochondrial qui présente l'avantage d'une part d'être peu soumis aux recombinaisons au vu de sa transmission maternelle exclusive et d'autre part d'être présent dans un grand nombre de copies (autant que de mitochondries), ce qui facilite son utilisation technique.

Il s'est révélé informatif chez les phlébotomes au niveau intraspécifique chez *Lutzomyia longipalpis* (Soto *et al.*, 2001) et au niveau spécifique chez le sous-genre *Transphlebotomus* (Depaquit *et al.*, 2005a) et sur *Sergentomyia majungaensis* (Depaquit *et al.*, 2007).

4.2.- Extraction de l'ADN

Après décongélation à température ambiante, le reste du corps (contenu dans le tube Eppendorf 1,5 mL) est broyé à l'aide d'un piston pellet (Treff, Suisse) dans 20 µL puis 160 µL de tampon de lyse ATL contenu dans le kit Qiagen QIAamp DNA Minikit (Qiagen, Allemagne) suivant le protocole utilisé par Depaquit et *al.*, (2004a). L'ADN est ensuite fixé sur une matrice ou microcolonne puis purifié 2 fois avant d'être élué dans 200 µl du tampon d'éluion (cf. Annexe 3). L'extrait obtenu peut alors être amplifié ou être conservé à -20°C pour des utilisations ultérieures.

4.3.- Amplification de l'ADN

Après extraction, l'amplification du gène à séquencer est réalisée par PCR (Polymerase Chain Reaction), (Mullis et Faloona., 1987). La Réaction de Polymérisation en Chaîne permet la synthèse *in vitro* d'ADN: il s'agit de recopier un très grand nombre de fois une portion de séquence comprise entre deux amorces oligonucléotidiques s'hybridant sur les régions conservées connues.

La PCR se déroule en trois étapes successives : la dénaturation, l'hybridation et l'élongation. La dénaturation correspond à la séparation de la double hélice d'ADN en simples brins sous l'action de la chaleur (94°C).

L'hybridation des amorces correspond au couplage des amorces avec chacun des simples bruns d'ADN (40°C à 50°C selon la séquence des amorces).

L'élongation permet la synthèse de brins d'ADN fils, copies conformes de la matrice originale, et réalisée par une polymérase thermostable (68°C température d'activité optimale de l'enzyme *Taq* polymérase 5 prime).

Une fois cette synthèse terminée, les nouveaux doubles brins identiques à la portion initiale peuvent servir de matrice au cycle suivant. Nous obtenons alors majoritairement des copies de la zone encadrée par les sondes spécifiques.

La PCR repose sur des changements très rapides de température s'enchaînant un certain nombre de fois (40 à 45 cycles).

Pour y parvenir, nous avons utilisé un thermocycleur Personal mastercycler® (Eppendorf, Allemagne) qui satisfait l'enchaînement de ces trois étapes-clés.

L'amplification par PCR du gène ITS2 est réalisée avec les sondes (Depaquit et *al.*, 2000b; 2002):

C1a : 5'-CCTGGTTAGTTTCTTTTCCTCCGCT-3'

JTS3: 5'-CGCAGCTAACTGTGTGAAATC-3'

Les conditions de températures sont les suivantes :

- 3 minutes à 94°C
- 5 cycles (30 secondes à 94°C, 45 secondes à 45°C, 60 secondes à 68°C) et
- 35 cycles (30 secondes à 94°C, 45 secondes à 56°C, 60 secondes à 68°C)
- 10 minutes à 68°C.

L'amplification par PCR du gène Cyt B est réalisée avec les sondes (Esseghir *et al.*, 1997):

N1N-PDR : 5'-GGTAYWTTGCCTCGAWTTCGWTATGA-3'

CB3-PDR : 5'-CAYATTCAACCWGAATGATA-3'

dans les conditions de températures suivantes :

- 3 minutes à 94°C
- 5 cycles (30 secondes à 94°C, 90 secondes à 40°C, 60 secondes à 68°C) et
- 35 cycles (30 secondes à 94°C, 90 secondes à 44°C, 60 secondes à 68°C)
- 10 minutes à 68°C.

L'amplification par PCR du gène Cox 1 est réalisée avec les sondes (Hajibabaei *et al.*, 2006) :

LepF1-droso : 5'-ATTCAACCAATCATAAAGATATTG-3'

LepR1-droso : 5'-TAAACTTCTGGATGTCCAAAAAATCA-3'

dans les conditions de températures proposées par Costa *et al.* (2007) :

- 3 minutes à 94°C
- 5 cycles (30 secondes à 94°C, 90 secondes à 45°C, 60 secondes à 68°C) et
- 35 cycles (30 secondes à 94°C, 90 secondes à 51°C, 60 secondes à 68°C)
- 10 minutes à 68°C.

L'amplification par PCR du gène ND4, nous avons employé les sondes utilisés par Soto., *et al.*, (2001) :

- ND4AR=5' AARGCTCATGTTGAAGC 3'
 - ND4C = 5' ATTTAAAGGYAATCAATGTAA 3'
- (Y=C ou T)

dans les conditions de températures proposées par

- 3 minutes à 94°C
- 5 cycles (30 secondes à 94°C, 90 secondes à 45°C, 60 secondes à 68°C) et
- 35 cycles (30 secondes à 94°C, 90 secondes à 51°C, 60 secondes à 68°C)
- 10 minutes à 68°C.

Une fois cette synthèse terminée, les nouveaux doubles-brins identiques à la portion initiale peuvent servir de matrice au cycle suivant. En enchaînant 45 cycles, on obtient majoritairement des copies de la zone encadrée par les sondes spécifiques.

Le programme utilisé est le suivant :

Une ADN polymérase (la *Taq* polymérase), extraite d'une bactérie thermophile :

Thermus aquaticus (Chien et al., 1976), présente la particularité d'être stable aux alentours de 100°C, température nécessaire pour dénaturer l'ADN double brin. Son emploi a simplifié et généralisé l'usage de la PCR (Saiki et al., 1988). Nous avons utilisé une *Taq* 5prime.

Chaque PCR est réalisée versus un témoin négatif pour l'interprétation des résultats et leur validation : ce témoin signe l'absence de contamination.

Nous avons effectué nos amplifications dans un microtube de 0,2 mL à parois fines (Eppendorf, Allemagne) contenant 50 µL de solution dont la composition est la suivante :

REACTIFS	QUANTITES
EXTRAIT D'ADN (échantillon issu de 2.2.2)	5 µL
SONDE <i>NIN-PDR, LepF1-droso ou CIA</i> 50µL	0,4 µL
SONDE <i>C3B-PDR, LepR1-droso ou JTS3</i> 50µL	0,4 µL
Taq polymérase 5 prime	0,25 µL
Solution de tampon de l'enzyme 10X	5 µL
Solution de dNTP contenant : dATP, dGTP, dCTP et dTTP à la concentration de 10 mM chacun	0,7 µL
Eau pure qualité biologie moléculaire	38,25 µL

La qualité de l'amplification est ensuite vérifiée par la migration de la solution PCR obtenue sur un gel d'agarose. Les amplifiats apparaissent dans le gel sous forme de bandes fluorescences dont l'intensité est proportionnelle à la quantité d'ADN. Plus une bande est intense, plus l'amplifiat renferme de l'ADN et signe alors une PCR réussie.

Pour ce contrôle, nous effectuons les étapes suivantes :

- couler un gel d'agarose (cf. Annexe 4) à 1,5% dans le TBE 1X contenant 2,5 µL de bromure d'éthidium (BET), un agent intercalant hautement cancérigène utilisé pour sa fluorescence sous des rayons ultraviolets (UV).;
- déposer le mélange suivant: 5 µL de la solution de PCR et 5 µL d'un tampon de charge (cf. Annexe 5) (contenant du glycérol et du bleu de bromophénol) dans les puits du gel;
- faire migrer les bandes au trois quart du gel et contrôler sous la lampe UV.

Le meilleur résultat attendu est l'obtention d'une bande intense et unique par dépôt (figure 82).

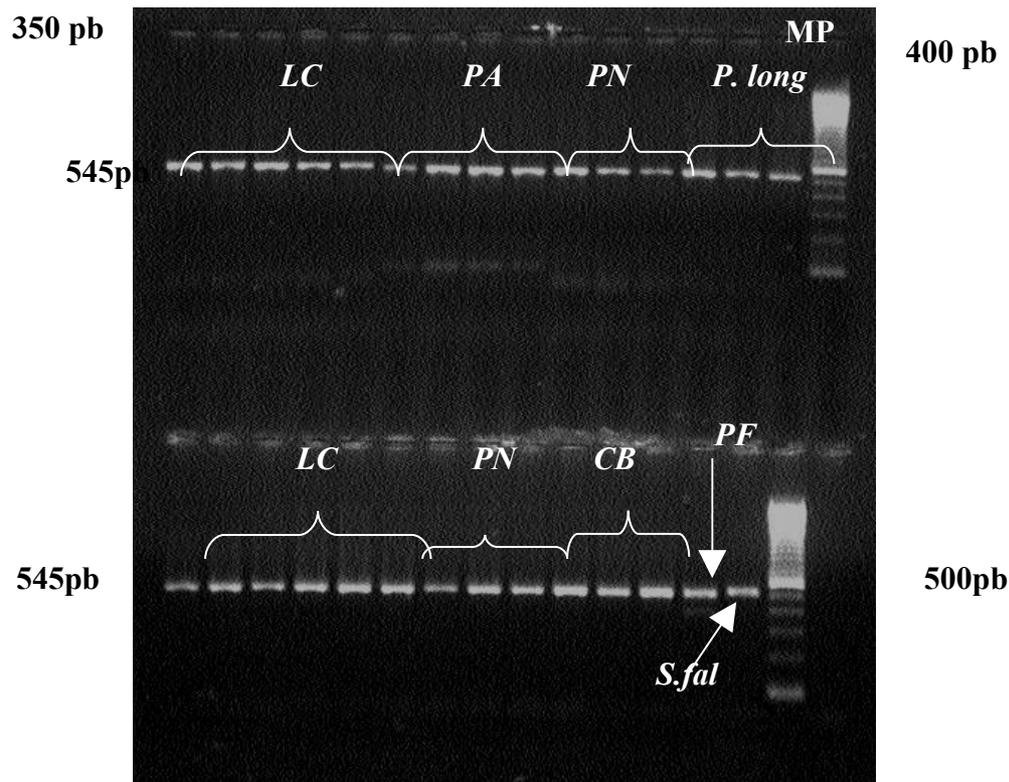


Figure 82: Exemple de contrôle d'une PCR.

Dans le pire des cas, aucune bande n'apparaît sous UV. L'amplification ne s'est pas réalisée. Plusieurs hypothèses peuvent expliquer cet échec :

- l'extrait ne contient pas ou trop peu d'ADN : il faut ajouter 1 à 5 cycles supplémentaires à la réaction ;
- la température d'hybridation est trop élevée : il est nécessaire de l'abaisser empiriquement de quelques degrés.

Parfois plusieurs bandes coexistent, il faut recommencer la PCR en supprimant un ou deux cycles et en augmentant la température d'hybridation, de manière à éviter l'hybridation des sondes sur des séquences présentant une grande homologie avec leur extrémité 3'.

Lorsque l'ADN extrait est dégradé (action d'une DNase), la migration de contrôle laisse apparaître une tâche en comète sur le gel. L'extrait est alors inexploitable.

4.4.- Séquençage de l'ADN amplifié

Le séquençage consiste à définir l'enchaînement nucléotidique précis d'un fragment d'ADN étudié. En réalité, toutes les étapes décrites précédemment permettent de préparer l'échantillon étudié au séquençage.

Le séquençage de l'amplifiat est réalisé par le Génoscope en double sens à l'aide des amorces utilisées pour l'amplification dans le cadre du programme « Barcode of Life Insects ».

La correction des séquences s'effectue sur la base des électrophorégrammes (.ABI) à l'aide des logiciels Pregap4 et Gap4 (Bonfield et Staden, 1996).

Pregap4 est un outil de pré-traitement des fichiers chromatographiques de séquençage (comme ceux produits par les instruments ABI).

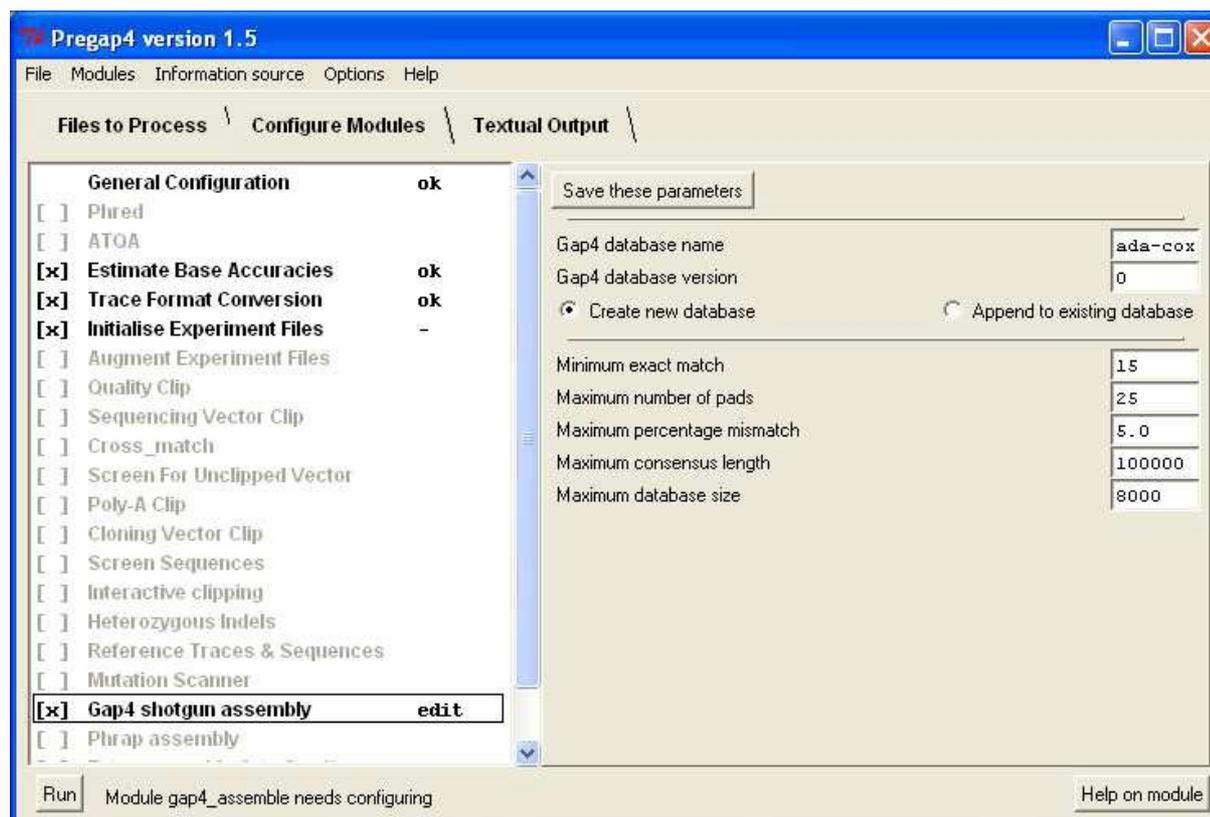


Figure 83 : programme Pregap, logiciel STADEN-PACAGE

Gap4 est un programme d'assemblage et de comparaisons des séquences obtenues avec chacun des 2 primers utilisés pour le PCR.

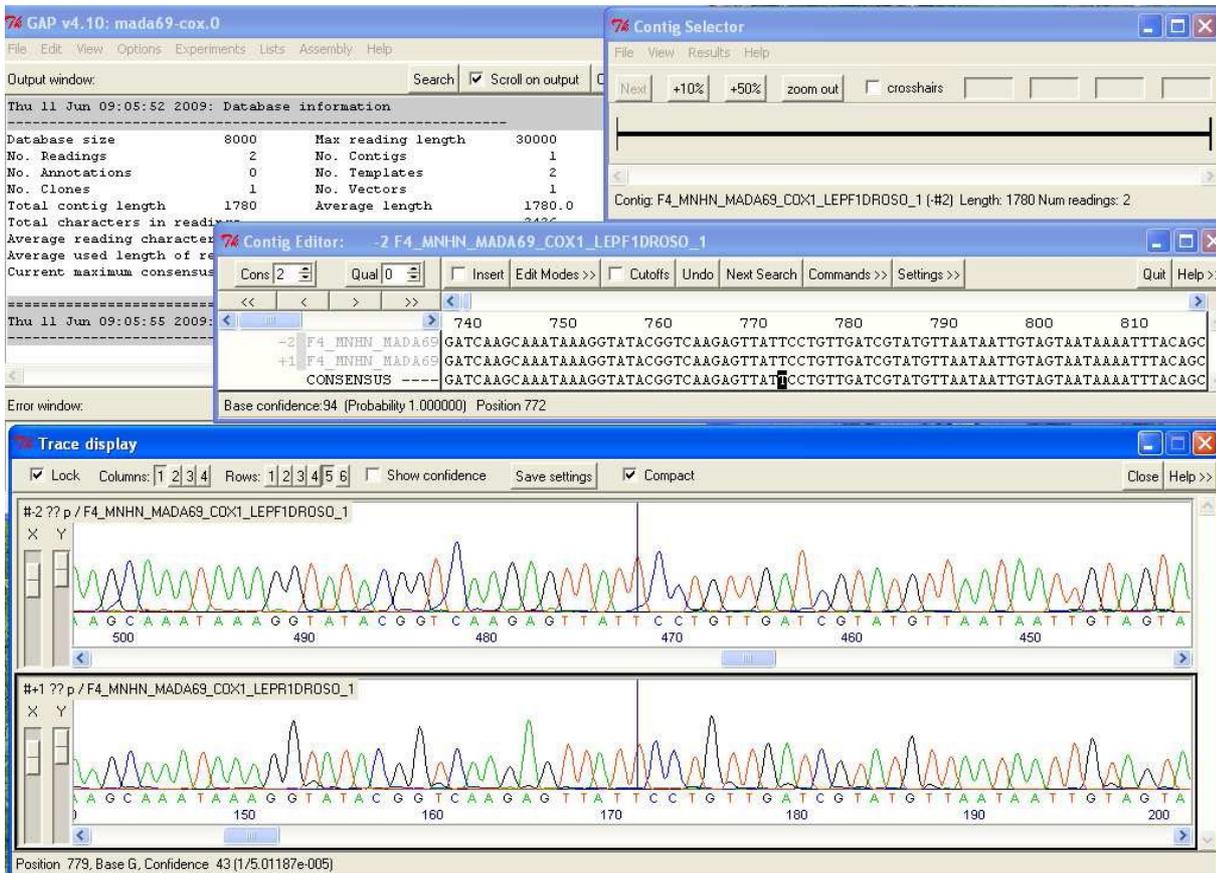


Figure 84 : programme Gap4, logiciel STADEN-PACKAGE

Une fois chaque séquence éditée sous la forme d'un enchaînement de bases nucléotidiques (A, C, G, T) au format FASTA, nous réalisons un alignement et une analyse par la méthode de Neighbor-Joining, particulièrement bien appropriée à notre problématique, à l'aide du logiciel MEGA (Tamura *et al.*, 2007) en effectuant mille réplicats de bootstrap.

Nous réalisons aussi une analyse en Maximum de Vraisemblance. Les analyses ont été réalisées selon un modèle GTR avec gamma et des paramètres estimés par logiciel, 1000 Bootstrap, à l'aide du programme «PHYML online »(Guindon *et al.*, 2005).

5.- Digestion de l'ADN par Endonucléases ou RFLP (Restriction Fragment Length Polymorphism)

5.1.- Principe

La digestion de l'ADN par des endonucléases ou enzymes de restriction permet de fragmenter l'ADN au niveau des sites spécifiques.

5.2.- Conditions de digestion

L'ADN génomique est digéré par une endonucléase à raison de 5 à 10 U (unité) d'enzyme dans le tampon de digestion requis (firme) à 37°C. Les digestions doubles sont effectuées par addition de 5-7 U de chaque enzyme dans un tampon de réaction compatible avec les deux endonucléases. La digestion est poursuivie durant deux heures à 37°C et Par électrophorèse en gel d'agarose contenant du BET.

6.- Single Strand Conformation Polymorphism Analysis (SSCP)

6.1.- Principe

La technique SSCP (Single Strand Conformation Polymorphism) est relativement simple, repose sur le principe que la mobilité électrophorétique d'un ADN simple brin (sens et antisens) dans un gel non dénaturant est dépendante de la structure et de la taille de ce brin et non plus de son poids moléculaire (Orita et *al*, 1989). En solution, les molécules simple brin vont adopter des structures secondaires et tertiaires par appariement des bases entre les nucléotides de chaque brin. Ces conformations dépendent de la longueur du brin et du nombre de régions d'appariement mais elles sont également et surtout fonction de la séquence nucléotidique primaire. Il en résulte que la modification d'un seul nucléotide peut engendrer un remaniement de la structure secondaire de la molécule et modifier considérablement sa mobilité électrophorétique. Ainsi de petits fragments d'ADN (100 à 500 pb) amplifiés par PCR et ne variant que d'un seul nucléotide peuvent être séparés sur gel de polyacrylamide non dénaturant grâce à leur différence de mobilité électrophorétique (Zhang et *al*, 1999).

6.2.- Préparation des échantillons

Selon la technique décrite par Hodgkinson et *al* (2002), les produits de PCR purifiés sont dilués (v/v) dans le tampon de dénaturation SSCP [20 μ M EDTA, 0,05% bromophenol bleu, 95% formamide et 0,05% xylène-cyanol, pendant 5 minutes à 95°C et immédiatement placés sur glace ou sont refroidis pendant 10 minutes à -20°C a fin de maintenir les molécules sous forme d'ADN simple brin.

6.3.- Migration électrophorétique et révélation

Les échantillons dénaturés sont déposés sur gel de polyacrylamide non dénaturant à 5% en présence de glycérol. Le glycérol permet de maintenir la migration à température ambiante, d'accélérer le temps de migration et d'améliorer la qualité des bandes d'ADN. Le gel est coulé verticalement entre deux plaques de verres séparés de 0,6 mm et polymérise 30 min. à température ambiante.

Pour chaque échantillon, 3 μ l d'extraits sont déposés et un contrôle non dénaturé (échantillon traité avec du tampon de dénaturation SSCP dépourvu de EDTA) est inclus dans le gel afin de vérifier l'efficacité du protocole de dénaturation. En parallèle nous déposons un marqueur de poids moléculaire qui reste sous forme double brin et qui migre en fonction de son poids moléculaire. Il n'est pas utilisé en tant que marqueur de taille pour les conformations monocaténares mais il permet d'apprécier le bon déroulement de la migration ainsi que la taille relative des fragments d'ADN double brin réappariés.

La migration électrophorétique s'effectue à 19°C sous un courant constant de 200V pendant 3 à 5 heures dans du tampon TBE 0,5X.

La révélation des profils électrophorétiques se fait par une fixation initiale du gel pendant 10min. dans du tampon [10% EtOH, 0,5% acide acétique, suivie par une coloration au nitrate d'argent (0,2% dans le tampon de fixation), un lavage dans de l'eau distillée pendant 1 min. en fin le gel est placé dans du tampon de développement [3% NaOH, 0,1% formaldéhyde, jusqu'à apparition des bandes. La révélation est arrêtée par le lavage du gel dans le tampon de fixation (Sanguinetti et *al.* 1994). Le gel est ensuite photographié et séché sous vide (Dry gel, Bioblock).

6.4.- Interprétations et analyse des gels SSCP

L'identification d'ADN simples et doubles brins repose sur le fait que sur gel de polyacrylamide non dénaturant les conformations simples brins migrent moins vite que les doubles brins repérés grâce au témoin non dénaturé. De plus la coloration au nitrate d'argent fait apparaître les simples brins en brun rouge alors que les doubles brins sont plutôt gris noirs.

- **le génome mitochondrial** : Avec une seule exception le génome mitochondrial d'ADN duplex, de taille entre 14Kb pour quelques Nématodes (Okimoto et *al.*, 1992) et 40 Kb pour Scallop *Placopecten magellanicus* (LaRoche et *al.*, 1990 ; Wolstenholme, 1992 ; Beard et *al.*, 1993). Ils ne peuvent donc de ce fait faire l'objet d'une interprétation génétique en termes d'homozygote et d'hétérozygote (). Néanmoins, l'observation des phénotypes de l'ADN mitochondrial nous permet d'apprécier directement les haplotypes des allèles et ceci sans ambiguïté. Pour ces gènes nous nous sommes contenté d'observer les profils de migration obtenus afin de déceler d'éventuelles variations génétiques entre les échantillons étudiés. En cas de détection d'haplotype, l'échantillon correspondant est séquencé et comparé à la séquence de référence de l'espèce en question.

CHAPITRE II : RESULTATS ET DISCUSSION

RESULTATS

1.- ANALYSE DES DONNEES MOLECULAIRES

1.1.- ANALYSE DES SEQUENCES DU DOMAINE CYTOCHROME B

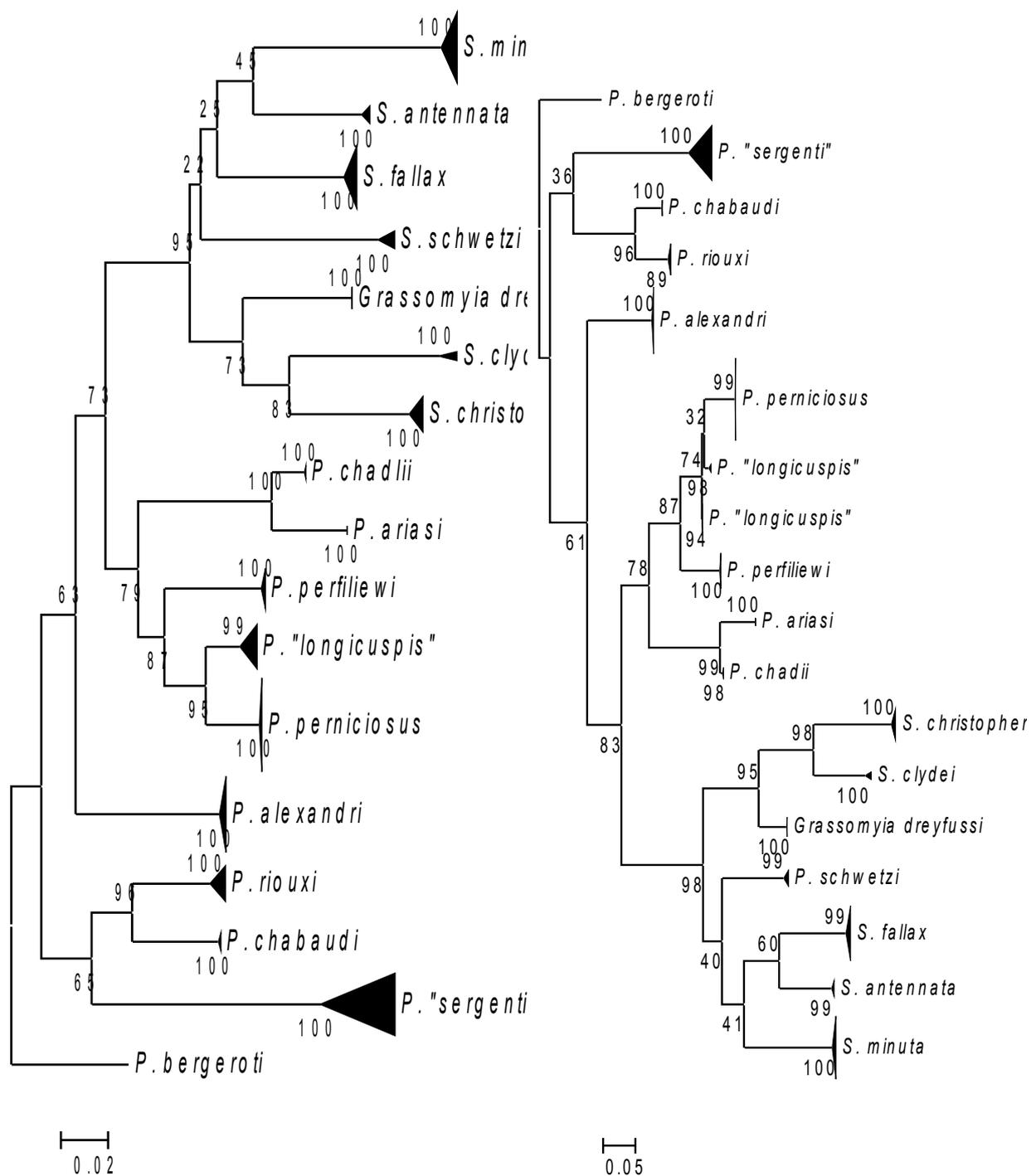
Le gène du cytochrome b (CYT B), déjà utilisé avec succès chez les Phlébotomes pour l'analyse de nombreuses espèces affines voire plus éloignées les unes des autres (Esseghir et *al.*, 1997, Aransay et *al.*, 2003, Parvizi et *al.*, 2003, Pesson et *al.*, 2004, Perrotey et *al.*, 2005) a été séquencé chez 141 spécimens. La matrice obtenue compte 565 paires de bases après alignement.

L'analyse de cette matrice par les méthodes de Neighbor-Joining, de maximum de vraisemblance et de bootstrap est présentée en figure 85. Les valeurs de bootstrap obtenues sont indiquées sur chaque noeud de l'arbre (figure 85).

Les analyses des séquences du cytochrome B par les méthodes de Neighbor-Joining et de maximum de vraisemblance fournissent des topologies proches mais non identiques (figure 85). Les genres *Phlebotomus* et *Sergentomyia* sont nettement individualisés, la variabilité est comparable à l'intérieur de chaque sous-genre et, plusieurs sites variables individualisent chaque espèce.

L'analyse des séquences a été réalisée selon la méthode de Neighbor-Joining qui nous semble bien adaptée aux études de populations et aussi par la méthode de maximum de vraisemblance, plus adaptée à une approche phylogénétique dans la mesure où l'utilisation de la méthode de parcimonie est rendue impossible en raison d'un trop grand nombre de taxons dans notre échantillonnage.

L'analyse des séquences montre que la majorité des sites variables concerne une variabilité interspécifique (figure 86) individualisant nettement toutes les espèces reconnues comme valides sur les caractères morphologiques usuels.



(A) **(B)**

Figure 86: Arbres résumés obtenus par analyse des séquences du cytochrome B par les méthodes de Neighbor-Joining (A) et de maximum de vraisemblance (B) sur les séquences du cytochrome B. Les valeurs de Bootstrap obtenues après 1000 répliquats sont mentionnées aux nœuds considérés.

1.1.1.- Analyse des séquences du Cyt b de l'ADNmt du sous genre *Larrousius*

Toutes les espèces des sous genre *Larroussius* s'individualisent sur une seule branche avec une valeur élevée de bootstrap de 80%. A l'intérieur des sous genre, on remarque que les espèces *P. chadlii* et *P. ariasi* sont sœurs (avec une valeur de bootstrap égale à 99%). Ces deux espèces se séparent nettement des autres *Larroussius*. Le reste de la branche de *Larroussius* rassemble dans un même rameau les deux espèces sœurs *P. longicuspis* (au sein de laquelle on note deux populations bien individualisées) et *P. perniciosus* dont l'ensemble forme le groupe frère de *P. perfiliewi*. Ces données sont soutenues par des valeurs de bootstraps élevées de *P. perfiliewi* *P. perniciosus* *P. Longicuspis* (figure 87).

Les espèces sœurs *perniciosus* et *longicuspis*. Ils mettent en évidence la position individualisée chez *P. « longicuspis »* des individus LC2 et LC637. *P. perniciosus* *P. longicuspis* (figure 87).

La position des individus de *P. perfiliewi*, toujours groupe frère de l'ensemble *perniciosus-longicuspis*. Les espèces *ariasi* et *chadlii*, sœurs, montrent une position sur une branche différente de celle portant les autres espèces du sous-genre *Larroussius*. *P. perfiliewi* (figure 88).

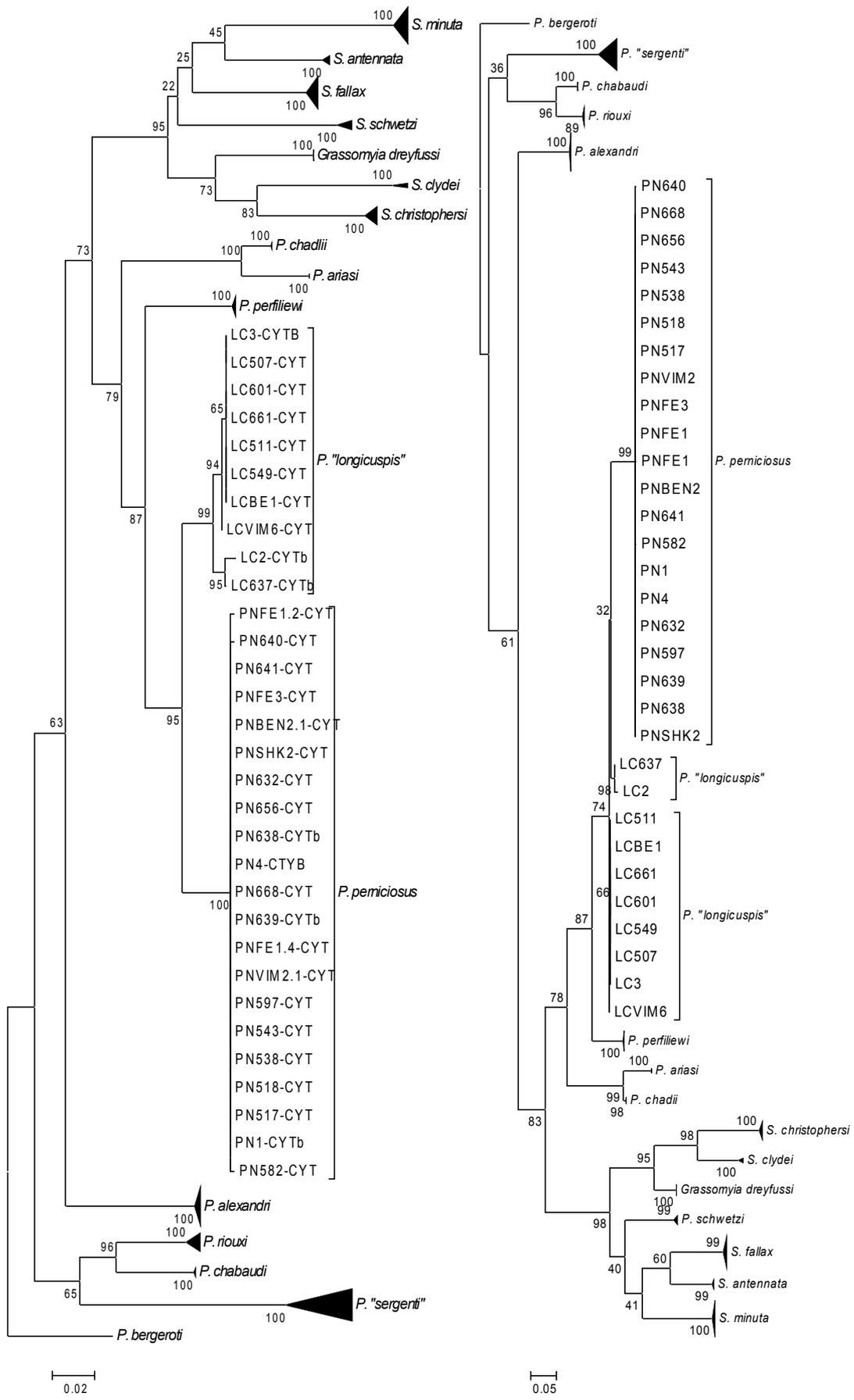


Figure 87: Arbres obtenus par les méthodes de Neighbor-Joining (A) et de Maximum de Vraisemblance (B) sur les séquences du cytochrome B développant au sein des *Larroussi*.

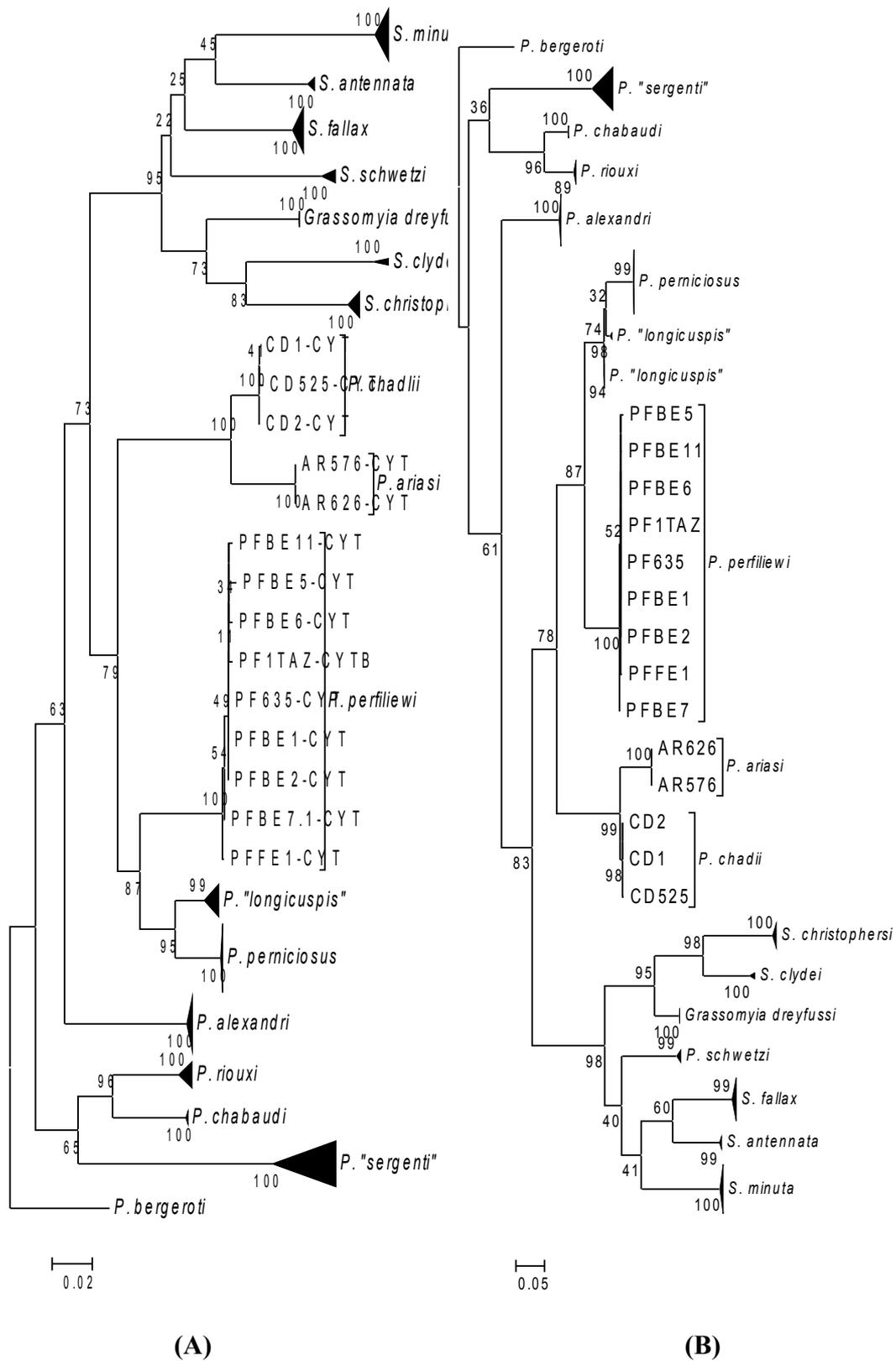
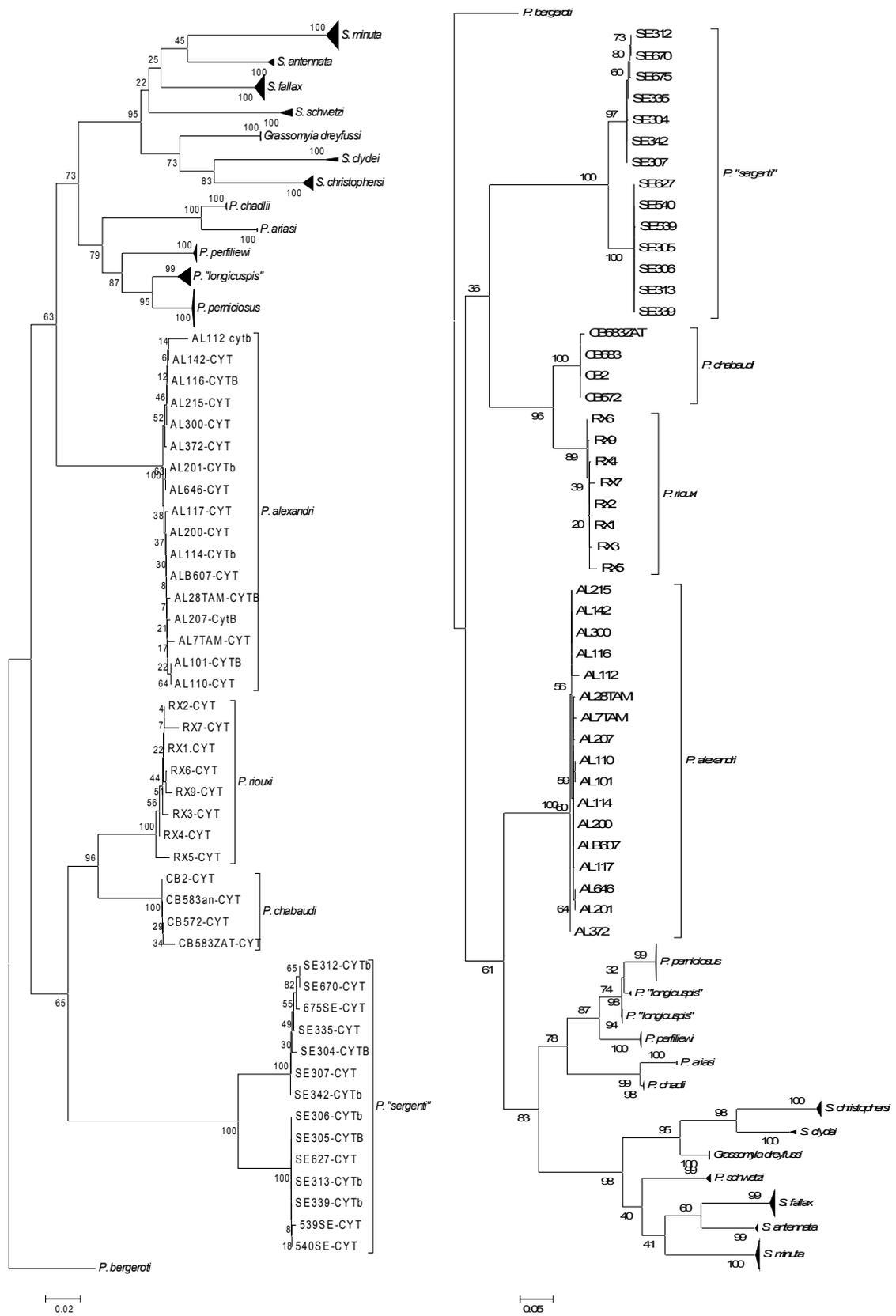


Figure 88: Arbres obtenus par les méthodes de Neighbor-Joining (A) et de maximum de vraisemblance (B) sur les séquences du cytochrome B développant au sein des *Larrousius*

1.1.2.- Analyse des séquences de cyt b de l'ADNmt du sous genre *Paraphlebotomus*

Selon l'analyse de la figure 89, on trouve que les 4 espèces se séparent nettement avec une valeur très élevée, mais *P. alexandri* s'individualise nettement des autres espèces du sous genre *Paraphlebotomus* quelle que soit la méthode considérée. *P. riouxi* se sépare clairement de *P. chabaudi* avec une valeur de bootstrap de 96%. La position de *P. sergenti* n'est pas résolue et varie selon la méthode considérée *P. chabaudi*.

Ils montrent l'individualisation et la proximité des espèces *P. chabaudi* et *P. riouxi*, la position toujours éloignée de *P. alexandri* et celle plus variable de *P. sergenti*.



(A)

(B)

Figure 89 : Arbres obtenus par les méthodes de Neighbor-Joining (A) et de maximum de vraisemblance (B) sur les séquences du cytochrome B.

Une analyse particulière a été menée sur 37 spécimens algériens et tunisiens mâles et femelles de *P. riouxi* et de *P. chabaudi*. Les femelles n'ont pas été identifiées *a priori* mais l'ont été *a posteriori* après caractérisation moléculaire (Bouamouss *et al.*, 2008).

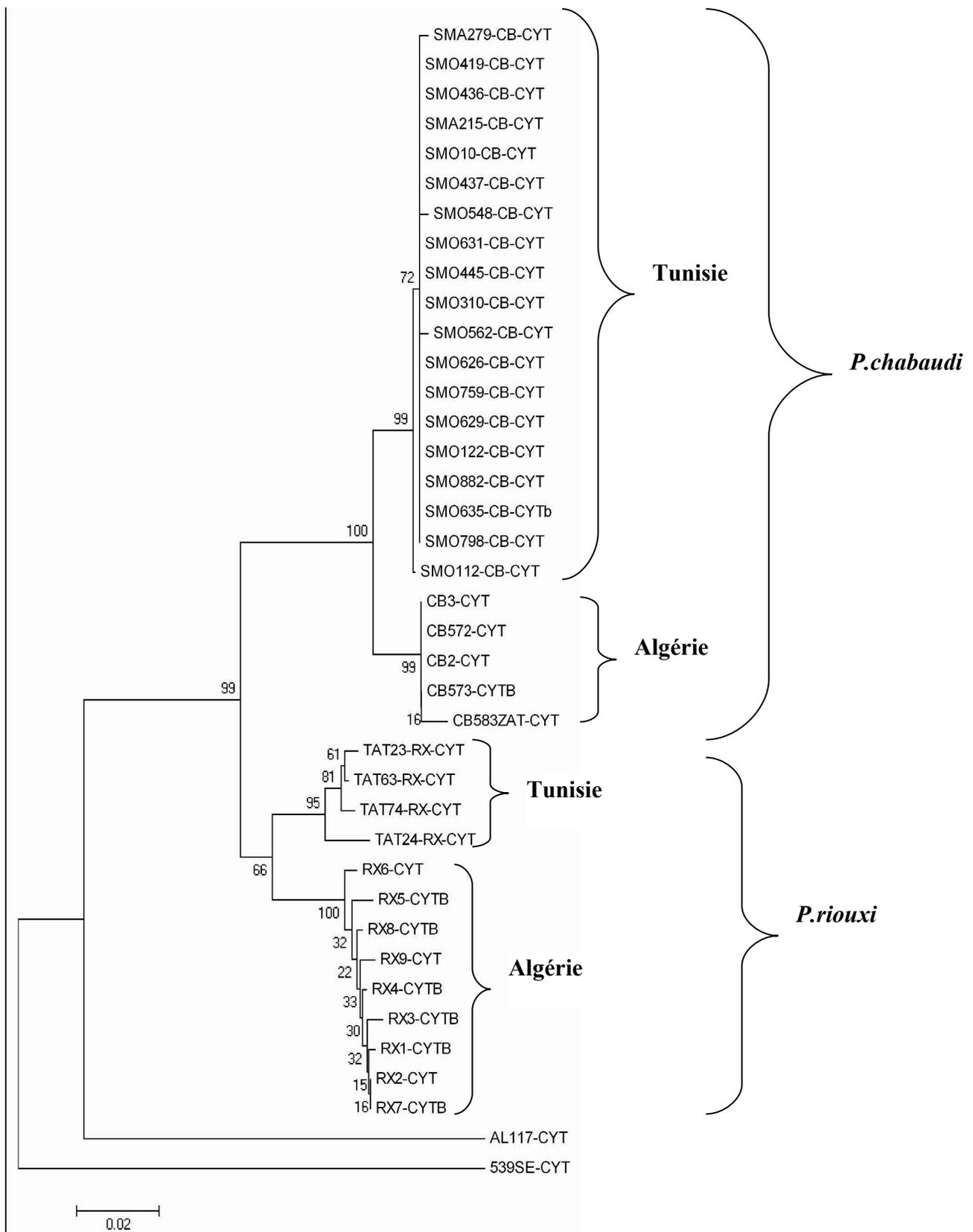


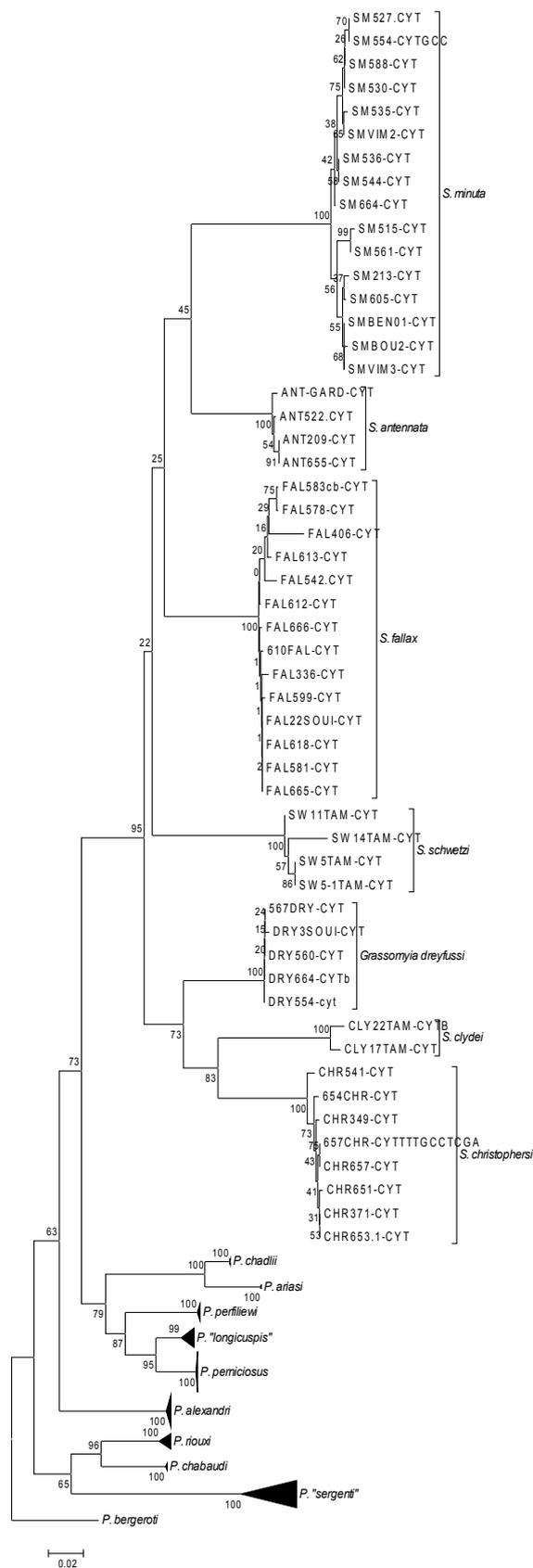
Figure 91 : arbre obtenu par la méthode de Neighbor-Joining. La topologie est similaire par la méthode de maximum de vraisemblance en utilisant *P. sergenti* et *P. alexandri* comme extra-groupes. Les valeurs de bootstrap obtenues après 1000 répliquats sont mentionnées aux nœuds considérés.

1.1.3.- Analyse des séquences de cytb de l'ADNmt du genre *Sergentomyia*

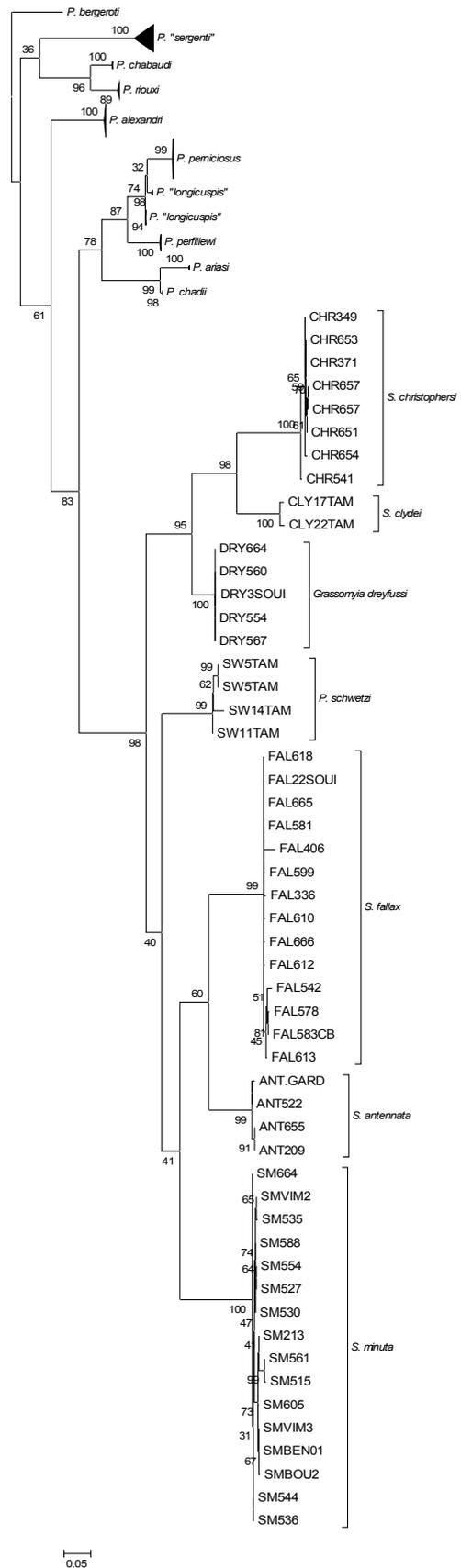
Si la monophylie du genre *Sergentomyia* est fortement soutenue par le bootstrap, force est de

constater que la monophylie du sous-genre *Sergentomyia* qui apparaît en maximum de vraisemblance n'est soutenue ni par le bootstrap, ni par le Neighbor-Joining (figure 92). Les espèces du sous-genre *Sintonius* constituent le groupe-frère de *Grassomyia* (*S. dreyfussi*), (*S. minuta*), (*S. clydei*).

Ils montrent une position similaire des *Sintonius* en groupe frère de *Grassomyia* (*S. dreyfussi*) mais des topologies différentes au sein des *Sergentomyia* du sous-genre *Sergentomyi* *S. clydei*



A



B

Figure 92: Arbres obtenus par les méthodes de Neighbor-Joining (A) et de Maximum de Vraisemblance (B) sur les séquences du cytochrome B.

1.2.- ANALYSE DES SEQUENCES DU DOMAINE ND4 DE L'ADNmt

Le séquençage du gène ND4 a été réalisé chez 91 spécimens et la matrice obtenue compte 600 paires de bases après alignement.

Comme pour le domaine cyt b et pour les mêmes raisons que celles évoquées ci-dessus, nous avons retenu pour l'analyse des séquences par les méthodes de Neighbor-Joining, de maximum de vraisemblance et de bootstrap. Les résultats généraux sont présentés en figure 93.

L'analyse de la figure 93 A et B révèle des topologies légèrement différentes selon les méthodes de reconstruction.

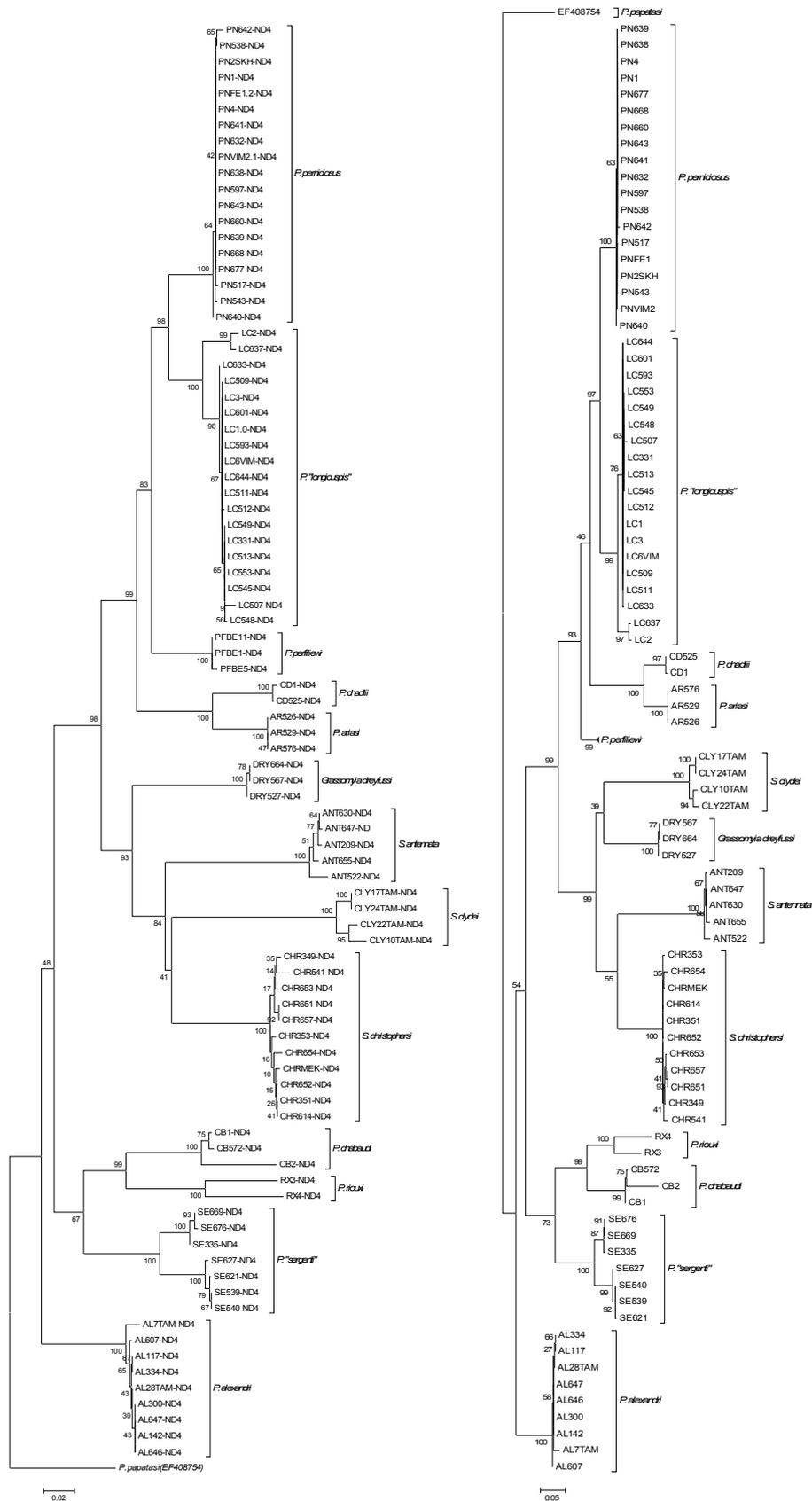
Les analyses du marqueur ND4 (figure 94) soulignent l'individualisation fort des sous-genres *Larroussius*, *Paraphlebotomus* et du genre *Sergentomyia* s.l. c'est-à-dire incluant les *Grassomyia*. Des valeurs de bootstrap élevées (supérieures à 94%) soutiennent cette individualisation. Néanmoins, la position relative de ces trois branches reste sujette à caution.

Au sein du sous-genre *Larroussius*, *P. perfiliewi* constitue le groupe frère de l'ensemble *P. perniciosus*-*P. longicuspis*. Chez *P. longicuspis*, l'individualisation des taxons LC2 et LC 637 est fortement soutenue par le bootstrap (figure 95). Chez *P. perniciosus*, il ne ressort pas une telle dichotomie.

P. ariasi et *P. chadlii* sont deux espèces sœurs dont l'individualisation ne pose pas de problème sur le plan moléculaire (figure 96). L'ensemble des deux espèces se place en groupe frère de l'ensemble *P. perniciosus*-*P. longicuspis*-*P. perfiliewi*.

Chez les *Paraphlebotomus*, *P. chabaudi* et *P. riouxi* sont des espèces bien individualisées sur le plan moléculaire. Elles forment le groupe frère de *P. sergenti* dont l'hétérogénéité est manifeste : deux populations très fortement soutenues par le bootstrap s'individualisent au sein de ce taxon (figure 97). *P. alexandri* semble diverger tôt au sein de son sous-genre.

Dans le genre *Sergentomyia*, chaque espèce est individualisée mais la position relative des espèces varie selon la méthode d'analyse (figure 98).



(A)

(B)

Figure 93 : Arbre obtenu par la méthode de Neighbor-Joining (NJ) (A) et par la méthode en Maximum de Vraisemblance (ML) (B) sur les séquences du ND4. Les valeurs de bootstrap sont indiquées à chaque branche.

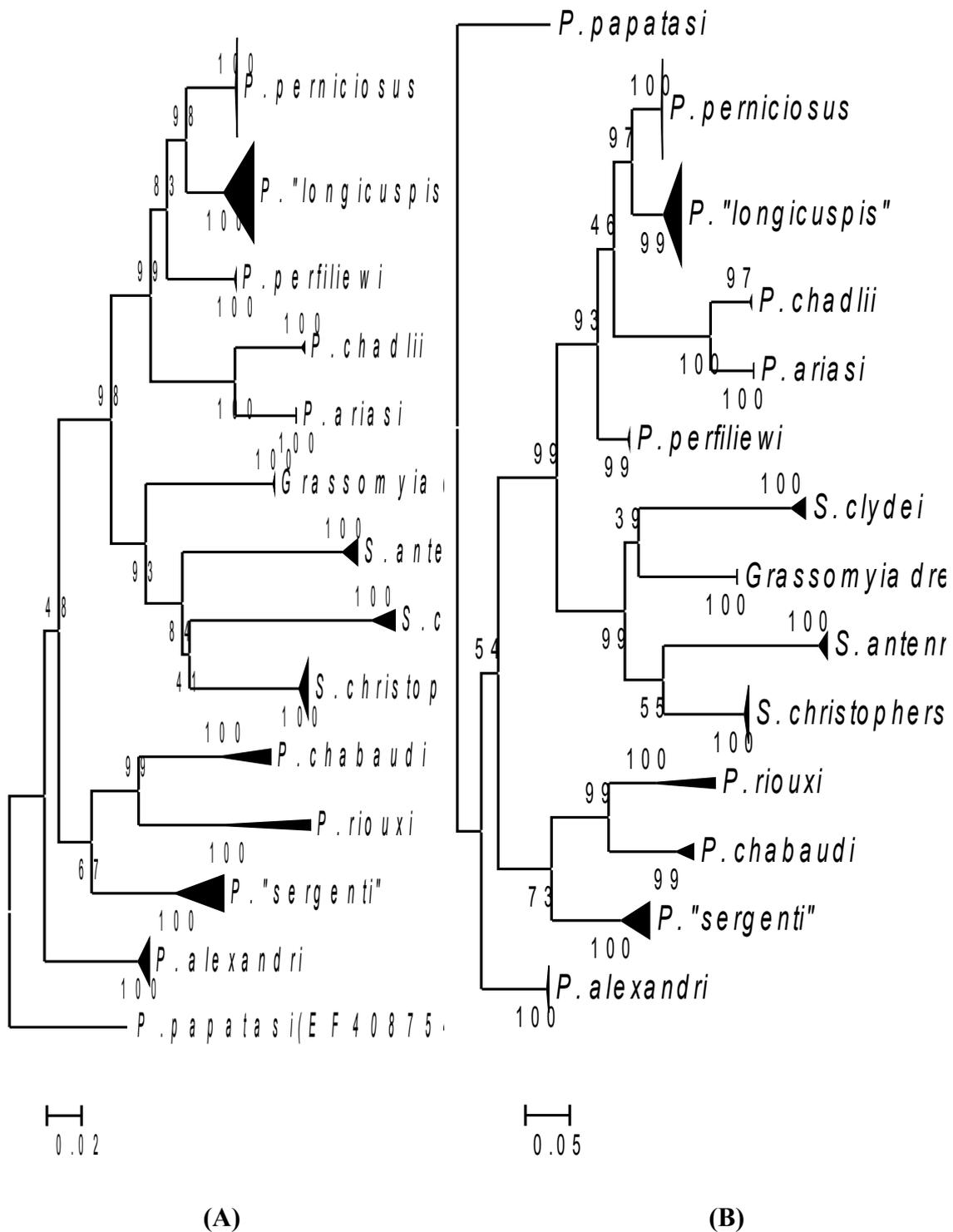


Figure 94 : Arbres obtenus par analyses des séquences du ND4 par les méthodes de Neighbor-Joining (A) et de maximum de vraisemblance (B). Les valeurs de bootstrap obtenues après 1000 répliquats sont mentionnées aux nœuds considérés. Les topologies obtenues sont similaires au sein des sous-genres *Larrousius* et *Paraphlebotomus* mais différentes au sein du genre *Sergentomyia* incluant les *Grassomyia*.

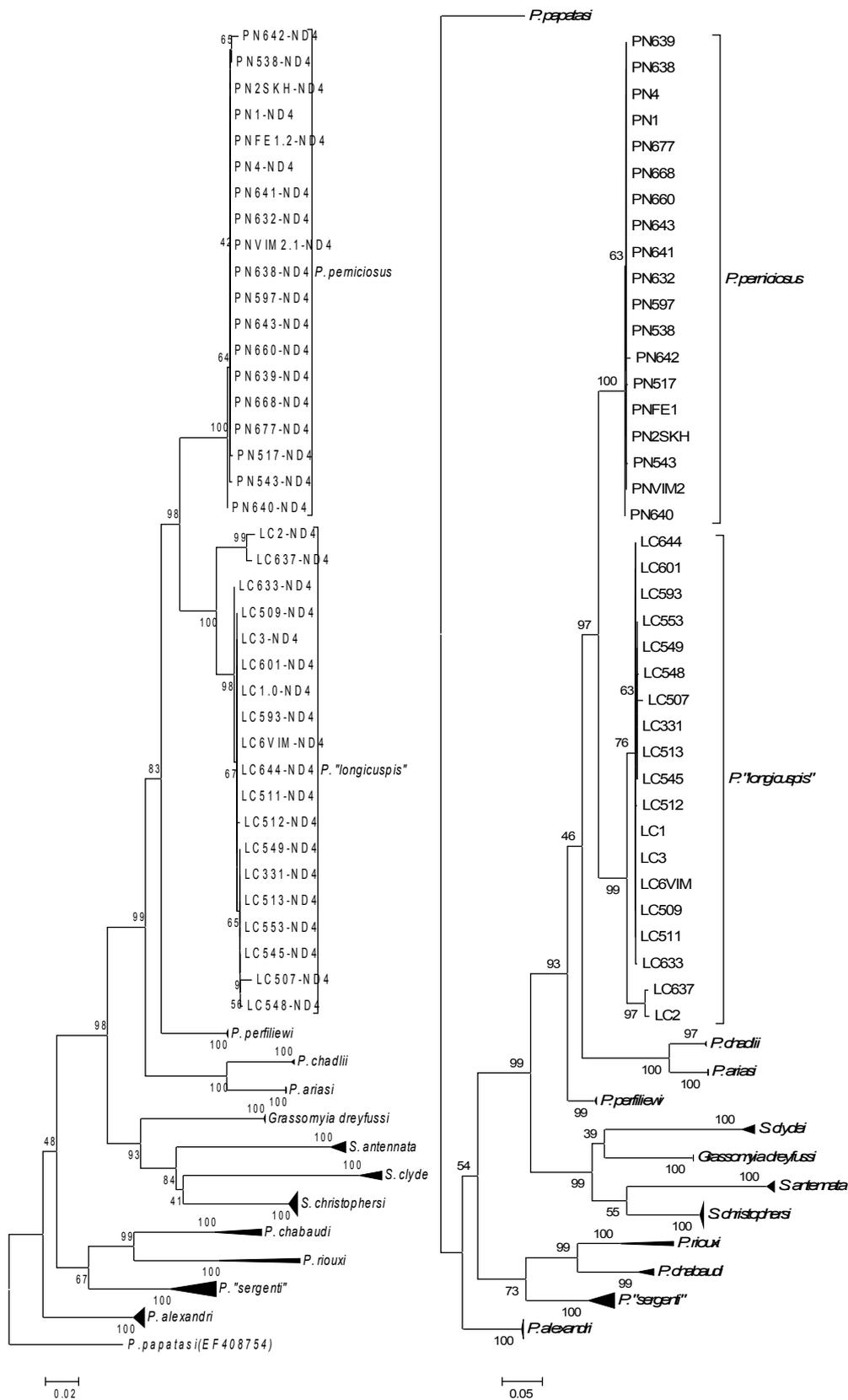
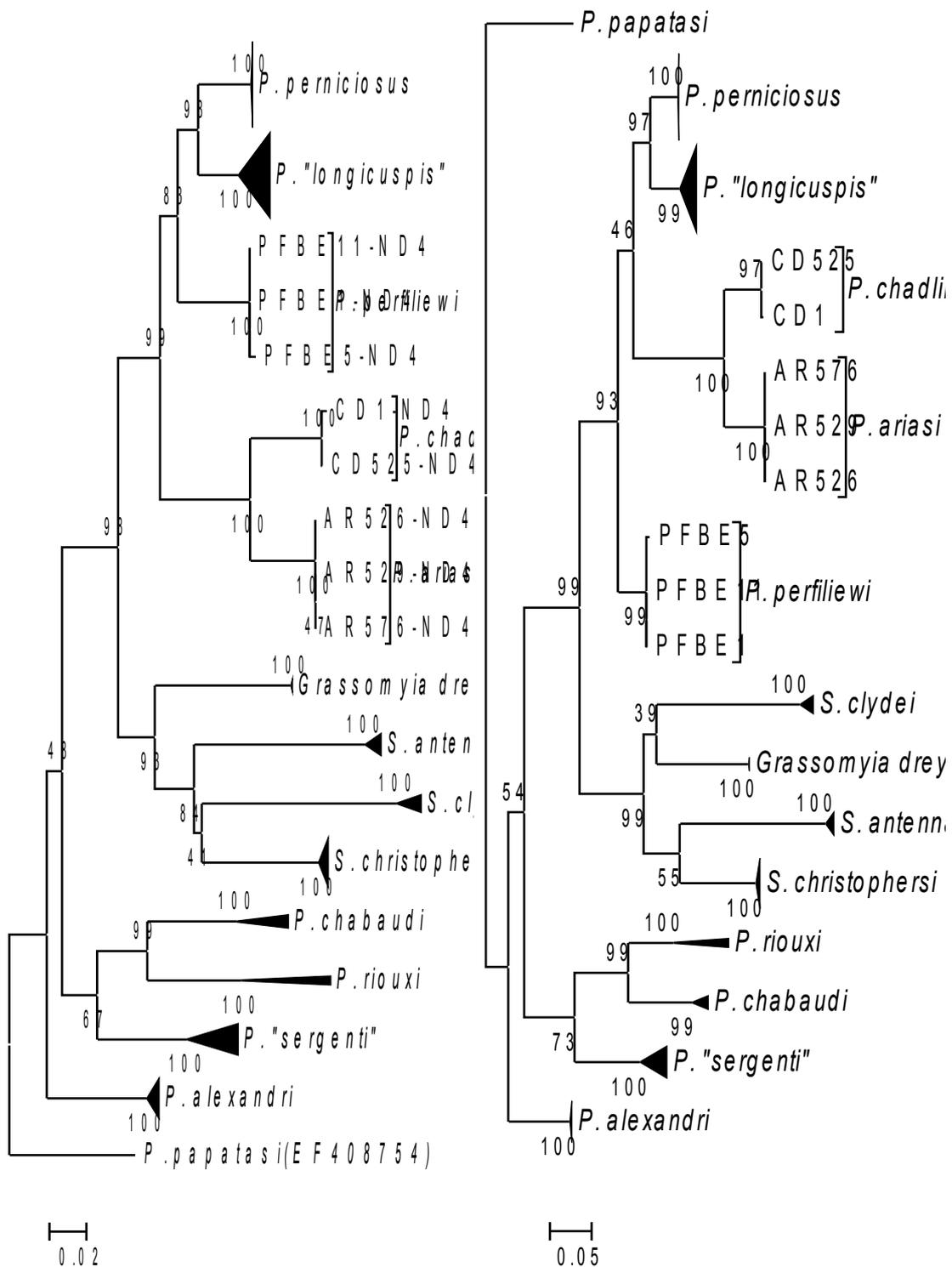


Figure 95 : Arbres obtenus par analyse des séquences du ND4 par les méthodes de Neighbor-Joining (A) et de maximum de vraisemblance (B). Noter l'individualisation des spécimens LC2 et LC637 chez *P. longicuspis*.



(A)

(B)

Figure 96 : 'Arbre obtenu par la méthode de Neighbor-Joining sur les séquences du ND4 montre une topologie similaire par la méthode de parcimonie, les valeurs de Bootstrap obtenues après 1000 répliquats sont mentionnées aux nœuds considérés, montre la position des autres *Larroussius* par rapport aux autres spécimens sont regroupés par espèce.

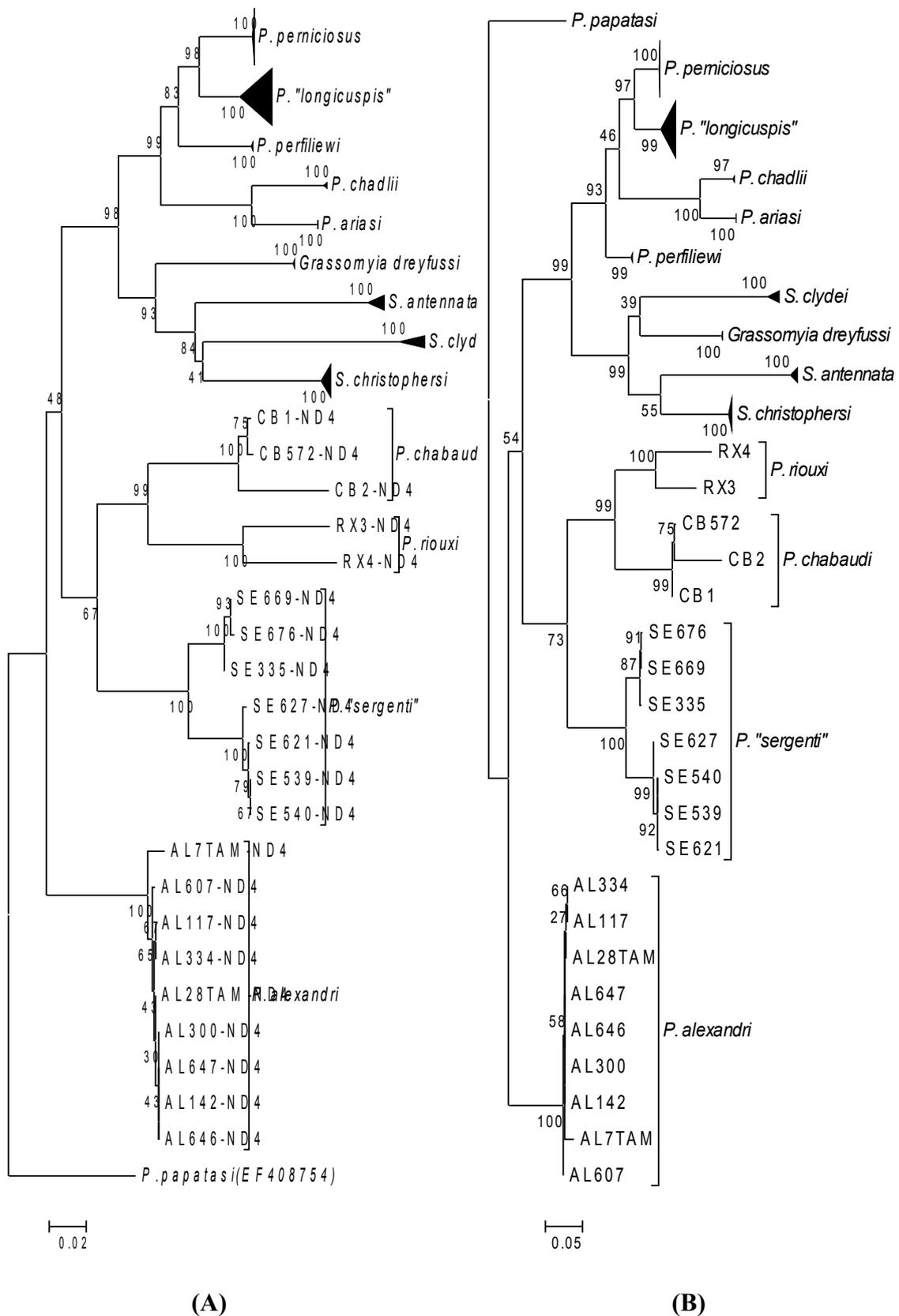


Figure 97 : Arbre obtenu par la méthode de Neighbor-Joining sur les séquences du ND4 montre une topologie similaire par la méthode de parcimonie, les valeurs de Bootstrap obtenues après 1000 répliquats sont mentionnées aux nœuds considérés, montre la position des espèces de *Paraphlebotomus* par rapport aux autres spécimens sont regroupés par espèce.

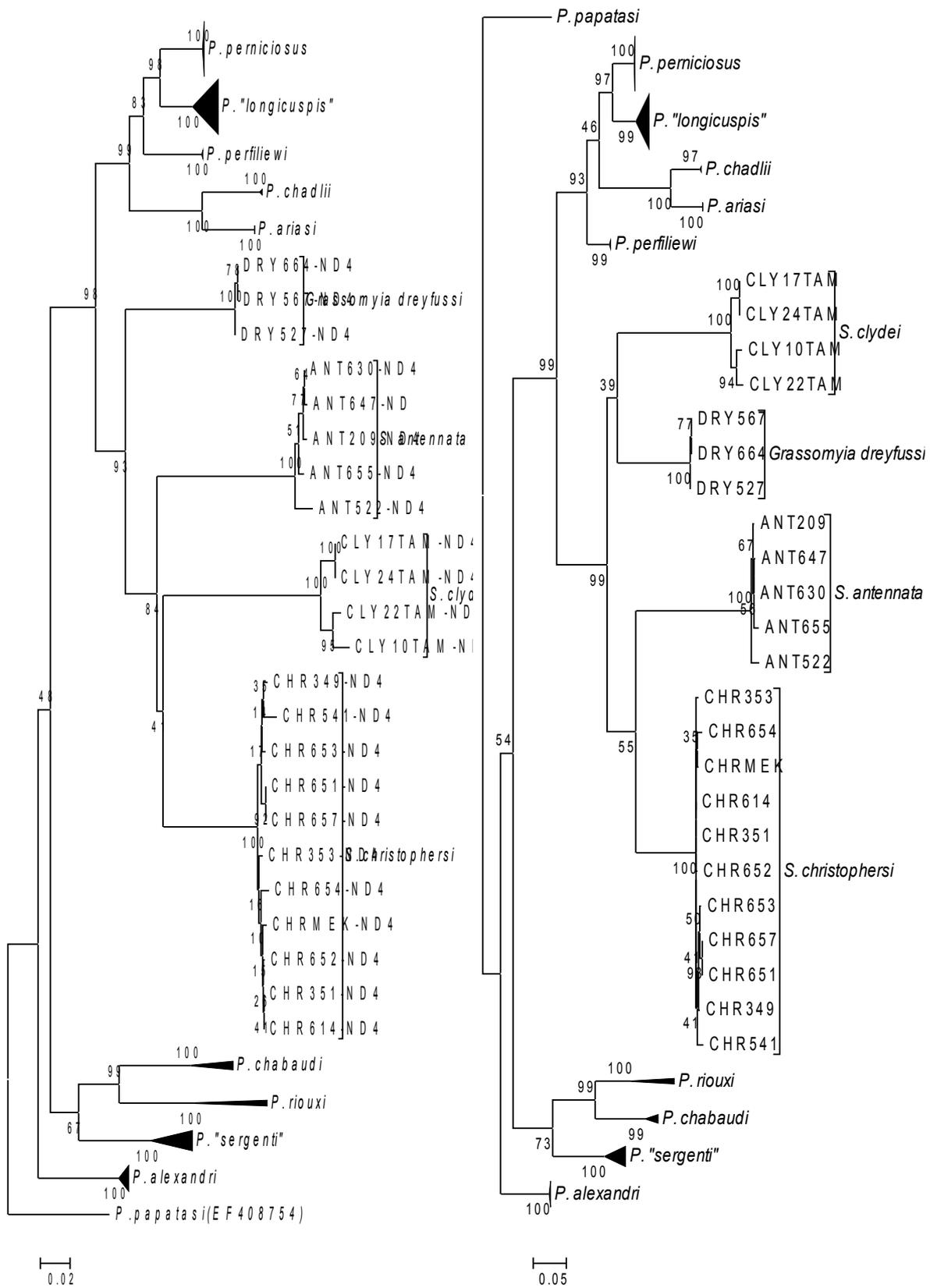


Figure 98 :Arbre obtenu par la méthode de Neighbor-Joining sur les séquences du ND4 est différente celle de la méthode de parcimonie, les valeurs de bootstrap obtenues après 1000 répliquats sont mentionnées aux nœuds considérés, montre la position de genre *Sergentomyia* par rapport aux autres spécimens sont regroupés par espèce.

1.3.-ANALYSE DES SEQUENCES DU DOMAINE CYTOCHROME C OXYDASE

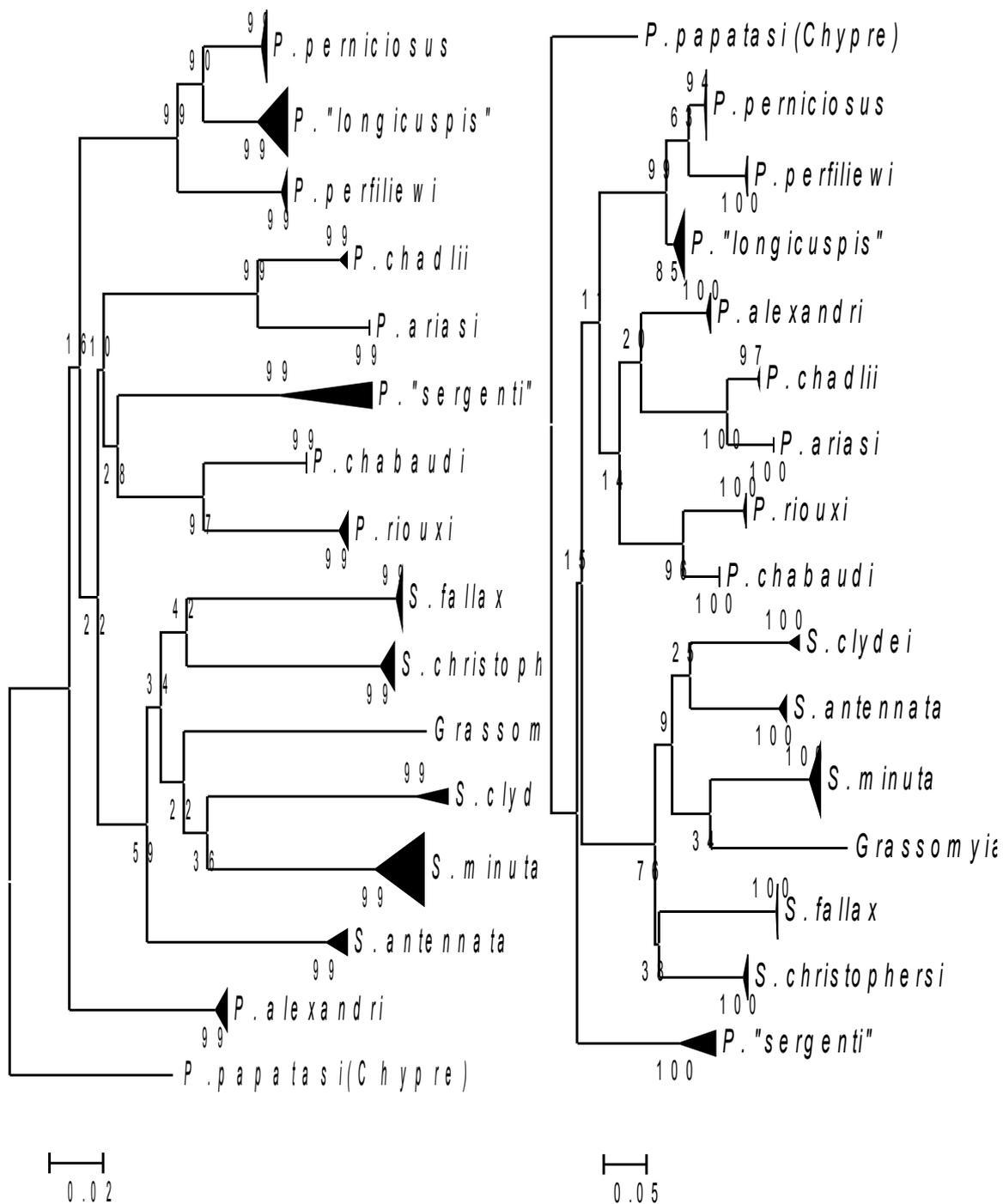
Le séquençage du gène cytochrome C oxydase 1 a été réalisé chez 108 spécimens et la matrice compte 695 paires de bases après alignement.

L'analyse des séquences par les méthodes de Neighbor-Joining de maximum de vraisemblance et de bootstrap sont présentées dans les figures ci-après.

L'analyse des topologies (figures 99 et 100) montrent une variabilité des topologies. Les genres *Phlebotomus* et *Sergentomyia* sont individualisés mais les topologies intragénériques diffèrent et la position de certaines branches n'est pas du tout soutenue par le bootstrap.

Chez le sous genre *Larroussius*, le COI montre l'éloignement entre deux groupes : l'ensemble *P. chadlii* – *P. ariasi* et l'ensemble *P. perniciosus* - *P.longicuspis* – *P.perfiliewi*. Au sein du second, la position de *P. perfiliewi* dépend de la méthode d'analyse sélectionnée (figure 101,102).

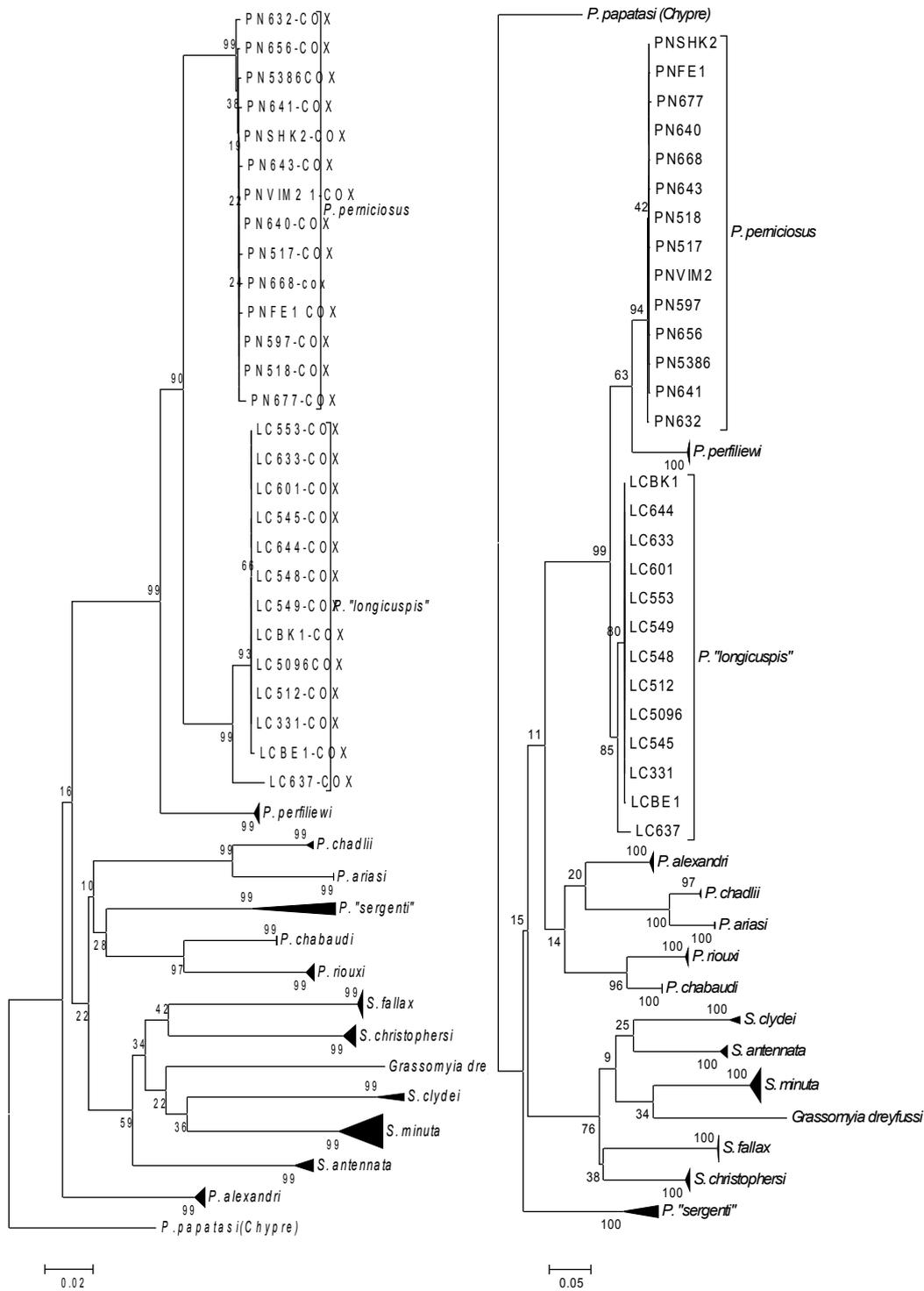
Chez les *Paraphlebotomus*, il ressort que la position phylogénétique des quatre espèces n'est pas avérée. Cependant, *P. riouxi* et *P.chabaudi*, espèces affines et sœurs apparaissent bien individualisées (figure 103).



(A)

(B)

Figure 100 : arbre obtenu par la méthode de Neighbor-Joining. La topologie est différente par la méthode de parcimonie. Les valeurs de bootstrap obtenues après 1000 répliquats sont mentionnées aux nœuds considérés. Tous les échantillons sont regroupés par espèce.



(A)

(B)

Figure 101 : arbre obtenu par la méthode de Neighbor-Joining sur les séquences du cytochrome C oxydase I . La topologie est différente par la méthode de parcimonie. Les valeurs de bootstrap obtenues après 1000 répliquats sont mentionnées aux nœuds considérés. Montre la position du complexe *P. perniciosus* –*P. longicuspis* par rapport aux autres spécimens sont regroupés par espèce.

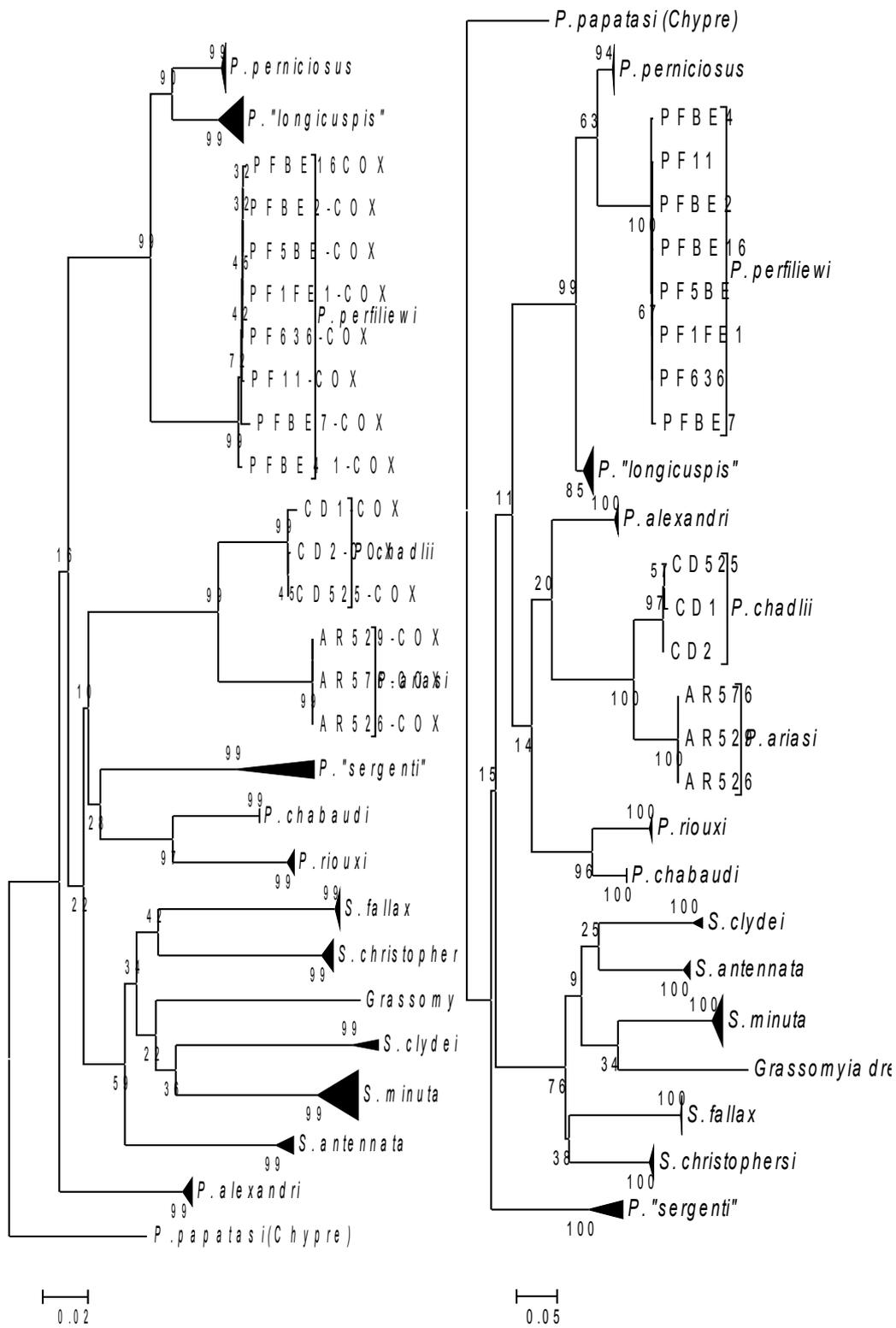


Figure 102 : arbre obtenu par la méthode de Neighbor-Joining sur les séquences du cytochrome C oxydase I. La topologie est similaire par la méthode de parcimonie. Les valeurs de Bootstrap obtenues après 1000 répliquats sont mentionnées aux nœuds considérés. Les autres *Larroussi* (PF, AR, CD), les autres échantillons sont regroupés par espèce.

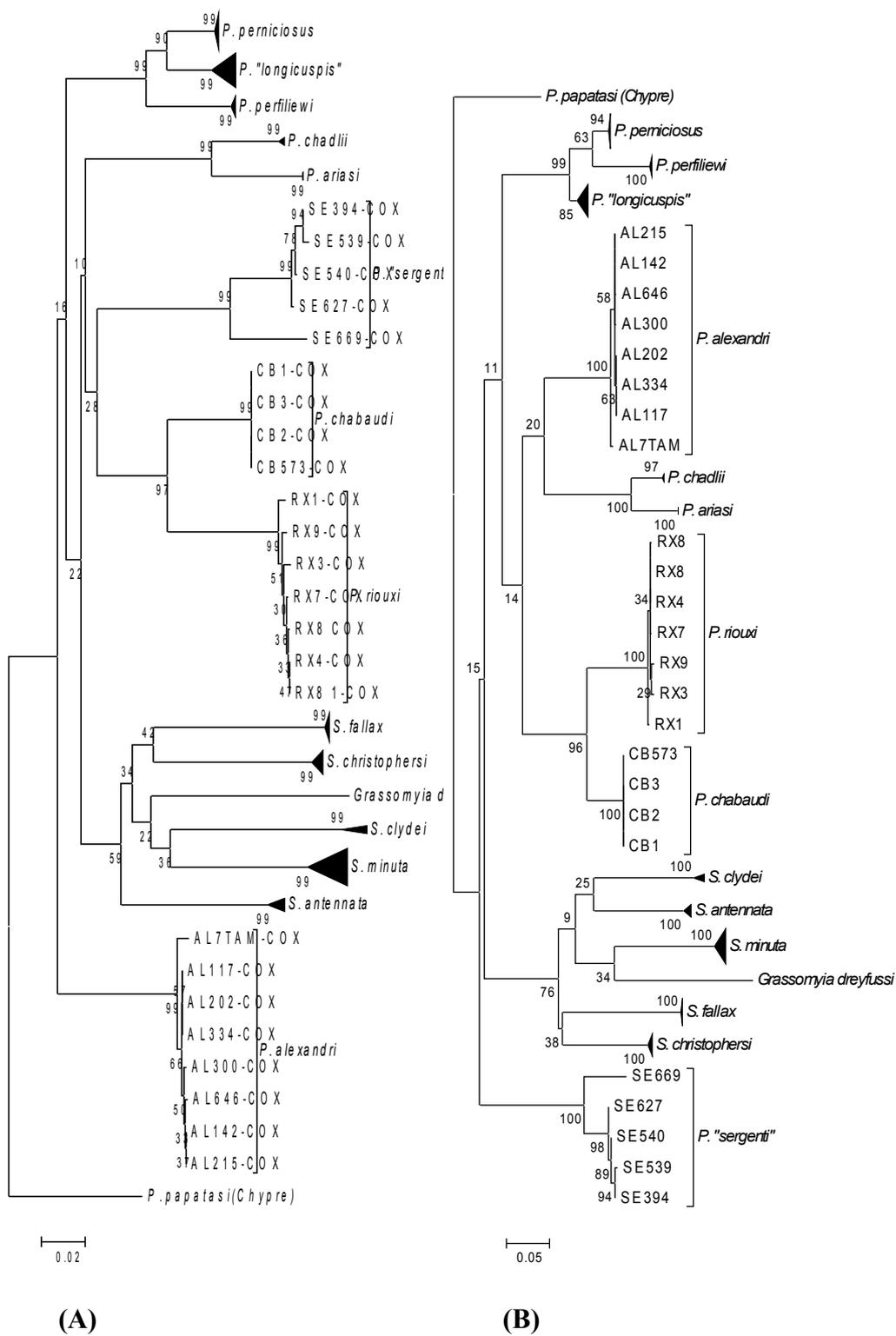


Figure 103 : arbre obtenu par la méthode de Neighbor-Joining sur les séquences du cytochrome C oxydase1. La topologie est similaire par la méthode de parcimonie. Les valeurs de Bootstrap obtenues après 1000 répliquats sont mentionnées aux nœuds considérés. Montre la position des espèces de *Paraphlebotomus* par rapport aux autres spécimens sont regroupés par espèce.

Dans l'étude particulière menée sur ces deux espèces, incluant des spécimens algériens et tunisiens, les résultats sont présentés dans les figures 104 et 105

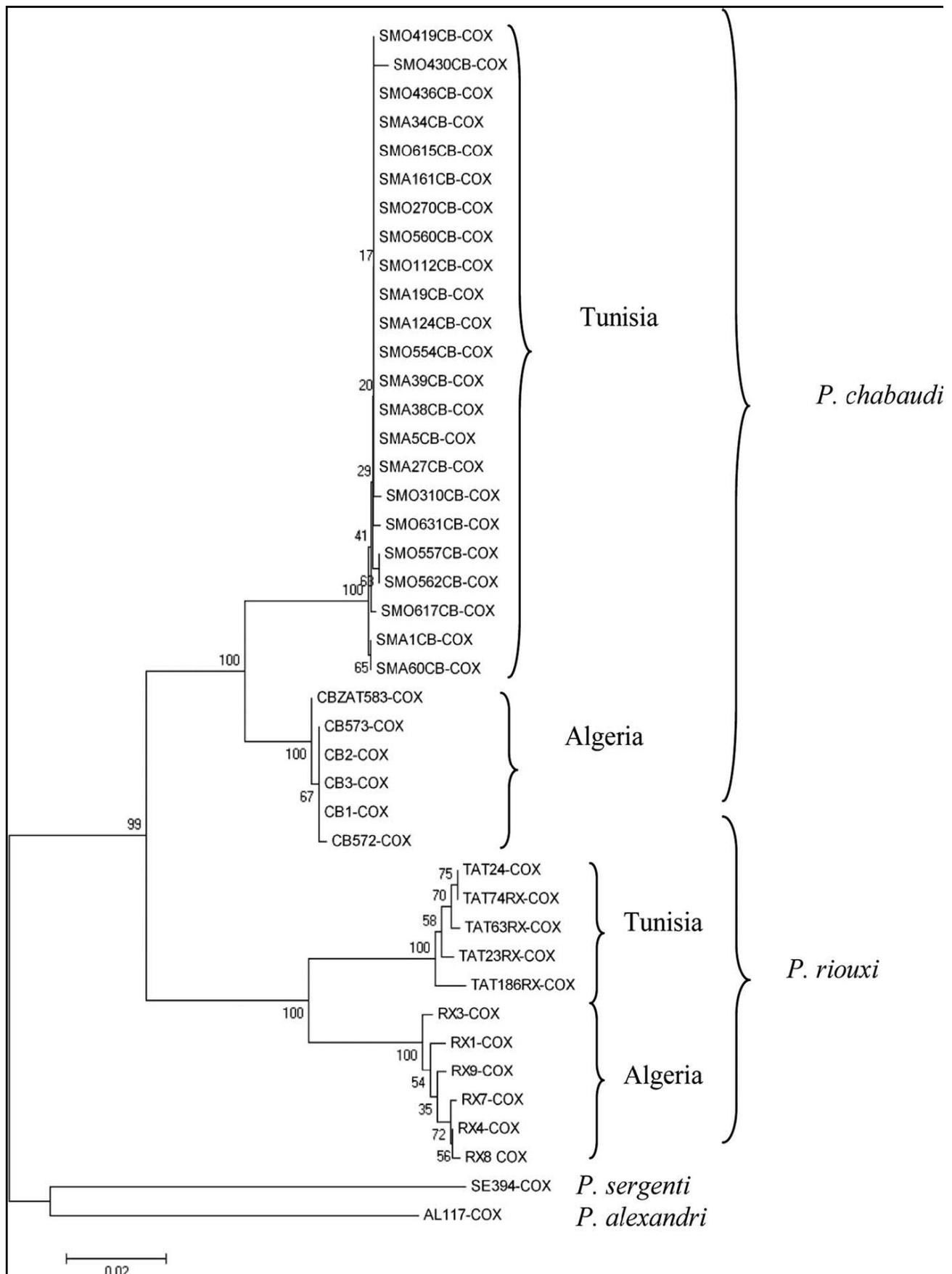


Figure 105 : Arbre obtenu par la méthode de Neighbor-Joining sur les séquences du cytochrome C oxydase1 . La topologie est similaire par la méthode de parcimonie en utilisant *P. sergenti* et *P. alexandri* comme extra-groupes. Les valeurs de bootstrap obtenues après 1000 répliquats sont mentionnées aux nœuds considérés

Dans le genre *Sergentomyia*, les espèces sont nettement individualisées et fortement soutenues par des valeurs très élevées de bootstrap, souvent égales à 100%. Néanmoins, la position phylogénétique de chacune d'elle est sujette à caution sur la base de ce marqueur moléculaire. La

monophylie des sous-genres *Sergentomyia* et *Sintonius* n'étant pas avérée (figure 106).

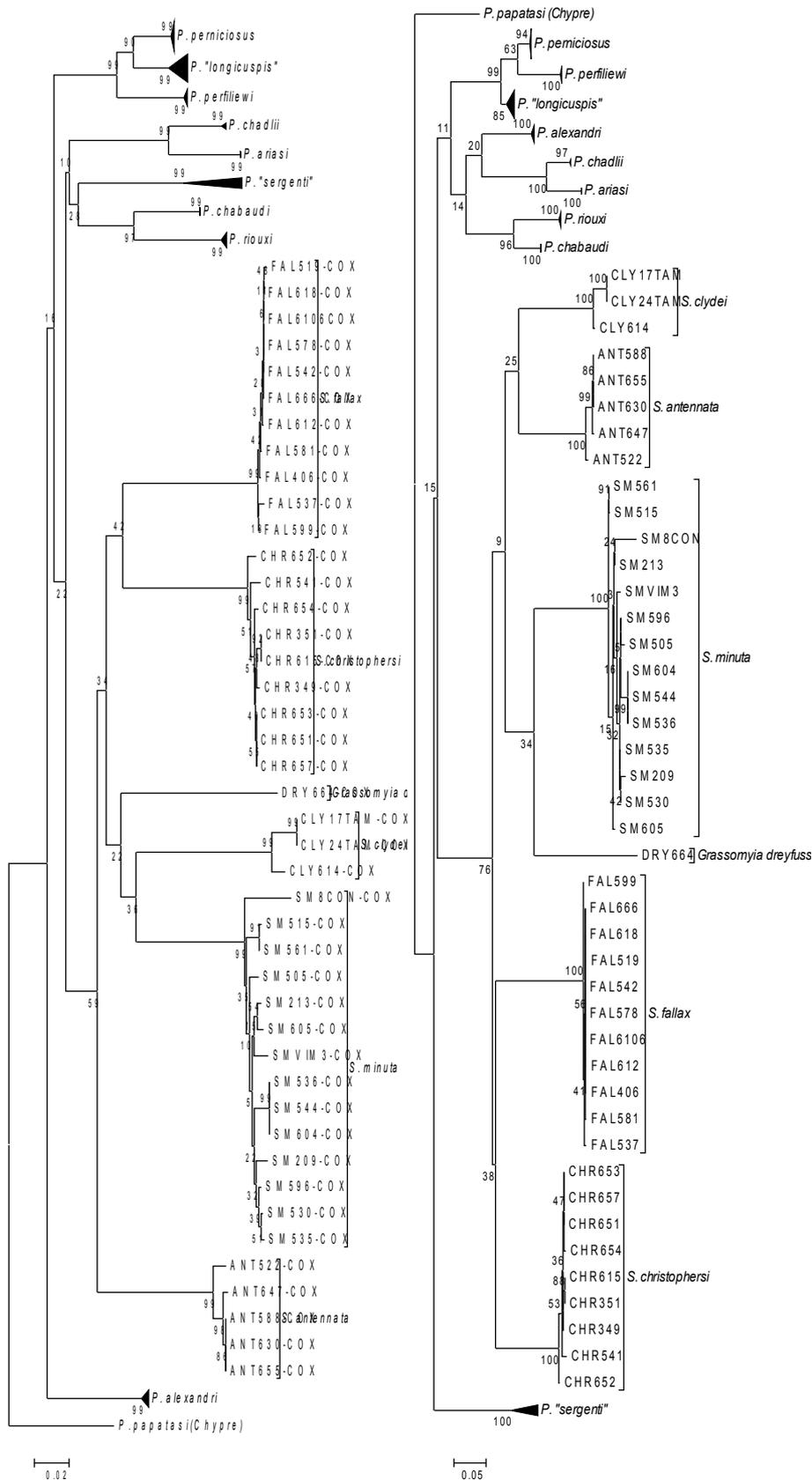


Figure 106 : Arbre obtenu par la méthode de Neighbor-Joining sur les séquences du cytochrome C oxydase I. La topologie est différente de l'arbre obtenu par la méthode de parcimonie. Les valeurs de Bootstrap obtenues après 1000 répliquats sont mentionnées aux nœuds considérés.

Les espèces de genre *Sergentomyia* sont mentionnées les autres échantillons sont regroupés par espèce.

Discussion

L'approche moléculaire est complémentaire de l'approche morphologique chez les Phlébotomes dont elle ne peut plus être dissociée aujourd'hui. Notre échantillonnage et les marqueurs que nous avons sélectionnés ne se prêtent guère à une interprétation phylogénétique. Nous préférons axer nos résultats sur l'individualisation d'espèces et la mise en évidence de populations affines au sein d'une entité morphologique.

1.- Sous-genre *Larroussius*

Le sous genre *Larroussius*, du fait de son rôle exclusif dans la transmission de *Leishmania infantum*, agent de la Leishmaniose viscérale méditerranéenne, a été particulièrement bien étudié dans un passé lointain comme dans un passé plus récent à la lumière d'analyses biomoléculaires. En 1999, Benabdennbi confirme sur des caractères isoenzymatiques la proximité de deux espèces sœurs : *P. longicuspis* et *P. perniciosus* d'une part et *P. ariasi* *P.chadlii* d'autre part, l'ensemble formant le groupe frère *P. perfiliewi*.

Dans l'arbre de Di Muccio et al. (2000) basé sur les séquences d'un marqueur ribosomique, l'ITS2, *P. perniciosus* est l'espèce sœur de *P. longicuspis*, l'ensemble figurant en groupe frère de *P. tobbi*, ce qui évoque un phénomène de vicariance *tobbi* dans l'est du bassin méditerranéen – *perniciosus* + *longicuspis* avec spéciation ultérieure à partir d'un ancêtre commun dans l'ouest du bassin méditerranéen. *P. ariasi* se positionne dans cette étude en groupe-frère de tous les autres *Larroussius*.

Sur les arbres d'Esseghir et al. (2000) basés sur les gènes du cytochrome b et du facteur d'élongation alpha (EF α), on retrouve la dichotomie *ariasi* – *neglectus* d'une part tandis que sur une autre branche, *P.tobbi* constitue le groupe frère de l'ensemble *perniciosus*–*longicuspis* (cytb) ou l'ensemble *longicuspis* – *tobbi* en groupe frère de *perniciosus*, cette incongruence étant interprétée par les auteurs comme le résultat d'hybridations introgressives passées entre ces espèces/.

Les résultats de Pesson et al., (2004) éclairent la diversité de ce groupe « *perniciosus*-*longicuspis* » dans la mesure où ils indiquent qu'il existe trois espèces phylogénétiques:

- *P. perniciosus* existant sous deux formes: l'une typique (appelée PN par les auteurs) et l'autre atypique (appelée PNA par ces mêmes auteurs).
- *P. longicuspis* qui peut être confondue avec la forme atypique de *P. perniciosus*
- une espèce cryptique de *P. longicuspis* (appelée LCx par Pesson et al., 2004).

Cependant, ces auteurs ont généré une certaine confusion en ne décrivant pas d'espèce nouvelle alors que tous leurs résultats plaident pour cette finalité.

La lignée de *P. longicuspis* sensu stricto (lignée mtDNA-lcus), incluant aussi les formes typiques de la Tunisie et l'espèce cryptique de *P. longicuspis* (lignée mtDNA-LCx) partage avec la précédente les mêmes caractères morphologiques de diagnostic connus.

Dans le but de dépister en Algérie la présence de la forme atypique de *P. perniciosus* et de l'espèce jumelle de *P. longicuspis*, nous avons associé l'approche morphologique et morphométrique à l'approche moléculaire sur des différentes populations du pays. Ces approches montrent une large distribution de la forme typique de *P. perniciosus* (PN) et l'absence de la forme atypique dans les différentes régions prospectées (Berchi et al.,2007). En revanche, si l'espèce typique *P. longicuspis* est largement répandue à travers la région prospectée, nous avons trouvé deux individus mâles (LC2 et LC637), capturés à Salama (M'Sila) que nous rapportons à l'espèce cryptique de *P. longicuspis* (= LCx). Ces individus présentent plus de 18 soies sur le coxite et sont bien individualisés par les marqueurs moléculaires mitochondriaux que nous avons sélectionnés. Nous n'avons pas caractérisé moléculairement de femelle appartenant à cette espèce et ne pouvons discuter l'existence d'une variation morphologique chez elle.

P. ariasi est collectée seulement dans les montagnes des Aurès. Le faible niveau de variabilité observé est certainement à rapprocher du faible échantillonnage à notre disposition pour cette espèce. L'étude morphologique n'a montré aucune différence significative entre les exemplaires étudiés. Le nombre de soies sur le coxite moins élevé chez *P. ariasi* que chez *P. chadlii* constitue un bon caractère d'identification de ces deux espèces dont la validité est confirmée par nos données moléculaires. Une spéciation allopatrique ancienne à partir d'un ancêtre commun à ces deux espèces peut expliquer leur existence actuelle. Ces deux espèces se localisent préférentiellement à des altitudes comprises entre 100 et 600 m. d'altitude, étage auquel se situent souvent les foyers méditerranéens de Leishmaniose à *L. infantum*.

Dans nos arbres, à l'exception de l'analyse des séquences de COI en maximum de vraisemblance, par ailleurs peu soutenue par le bootstrap, *P. perfiliewi* constitue le groupe frère d'un clade qui comprend *P. longicuspis* et *P. perniciosus*. Ce résultat est en adéquation avec celui obtenu par Esseghir et al. (1997) et semble être compatible avec une spéciation par vicariance.

2.- Sous-genre *Paraphlebotomus*

Sur les 15 espèces que comporte ce sous-genre, certaines, morphologiquement très proches, voient leurs femelles très délicates à différencier telles *P. chabaudi* et *P. riouxi* pour lesquelles les caractères proposés lors de la description de la seconde citée étaient sujets à caution (Depaquit, Killck-Kendrick et Léger, 1998) voire impossibles à différencier (*P. mongolensis*, *P. andrejevi* et *P. caucasicus*). Chez les *Paraphlebotomus*, nos travaux se sont focalisés sur la caractérisation morphologique et moléculaire de *P. chabaudi* et *P. riouxi* et au développement d'outils d'identification moléculaire permettant une analyse morphologique des femelles dont l'identité est préalablement déterminée. Plusieurs études moléculaires ont mis en évidence une variabilité intraspécifique marquée chez *P. sergenti*. Depaquit et al. (2002) posent la question d'une éventuelle relation entre cette variabilité et un impact éventuel sur la transmission du parasite. Au Maroc, Boussaa (2008) retrouve trois lignées mitochondriales de *P. sergenti* déjà mises en

évidence par Yahia et *al.*, (2004) qui, pour ces derniers auteurs, pourraient correspondre à des espèces cryptiques.

En Iran, l'analyse morphologique et moléculaire (ADNmt) des populations de *P. sergenti* et *P. similis* a permis de mettre en évidence trois morphotypes caractérisables par la morphométrie et trois lignées haplotypiques mitochondriales sans corrélation néanmoins avec l'origine géographique dans la mesure où ces haplotypes sont sympatriques (Moin-Vaziri et *al.*, 2007). L'analyse moléculaire présentée dans notre travail met en évidence l'existence de deux populations chez *P. sergenti*. Cette mise en évidence est très fortement soutenue par le bootstrap quel que soit le marqueur moléculaire mitochondrial utilisé. Ces deux lignées sont sympatriques aussi bien dans les localités du nord (Aurès et Bordj Bouarriridj) que dans la localité du sud (Ghardaïa). Nos études morphologiques et morphométriques n'ont pas mis en évidence de variabilité (*cf supra*) ce qui pose un problème conséquent. Si *P. sergenti* correspond à un complexe de plusieurs espèces jumelles, quel haplotype correspond à *P. sergenti* dans la mesure où Parrot a décrit cette espèce en 1917 à Mac-Mahon (Ain Touta), localité située dans la région des Aurès où les deux haplotypes sont retrouvés en sympatrie.

Chez *P. alexandri*, nos études mettent en évidence, contrairement à *P. sergenti*, l'existence d'une seule population malgré l'insertion dans notre échantillonnage de spécimens originaires de Tamanrasset. Possédant une aire de distribution particulièrement vaste, il serait intéressant de mener chez cette espèce une étude à plus vaste échelle pour mesurer son homogénéité ou son hétérogénéité.

2.1.- Caractérisation moléculaire des espèces affines *P. chabaudi* et *P. riouxi* :

La description de *P. riouxi* Depaquit, Killick-Kendrick & Léger, 1998 s'appuie principalement sur la morphologie des mâles. Les auteurs ont souligné la difficulté d'identifier la femelle de l'espèce affine *P. chabaudi* Croset, Abonnenc & Rioux, 1970. Ils ont suggéré sans certitude l'observation de l'armature de l'atrium génital, plus développée chez *P. riouxi* que chez *P. chabaudi* (Depaquit et *al.*, 1998).

L'approche moléculaire des espèces affines *P. chabaudi* et *P. riouxi* menée sur les séquences des gènes mitochondriaux sélectionnés dans notre étude (cyt b et COX1) est pertinente. La nette individualisation des deux espèces, soutenue par de fortes valeurs de bootstrap, nous a permis d'associer les femelles aux mâles chez *P. chabaudi* et chez *P. riouxi*. Cette caractérisation des femelles a été le préalable à leur étude morphologique présentée plus haut. La dichotomie spécifique est indépendante de l'origine géographique des spécimens même si sur chaque branche spécifique, il existe une dichotomie populationnelle relative à l'origine géographique des dites populations.

Le caractère proposé pour l'identification des femelles, à savoir la présence ou l'absence de dents latérales antérieures, étant délicate et dont la validité reste à confirmer sur un

échantillonnage plus important, nous avons proposé un outils moléculaire simple et rapide pour l'identification de ces femelles parfois soupçonnées de transmettre *L. killicki*.

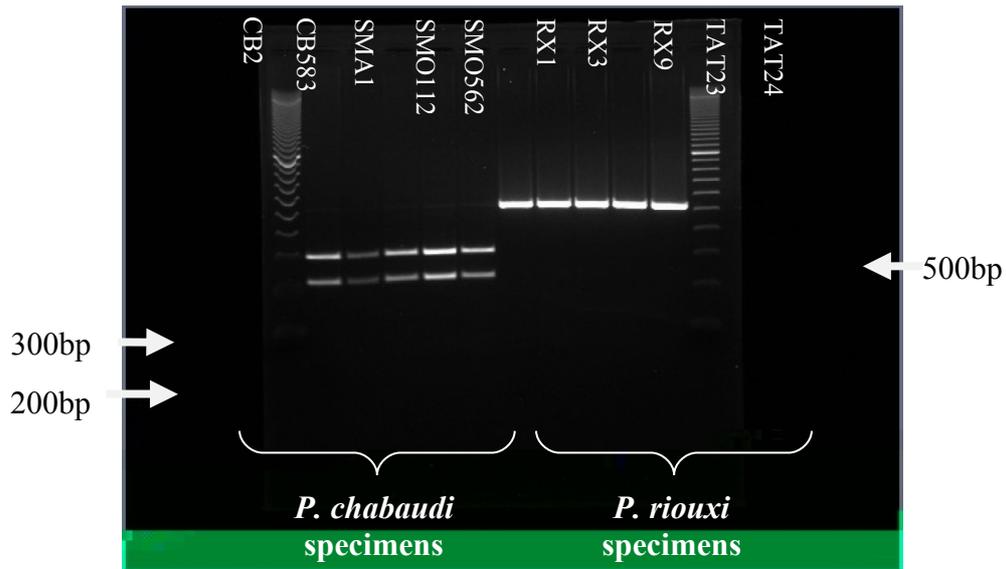


Fig. 107: Séparation électrophorétique de l'amplifiat du marqueur CytB après digestion Durant deux heures par l'enzyme de restriction *Hpy188III* de quelques exemplaires de *P. chabaudi* et *P. riouxi* (RFLP). Noter que seuls les amplifiats de *P. chabaudi* sont coupés par l'enzyme.

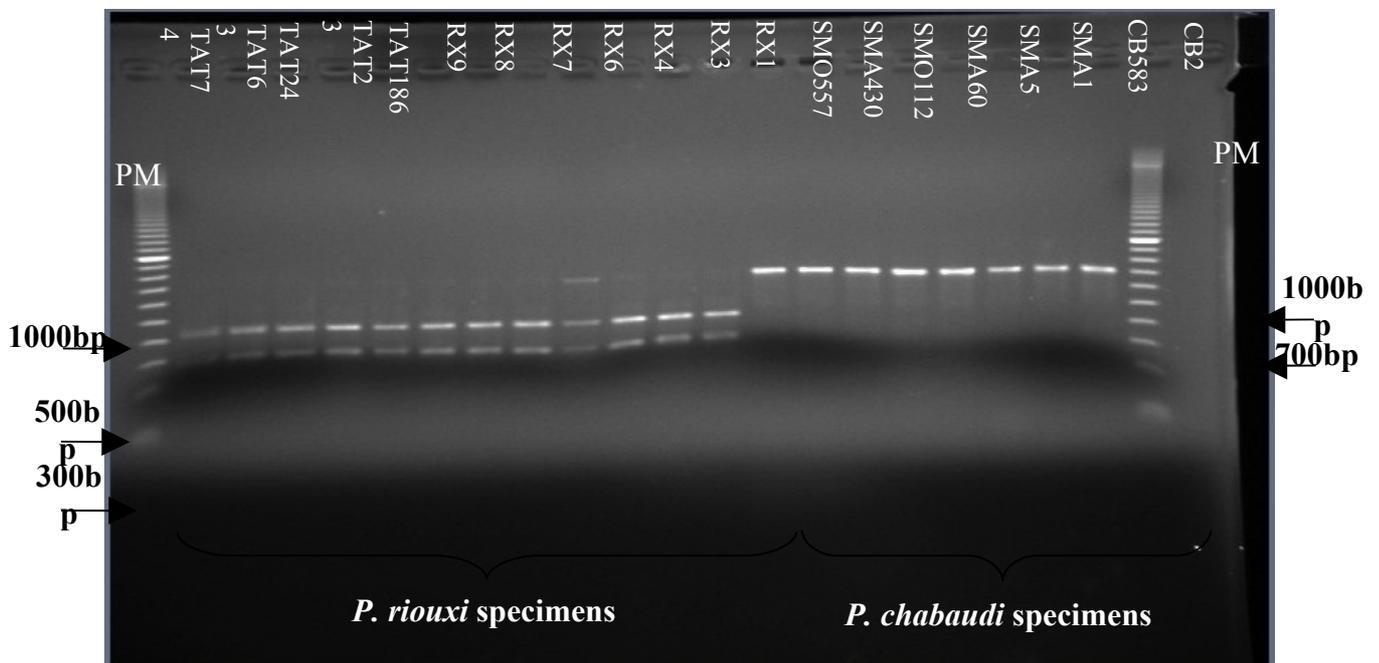


Fig. 108: Séparation électrophorétique de l'amplifiat du marqueur COI après digestion Durant deux heures par l'enzyme de restriction *HindIII* de quelques exemplaires de *P. chabaudi* and *P. riouxi* (RFLP). Noter que seuls les amplifiats de *P. riouxi* sont coupés par l'enzyme.

La séquence de COI obtenue dans cette étude a été comparée à celle du cyt B. Le niveau de variabilité des séquences de COI chez *P. chabaudi* et *P. riouxi* est comparable à celui des séquences du cyt B (voir article joint: Boudabous *et al.*, 2009a).

La PCR-RFLP se révèle être un outil de diagnostic particulièrement intéressant, plus rapide et moins coûteux que le séquençage. Il est aussi informatif avec cyt B qu'avec COX I. Cependant, il ne peut pas être employé comme méthode universelle pour l'identification des phlébotomes nord africains parce que nous n'avons pas testé cette méthode sur les autres espèces rencontrées en sympatrie avec *P. chabaudi* et *P. riouxi*. Il est vraisemblable que parmi elles, certaines puissent avoir des profils RFLP identique à l'une ou l'autre des espèces cibles en fonction de la non digestion ou d'une digestion générant des fragments de taille attendue.

Les résultats obtenus par SSCP se sont révélés décevants pour chaque marqueur testé. Aucun profil distinctif ne pouvant être rapporté à l'une ou l'autre des espèces.

3.- Sous-genre *Phlebotomus*

Les résultats obtenus ont fait l'objet d'une publication (Depaquit *et al.*, 2008a) qui est jointe à ce manuscrit. Il apparaît une très faible variabilité chez *P. papatasi* au niveau de toute sa très vaste aire de distribution et *a fortiori*, au sein de l'échantillonnage algérien.

4.- Genre *Sergentomyia*

Le genre *Sergentomyia* est représenté dans nos captures réalisées en Algérie par les sous-genres *Sergentomyia* (*S. minuta*, *S. fallax*, *S. antennata* et *S. chwetzi*) et *Sintonius* (*S. clydei* et *S. christophersi*). A ces taxons s'ajoute l'espèce *dreyfussi*, un *Grassomyia* dont le statut taxinomique (générique ou infragénérique) est discuté (Abonnenc et Léger, 1976, Lewis, 1978, 1987). Ce niveau taxinomique ne constituant pas l'objet de ce travail, nous ne le discutons pas. Toutefois, sur la base des résultats obtenus, et même si nous ne souhaitons pas les interpréter en termes de phylogénie pour des raisons évoquées auparavant, aucun argument ne nous permet de considérer les *Grassomyia* comme un genre de niveau équivalent aux *Sergentomyia* dans lequel ils s'incluent à moins d'élever dans l'avenir les sous-genres au rang de genres.

Présente une grande richesse spécifique d'espèces réparties dans l'est algérien mais surtout dans le sud. Celles-ci, de densité élevée et un polymorphisme génétique important, sont collectées de la même méthode aussi bien dans les milieux urbains que dans les zones rurales ou sauvages. Sur la base de trois marqueurs que nous avons utilisés les genres *Sergentomyia* et *Grassomyia* forment un groupe monophylétique.

La variabilité intraspécifique est peu marquée à nulle selon les espèces considérées et selon l'échantillonnage plus ou moins fourni. C'est chez *S. minuta* que cette variabilité semble néanmoins la plus importante sans pour autant pouvoir corrélérer nos résultats à une origine

géographique. Il sera intéressant dans l'avenir de prolonger notre travail en comparant les séquences de ces *S. minuta* algériens avec ceux d'autres pays sud et nord méditerranéens. Le statut discuté de *S. minuta parroti* est basé sur un nombre important de dents cibariales. Il est remis en question par références. L'existence d'un cline nord-sud ou sud-nord soutient peu l'hypothèse d'un taxon propre à l'Afrique du nord. Une analyse moléculaire globale permettra de statuer de façon plus argumentée sur cette question.

Dans la même logique, si il est difficile de tirer une quelconque conclusion des autres données moléculaires de notre étude chez les *Sergentomyia*, nos résultats devrons s'insérer dans l'avenir dans des études plus ambitieuses visant à situer ces espèces ou populations dans un échantillonnage plus diversifié. Parmi les espèces à vaste répartition, notre attention se portera principalement sur *S. schwetzi*, *S. clydei*, voire *S. christophersi*. *S. fallax* devrait être comparé aux autres espèces auxquelles appartient cette dernière au premier rang desquelles on trouve *S. dubia* et *S. antennata*. Quant à *G. dreyfussi*, ils devraient en toute logique s'inscrire dans une révision des *Grassomyia*.

CONCLUSION – PERSPECTIVES

Les phlébotomes sont des diptères qui posent un problème de santé humaine et animale. Leur rôle vecteur a été démontré dans les arboviroses et dans les leishmanioses qui sont des affections parasitaires dont la focalisation dépend de la distribution de ces insectes (Killick Kendrick et Ward, 1981). La réussite d'un programme de lutte contre les leishmanioses nécessite une connaissance préalable et approfondie de ces vecteurs. Un plan d'action anti-vectoriel efficace se base sur une connaissance préalable des vecteurs dans leur milieu naturel pour préciser les biotopes et les périodes d'intervention ainsi que les conditions qui favorisent leur pullulation.

L'identification précise des vecteurs de leishmanioses est primordiale pour l'épidémiologie de la maladie. Les espèces vectrices varient d'un foyer à l'autre et leur identification morphologique est souvent difficile. En outre, le rôle joué dans la transmission par chacune d'entre elles n'apparaît pas toujours uniforme dans leurs aires de répartition. Ceci semble indiquer qu'il existe dans les populations de phlébotomes des variations génétiques pouvant influencer leur pouvoir vectoriel. La recherche de caractères moléculaires, toujours associée à l'étude morphologique, s'avère utile pour préciser les différences inter- et intraspécifiques et tenter de mettre en évidence d'éventuels marqueurs des populations vectrices.

Dans cette optique, nous avons mené de faire des recherches systématiques et des études moléculaires sur les phlébotomes de l'est algérien. Nous avons procédé en deux étapes :

- Etape I: inventaire faunistique des espèces de phlébotomes dans la zone d'étude,
- Etape II: analyse morphologique et moléculaire sur les populations des espèces inventoriées.

Les premières tentatives de classification des phlébotomes, ont eu pour base principale la morphologie de l'appareil génitale mâle et femelle, de l'armature buccale, et du pharynx. Or, nous avons souligné le danger d'utiliser de tels caractères fortement soumis aux phénomènes adaptatifs.

Nous avons d'abord montré par ailleurs que la morphométrie était d'utilisation délicate compte tenu de l'ampleur des variations individuelles.

Notre travail en premier temps, a été de répertorier et de localiser les différentes espèces de phlébotomes présentes sur l'est algérien. Cet inventaire faunistique, véritable base entomologique, nous a permis d'acquérir les différentes techniques d'échantillonnage utilisées. Ces inventaires permettent, de connaître la faune phlébotomienne et l'abondance relative des espèces de la région prospectée. Les résultats mettent en avant les vecteurs potentiels de leishmaniose.

L'inventaire faunistique réalisé a permis de recenser 18 espèces de phlébotomes: 11 appartiennent au genre *Phlebotomus* et 7 au genre *Sergentomyia*. Les différentes espèces capturées sont pour la plu part paléarctique et africaine.

La distribution géographique des diverses espèces identifiées a permis de circonscrire trois zones :

- la première correspondant la zone Nord, dont la biodiversité est peu marquée mais dans laquelle l'abondance des *Larroussius* vecteurs de Leishmanioses viscérales est remarquable.
- la deuxième, correspond la zone d'Aurès (carrefour Nord–Sud) plus riche en espèces et abritant les *Phlebotomus*, vecteurs de *L. major*.
- la troisième, correspond aux zones désertique et saharien relativement faibles mais riche en espèces et abritant les vecteurs prouvés de *L. major* et un vecteur possible de *L. killicki* : *P. riouxi*, qui constitue une espèce nouvelle pour la faune de l'Algérie (Bounamous et al., 2008).
- L'analyse de ces résultats fait sortir que *Sergentomyia minuta* parroti prédomine dans l'ensemble des captures dans les étages sub humide et semi aride ; Notons la présence de *S. fallax* (un seul exemplaire mâle dans l'étage semi aride fait inattendu que cette espèce est généralement distribuée dans les étages sub saharien.

En ce qui concerne le genre *Phlebotomus*, ce dernier est essentiellement représenté par *P. perniciosus* avec une abondance remarquable sur l'ensemble des captures.

L'étude de la répartition de la faune phlébotomienne de l'est algérien en fonction des sites montre une condensation qualitative et quantitative des phlébotomes dans les prés domestique que domestiques .

En Algérie, plusieurs travaux (Rioux et al., 1972; Dedet et al 1977a, 1984, Bellazoug et al., 1986d Izri et 1994 Harrat et al 1996) ont souligné le rôle joué par le bioclimat sur la répartition des phlébotomes et le risque leishmanien.

Dans cette partie du travail, consacrée à un groupe d'espèces affines, nous avons utilisé deux voies d'approche (morphologique et ADNmt) pour essayer de résoudre les problèmes posés par leur individualisation et leurs relations taxinomiques.

Les phlébotomes du sous genre *Larroussius* sont incriminés dans la transmission de *L. infantum*. La double approche morphologique et moléculaire de différentes espèces appartenant aux cinq espèces les plus abondantes dans l'est algérien : *P. perniciosus*, *P. longicuspis*, *P. perfiliewi*, *P. chadlii*, *P. ariasi*, a apporté des données nouvelles sur leur position systématique et leur diversité génétique.

L'inventaire faunistique révèle la présence en sympatrie de deux espèces vectrices des deux leishmanies responsables des foyers de l'est Algérien de leishmanioses : *Phlebotomus papatasi* / *L. major*, *P. longicuspis* / *L. infantum*

Chez *P. sergenti* de l'est Algérien, nous avons séquencé la totalité de CYT B, COX1 et ND4 chez plusieurs individus. Les résultats de cette étude montrent l'existence de deux populations notamment dans la localité-type ce qui pose deux questions. D'une part, quel est le statut taxinomique de ces populations et que devra-t'on appeler *P. sergenti* dans l'avenir ? D'autre part, des travaux devront être menés afin d'étudier les compétences vectorielles de ces deux populations.

Chez *P. papatasi*, une étude morphologique et moléculaire réalisé chez *P. papatasi* et *P. bergeroti* vecteurs prouvés ou suspectés de *L. major*. L'approche morphométrique repose sur l'analyse de plusieurs paramètres chez les mâles et chez les femelles. L'étude moléculaire se focalise sur le séquençage de ITS2 de l'ADN et du gène ND4 de l'ADN mitochondrial (voir la publication Depaquit et *al.*, 2008a). Les résultats obtenus montrent le niveau informatif des caractères étudiés au niveau interspécifique chez les Phlébotomes du sous genre *Phlebotomus*. En revanche, ils ne mettent pas en évidence de variabilité chez les populations de *P. papatasi* étudiées. Contrairement aux résultats observés chez *P. sergenti*, la variabilité intraspécifique est presque inexistante et autapomorphique chez *P. papatasi*.

La description en 1998 de *Phlebotomus riouxi* par Depaquit et *al* sur des caractères morphologiques et morphométriques a posé le problème de la diagnose différentielle délicate de la femelle avec celle d'une espèce affine: *P. chabaudi*. Le rôle suspecté de *P. chabaudi* dans la transmission de *Leishmania killicki* dans certains foyers nous a amené à partir des spécimens, à effectuer la caractérisation moléculaire ces deux taxons, Les séquences du gène du cytochrome b (cyt b) et de cytochrome oxydase 1 (Cox1) de l'ADNmt individualisent clairement ces taxons et mettent en évidence une variabilité intraspécifique. Un caractère céphalique nouveau tenant à la présence de dents latérales antérieures chez *P. chabaudi*, absentes chez *P. riouxi*, est proposé mais un recours au typage moléculaire semble nécessaire pour une identification fiable (Bounamous et *al.*, 2008, Boudabous et *al.*, 2009a).

Le rôle vecteur de *P. perniciosus* et *P. ariasi* a été prouvé en Espagne (Rioux et *al.*, 1986) et, alors que le rôle de *P. longicuspis* reste à déterminer. *P. ariasi* est collecté seulement en montagne dans la région de l'Aurès comme espèce rare. L'ensemble de ces données peut expliquer la situation épidémiologique de *L. infantum* dans le Nord algérien et met en question la capacité vectorielle de la forme *P. perniciosus* et *P. perfiliewi*. Ainsi nous avons pas confirmé la présence des trois espèces du complexe de *P. perniciosus* dans l'est algérien. Le morphe typique de *P. perniciosus* se trouve dans tous les sites. *P. perniciosus* couvre l'étage subhumide et l'étage semi-aride alors que *P. longicuspis* s'étend sur les étages semi-aride, aride et hyperaride. Ces travaux suggèrent donc que la forme typique de *P. perniciosus* est adaptée aux étages subhumide et semi-aride. La leishmaniose à *L. infantum* est largement répandue dans la partie Nord Algérien et devient sporadique dans la partie sud (Izri, 1994).

L'analyse morphométrique basée sur le nombre de soies médianes des coxites ne révèle pas de formes atypiques et par conséquent aucune confusion entre ces deux populations affines n'est à signaler.

Notre travail est également consacré au genre *Sergentomyia*, qui présente une richesse intéressante en Algérie. Nous avons collecté ces espèces en milieu domestique comme dans les milieux péri-domestiques et avec des densités élevées et un polymorphisme génétique important. Sept espèces ont été identifiées dans l'est Algérien: *S. antennata*, *S. dreyfussi*, *S. fallax*, *S. minuta*, *S. clydei*, *S. christophersi* et *S. schwetzi* se basant sur les critères morphologiques, nous avons établi une clé d'identification et nous avons identifiés trois marqueurs moléculaire pour ces sept espèces Cytb, Cox1 et ND4. La capacité vectorielle des espèces de ce genre commence à être suspectée (Ba et al., 1999 ; Geevarchese et al., 2005 ; Charrel et al., 2006) ce qui nécessite une bonne connaissance de la biologie et de l'écologie de ces espèces.

Notre travail constitue une contribution à la connaissance de la faune phlébotomienne de l'est Algérien, du point de vue systématique. Les données acquises dans ce travail ne doivent pas rester limitées à un cadre de recherche universitaire et doivent être exploitées pour l'établissement d'une stratégie de coordination pluridisciplinaire entre les services de la santé et les autres secteurs concernés.

Les résultats obtenus au cours de notre thèse nous permettent de proposer des perspectives de travaux de recherche correspondant aux vecteurs principaux présents dans la région de l'est Algérien :

- à compléter l'inventaire des espèces et à mieux connaître leur chorologie. Nous avons vu qu'à l'occasion des différentes enquêtes, des espèces sont retrouvées dans la région où elles n'étaient pas encore signalées,
- à mieux apprécier le rôle de chacune d'entre elles dans la transmission des leishmanioses, en particulier en ce qui concerne *P. longicuspis*, *P. alexandri* et *P. sergenti*,
- à mieux étudier les foyers de leishmaniose cutanée à *L. infantum*, aussi bien du point de vue des vecteurs que du point de vue des réservoirs de parasites,
- à vérifier la présence de foyers à *L. tropica* et l'émergence de nouveaux foyers du sud au nord comme la découverte dans tout l'Algérie d'une grande variabilité génétique de ce vecteur doivent inciter à isoler de *P. sergenti* un plus grand nombre pour confirmer la présence *L. tropica* en typant vecteur et leishmanie.
- En Algérie, des formes atypiques ne sont pas à exclure. Des études en cours dans d'autres régions nous renseigneront certainement d'avantage.

Ces investigations devraient s'accompagner de la recherche d'autres caractères morphologiques à valeur diagnostique chez les espèces du complexe *perniciosus* et en particulier chez les femelles.

- à mieux apprécier les relations entre les phlébotomes et les milieux péri-domestiques, en particulier par la recherche des gîtes larvaires de ces insectes.

Bibliographie

1. **Abonnenc E., 1972.**
Les phlébotomes de la région Ethiopienne (Diptera : Psychodidae).
Mém ; O.R .S. T. O. M, Sér .Ent. Méd. Parasitol., 289p.
2. **Abonnenc E., Rioux J.A., 1960.**
Contribution à l'étude des phlébotomes (Diptera : Psychodidae) du Nord Tchad in: mission épidémiologique au Nord. Tchad, J-A. Rioux.
Ed. Paris : arts et métiers graphiques 30-53.
3. **Abonnenc E., Leger N., 1976.**
Sur une classification rationnelle des Diptères Phlebotomidae.
Cahiers de l'ORSTOM, serie Entomologie Médicale et Parasitologie, 14 :69-78
4. **Addadi K., Dedet J.P., 1976.**
Epidémiologie des leishmanioses en Algérie.6. Recensement des cas de leishmanioses viscérales infantiles entre 1965 et 1974.
Bull. Soc. Pathol. Exo, 69: 68 – 75.
5. **Adamson R., Chance. Ward R., Feliciangeli D., Maingon R., 1991**
Molecular approaches applied to the analysis of sympatric sandfly populations in endemic areas of western Venezuela.
Parasitologia 33 (suppl.1), 45-54.
6. **Adamson R., Ward R., Feliciangeli D., Maingon R., 1993.**
The application of random amplified polymorphic DNA for sandfly species identification
Med. Vet. Entomol, 7,203-207.
7. **Adl S.M., Simpson A.G.B., Farmer M.A., Andersen R.A., Andersen O.R., Barta J.R., Bowser S.S., Brugerolle G., Fensome R.A., Frederriq S., James T.Y., KarpovS., Kugrens P., Krug J., Lane C.E., Lewis L.A, Lodge J., Lynn D.H., Mann D.G., Mccourt R.M., Mendoza L., Moestrup O., Mozley-Standridge S., Nerad T.A., Shearer C.A., Smirnov A.V., Spiegel F. & Taylor M.F.J.R. 2005**
The New Higher Level Classification of Eukaryotes with Emphasis on the Taxonomy of Protists.
J. Eukaryot. Microbiol. 52, 399-451.
8. **Adler S., Theodor O., 1927.**
On a collection of Phlébotomes sp. of the *minutus* group.
Ann. Trop. Med. Parasitol. 21-68.
9. **Adler S., Theodor O., 1929.**
The distribution of sandflies and leishmaniasis in Palestine, Syria and Mesopotamia.
Ann.Trop. Med. Parasitol., 269-306.
10. **Adler S., Theodor O., 1957.**
Transmission of disease agents by phlebotomine sandflies.
Ann. Rev. Ent., 2, 203.
11. **Al-zahrani M. A, Peters W., Evans P. A., Ching-Chin I., Smith V., Lane R., 1989.**
Phlebotomus sergenti, a vector of *Leishmania tropica* in Saudi Arabia.
Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg. 82 : 416.

- 12. Al-Zahrani, M.A., Lane R.P., Ching-Chin I., Asiry M.A., Peters W. 1997.**
Biology of *Phlebotomus* sandflies (Diptera: Psychodidae) in two contrasting leishmaniasis foci of south-west Saudi Arabia.
Bull. Ent. Res. 87, 221-230.
- 13. Aoun K., Bousslimi N., Haouas N., Babba H., El-Buni A., Bouratbine A., 2006**
First report of *Leishmania (L) killicki* Rioux, Lanotte & Pratlong, 1986 in Libya.
Parasite., 13: 87-88.
- 14. Aransay A.M., Scoulica E., Tselentis Y., Ready P.D., 2000**
Phylogenetic relationships of phlebotomine sandflies inferred from small subunit nuclear ribosomal DNA.
Insect. Molecular.Biology., 9:157-168
- 15. Aransay A.M., Ready P.D., Morillas-Marquez F., 2003**
Population differentiation of *Phlebotomus perniciosus* in Spain following postglacial dispersal.
Heredity. 90 (4): 316-325.
- 16. Arrivillaga J.C., Norris D.E., Feliciangeli MD., Lanzaro G.C., 2002**
Phylogeography of the Neotropical sand fly *Lutzomyia longipalpis* inferred from mitochondrial NA sequences.
Infection, Genetics and Evolution; 2: 83-95.
- 17. Artemiev M. M., 1974.**
The phlébotomes (Diptera: Psychodidae, Phlebotominae) de L'Afghanistan Oriental.
Communication I. Le genre *Phlebotomus*.
Med. Parazit. Moskva, 43, 154-165.
- 18. Artemiev M.M., 1978.**
Sandflies (Diptera: Psychodidae, Phlebotominae) of Afghanistan..Kabul.
Ministry of Public Health. 87 pp
- 19. Artemiev M. M., Neronov V.M., 1984.**
Distribution and ecology of sand flies of the world (genus *Phlebotomus*) Moscou.
Inst. Evol. Morph. Anim. Ecol. MSSR 208 p.
- 20. Artemiev M. M., 1991.**
A classification of the subfamily Phlebotominae.
In: Maroli, M. (Ed), Proceedings of the First International Symposium on Phlebotomine Sandflies.
Parassitologia 33 (Suppl.1), 69-77.
- 21. Ashford R.W., 1974.**
Sandflies (Diptera, Phlebotominae) from Ethiopia: Taxonomic and biological notes.
J. Med. Ent. 11, 605-616.
- 22. Ashford R.W., Schnur L.F., Chance M.L. Samaan S.A. Ahmed H.N., 1977.**
Cutaneous leishmaniasis in the Libyan Arab Republic: preliminary ecological findings.
Ann. Trop. Med. Parasitol., 71, 265-271.

- 23. Ashford R.W., 2000.**
The leishmaniasis as emerging and reemerging zoonoses.
Int. J. Parasitol. 30, 1269-1281.
- 24. Ayadi, A., R. Ben Ismail, and M.S. Ben Rachid. 1991.**
Extension de l'aire de transmission du Kala Azar à *Leishmania infantum* (Nicolle 1908) vers le centre et le sud de la Tunisie.
Arch. Inst. Pasteur Tunis 68: 269-273.
- 25. Azizi K, Rassi Y, Javadian E, Motazedian MH, Rafizadeh S, Yaghoobi Ershadi MR, Mohebali M., 2006.**
Phlebotomus (Paraphlebotomus) alexandri: a probable vector of *Leishmania infantum* in Iran.
Ann. Trop. Med. Parasitol, 100, No. 1, 63–68.
- 26. Al Zahrani., Lane R.P., Chin I.C., Asiry M.A., Peters W., 1997**
Biology of *Phlebotomus* sandflies (Diptera: Psychodidae): in two contrasting leishmaniasis foci of south- west Saudi Arabia.
Bull. Ent. Res. 87 ; 221-230.
- 27. Ba Y., Trouillet J., Thonnon J., Fontenille D., 1998.**
Phlébotomes du Sénégal (Diptera: Psychodidae): peuplement et dynamique des populations de la région de Mont-Rolland.
Parasite, 5, 143-150.
- 28. Ba Y., Trouillet J., Thonnon J., Fontenille D., 1999.**
Phlebotomus of Senegal: survey of the fauna in the region of Kedougou. Isolation of arbovirus.
Bull Soc Pathol Exot. 92, 131–135.
- 29. Bailly-Choumara H., Abonnenc E., Pastre J., 1971.**
Contribution à l'étude des phlébotomes du Maroc (Diptera : Psychodidae). Données faunistiques et écologiques.
Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Méd. Parasitol., 9, 431-460.
- 30. Baldi L., Mizzoni V, Guarino A., 2004.**
Canine leishmaniasis in Campania: new and old foci.
Parasitologia, 46, 217-220.
- 31. Barón S., Martín-Sánchez J., Gállego M., Morales-Yuste M., Boussaa S., Morillas-Márquez F., 2008**
Intraspecific variability (rDNA ITS and mtDNA Cyt b) of *Phlebotomus sergenti* in Spain and Morocco.
Acta Tropica; 107: 259-267
- 32. Beard C. B., Mills Hamm D., Collins F. H., 1993.**
The mitochondrial genome of the mosquito *Anopheles gambiae*: DNA sequence, genome organization and comparisons with mitochondrial sequences of other insects.
Insect. Mol. Biol., 2 (2), 103-124.
- 33. Belazzoug S., Mahzoul D., 1980.**
Notes sur les phlébotomes (Diptera, Psychodidae) du Tassili N'Ajjer.
Bull. Soc. Pathol. Exotique

- 34. Belazzoug S., 1982a.**
Une épidémie de leishmaniose cutanée dans la région de M'sila (Algérie).
Bulletin de la Société de Pathologie exotique. 75, 497-504.
- 35. Belazzoug S., Mahzoul D., Addadi K., Dedet J.P., 1982b.**
Sergentomyia minuta parroti (Adler et Theodor, 1927) en Algérie (Diptera: Psychodidae).
Annales de Parasitologie Humaine et Comparée, 57, 621-630.
- 36. Belazzoug S., 1983.** Isolation of *Leishmania major* Yakimoff & Schokhor, 1914 from *Psammomys obesus* Gretzschmar, 1828 (Rodentia Gerbillidae) in Algeria. *Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg.* 77: 876.
- 37. Belazzoug S., 1986a-** Découverte d'un *Meriones shawi* (Rongeur, Gerbillidé) naturellement infesté par *Leishmania* dans le nouveau foyer de leishmaniose cutanée de Ksar Chellala (Algérie). *Bull Soc Path Exot* 79: 630-633.
- 38. Bellazoug S., 1986b.**
Les leishmanioses en Algérie. A propos de l'identification enzymatique de 32 souches d'origine humaine et animale. In : *Leishmania .Taxnomie et phylogènèse.* (Coll.int. CNRS/INSERM, 1984).
Ed by Rioux J.A. Montpellier.:IMEEE, 1986, 397-400.
- 39. Belazzoug S., Mahzoul D., 1986c.**
Notes sur les phlébotomes (Diptera: Psychodidae) du Hoggar.
Arch. Inst. Past. Alger, 55, 113-116.
- 40. Belazzoug S., Mahzoul D., Rioux J-A., 1986d.**
Les phlébotomes (Diptera: Psychodidae) de M'sila et Bou-Saada.
Arch. Inst. Past. Alger, 55, 117-124.
- 41. Belazzoug S., 1991.**
The sandflies of Algeria.
Parasitologia 33 (Suppl), 85- 87.
- 42. Belazzoug S., 1992.**
Leishmaniasis in Mediterranean countries.
Vet. Parasitol. 44, 15- 19.
- 43. Benabdennbi I., 1994.**
Etude de populations de *Sergentomyia* (Psychodidae, Phlebotominae) de l'est méditerranéen.
Mém. D.E.A Parasitol (Interaction hotes- parasite), Créteil-Paris, 48pp.
- 44. Benabdennbi I., Bombard S., Braverman Y., Pesson B., 1996.**
Differentiation of Females in *Sergentomyia* sensu stricto (Diptera: Psychodidae) Using Scanning Electron Microscopy of Pharyngeal Armatures.
J. Med. Entomol. 33, 265-268.
- 45. Benabdennbi I., 1998a.**
Contribution à l'étude de la biodiversité chez les *Larroussiis* (Diptera:Psychodidae) du bassin méditerranéen. Apports de l'analyse isoenzymatique.
Thèse Université Strasbourg I.
- 46. Benabdennbi I., Bonbard S., Braverman Y. Pesson, B., 1998b.**
Differentiation of females in *Sergentomyia* sensu stricto (Diptera: Psychodidae) using scanning electron microscopy of pharyngeal armatures.
J. Med. Ent. 33, 265-268.

- 47. Benabdennbi I., Pesson B., Cadi-soussi M., Morillas Marquez F., 1999.**
Morphological and isoenzymatic differentiation of sympatric populations of *P. perniciosus* and *P. longicuspis* (Diptera: Psychodidae) in northern Morocco.
J. Med. Ent. 36, 116–120.
- 48. Bencherif S., 2008.**
Les indices climatiques et leurs significations écologiques en Algérie orientale.
Th. Mag. Univ. Constantine. 136p.
- 49. Ben Ismail R., Helal H., Bach Hamba D., Ben Rachid M.S., 1987.**
Infestation naturelle de *Phlebotomus papatasi* dans un foyer de leishmaniose cutanée zoonotique en Tunisie.
Bull. Soc. Path. Exot. 80, 613-614.
- 50. Ben Ismail R., Ben Rachid M.S., 1989.**
Epidémiologie des leishmanioses en Tunisie, in: Maladies tropicales transmissibles. AUPELF-UREF, Paris, 73-80.
- 51. Ben Salah A., R. Ben Ismail F. Amri S., Chlif F. Ben Rzig H. Kharrat H. Hadhri M. Hassouna., Dellagi K., 2000.**
Investigation of the spread of human visceral leishmaniasis in central Tunisia.
Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg. 94: 382-386
- 52. Benzerroug H., Benhabyles N., Izri M. A., Belahcene E.K., 1992.**
Les pulvérisations intra- et peri- domiciliaires de DDT dans la lutte contre la leishmaniose cutanée zoonotique en Algérie.
Ann. Soc. Belge.Med. Trop. 72, 5-12.
- 53. Berchi S., 1990.**
Ecologie des phlébotomes (Diptera, Psychodidae) de l'Est algérien.
Mém. Mag. Ent. Appl. Univ. Constantine, 116p.
- 54. Berchi S., 1993.**
Les phlébotomes (Insecta, Diptera, Psychodidae), vecteurs de leishmanioses dans l'Est algérien.
Bull. Soc. Zool. Fr. 118, 3, 341-349.
- 55. Berchi S., Bounamous A., Louadi K., Pesson B., 2007.**
Différenciation morphologique de deux espèces sympatriques: *Phlebotomus perniciosus* Newstead 1911 et *P. longicuspis* Nitzulescu 1930 (Diptera: Psychodidae).
Ann. Soc. Entomol. Fr. 43, 201-203.
- 56. Bettini, S., Gramiccia, M., Gradoni, L., Atzeni, M.C., 1986.**
Leishmaniasis in Sardinia II. Natural infection of *Phlebotomus perniciosus* Newstead, 1911, by *Leishmania infantum* Nicolle, 1908 in the province of Cagliari.
Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg. 80, 458–459.
- 57. Biocca E., Coluzzi A., Costantini R., 1977.**
Osservazioni sulla attuale distribuzione dei flebotomi italiani e su alcuni caratteri morfologici differenziali tra le specie del sottogenere *Phlebotomus* (*Larroussius*).
Parassitologia 19, 19–31.
- 58. Bianchi Galati E.A., 1990**
Sistematica dos Phlebotominae (Diptera ; Psychodidae) das Americas
.Ph.D.Sao Paulo, 199p
- 59. Bonfield J.K., Staden R., 1996.**
Experiment files and their application during large-scale sequencing projects.

60. Bongiorno G., Habluetzel A., Khoury C., Maroli M., 2003.

Host references of phlebotomine sand flies at a hypoendemic focus of canine leishmaniasis in central Italy.
Acta Tropica 88, 109–116.

61. Boudabous R., Bounamous A., Jouet D., Depaquit J., Augot D., Ferté H., Babba H., Berchi S., 2009a.

Mitochondrial DNA differentiation between two closely related species *Phlebotomus chabaudi* Croset, Abonnenc & Rioux, 1970 and *P. riouxi* Depaquit, Killick-Kendrick & Léger, 1998 based on direct sequencing and PCR-RFLP.
Ann. Ent. Soc. Am., 102 3, 347-353.

62. Boudabous R., Amor S, Khyech F., Merzouk M., Bdira S., Mezhoud H., Azaiez R., Sfar M., Babba H., 2009b.

The phlebotomes fauna (Diptera, Psychodidae) of the eastern coast of Tunisia.
J. Med. Ent., 46 (1):1-8.

63. Bounamous A., Boudabous R. Jouet D., Augot D., Ferté H., Babba H., Berchi S., Depaquit J., 2008.

Caractérisation moléculaire et morphologique de deux espèces affines de *Paraphlebotomus*: *phlebotomus chabaudi* Croset, Abonnenc & Rioux, 1970 et *P. riouxi* Depaqui, Killick-Kendrick & Leger, 1998 (Diptera, Psychodidae).
Parasite, 15, 565-571

64. Bourartbine A., Aoun K., Chahed M.K., Ben Ismail R., 1998.

Données épidémiologiques sur la leishmaniose viscérale infantile en Tunisie en 1993.
Médecine et Maladies Infectieuses, 28, 446-447.

65. Bouratbine A., Aoun K., Ghrab J., Harrat Z., Ezzedini M.S., Etljani S., 2005.

Spread of *Leishmania killicki* to central and south-west Tunisia.
Parasite, 12, 59-63.

66. Boussaa S., 2003.

Contribution à l'étude de la dynamique de vol de la faune phlébotomienne dans les zones aride et semi-aride: cas de Marrakech et ses marges.
Mém. D.E.S.A. Univ. Cadi Ayyad, Marrakech.Moroc.

67. Boussaa S, Guernaoui S., Pesson B., Boumezzough A., 2005.

Seasonal fluctuations of phlebotomine sand fly populations (Diptera: Psychodidae) in the urban area of Marrakech, Morocco.
Acta Tropica, 95, 2: 86–91.

68. Boussaa S, Pesson B, Boumezzough A., 2007.

Phlebotomine sandflies (Diptera: Psychodidae) of Marrakech city, Morocco.
Ann. Trop. Med. Parasitol. 101 8,715-24.

69. Boussaa S., 2008a.

Epidémiologie des leishmanioses dans la région de Marrakech, Maroc : effet de l'urbanisation sur la répartition spatio-temporelle des Phlébotomes et caractérisation moléculaire de leurs populations.
Th. Doc. Univ. Louis Pasteur Strasbourg I. Fr.181p

70. Boussaa S, Boumezzough A, Remy P.E., Glasser N., Pesson., 2008b

Morphological and isoenzymatic differentiation of *Phlebotomus perniciosus* and *Phlebotomus longicuspis* (Diptera: Psychodidae) in Southern Morocco.

71. **Boussaa S, Perrotey S, Boumezzough A, Harrak R, Hilali S, Pesson B., 2008c**
Isoenzymatic characterization of *Phlebotomus papatasi* (Diptera: Psychodidae) of the Marrakech area, Morocco.
J. Med. Entomol. 45 3: 370-374.
72. **Boussaa S., Boumezzough A., Sibold B., Alves-Pires C., Morillas Marquez F., Glasser N., Pesson B., 2009a.**
Phlebotomine sandflies (Diptera: Psychodidae) of the genus *Sergentomyia* in Marrakech region, Morocco.
Parasitol Res; 104 5:1027-33
73. **Boussaa S., Pesson B., Boumezzough A., 2009b.**
Faunistic study of the sandflies (Diptera: Psychodidae) in an emerging focus of cutaneous leishmaniasis in Al Haouz province, Morocco.
Ann. Trop. Med. Parasitol. 103 1:73-83.
74. **Brunhes J, Hassain K, Rhaim A, Hervy J.P., 2000.**
Les espèces de l'Afrique méditerranéenne: Espèces présentes et répartition: (Diptera: Nematocera).
Bull. Ent. France, Extrait: 105, 195-204.
75. **Büttiker W., Lewis D-J., 1983.**
Insect of Saudi Arabia some ecological aspects of Saudi Arabian Phlebotomie sandflies. Saudi Arabia, 5, 479-528.
76. **Chaves L.F. and Pascual M., 2006,**
Climate cycles and forecasts of cutaneous leishmaniasis, a nonstationary vector-borne disease, *PLoS Med.* 3 (2006), p. e295.
77. **Chelbi I., M., Derbali Z., Al-Ahmadi B., Zaafouri A., El Fahem., Zhioua E., 2007.** Phenology of *Phlebotomus papatasi* (Diptera: Psychodidae) relative to the seasonal prevalence of zoonotic cutaneous leishmaniasis in central Tunisia.
J. Med. Entomol., 44, 385-388.
78. **Chamkhi et al., 2006.**
Description de la femelle de *Phlebotomus (Larroussius) chadlii* Rioux, Juminer et Gibily, 1966 (Diptera: Psychodidae). D'après un exemplaire capturé aux environs du Kef (Tunisie): Description of the hitherto unknown female of *Phlebotomus (Larroussius) chadlii*, Rioux, Juminer & Gibily, 1966 (Diptera: Psychodidae).
Parasite, 13 4, pp. 299-303.
79. **Charrel R.N., Izri M.A., Temmam S., Lamballerie X., Parola P., 2006**
Toscana Virus RNA in *Sergentomyia minuta* Flies. *Emerging Infectious Diseases*.
www.cdc.gov/eid. 12, 8.
80. **Charrel R. N., Izri A, Temmam S, Delaunay P, Toga I, Dumon H, Marty P, Xavier de Lamballerie, Parola P., 2007**
Cocirculation of 2 Genotypes of Toscana Virus, Southeastern France
Emerg Infect Dis. 13 (3): 465–468

81. Charrel R.N., Moureau G., Temmam S., Izri A., Marty P., Parola P., Rosa A.T., Tesh R.B., Lamballerie X.D., 2008.

Massilia Virus, A Novel *Phlebovirus* (*Bunyaviridae*) Isolated from Sandflies in the Mediterranean.

Vector. Borne. Zoonotic. Dis.

Chien A., Edgar D.B., Trela J.M., 1976.

Deoxyribonucleic acid polymerase from the extreme thermophile *Thermus aquaticus*.

J. Bacteriol. 127, 1550-1557.

83. Coleman R.E., Burkett D.A., Putnam J.L., Sherwood V., Caci B., Jennings B.T., Hochberg L.P., Spradling S.L., Rowton E.D., Blount K., Ploch J., Hopkins G., Raymond J.L.W., Oguinn M.L., Lee J.S., Weina P.J., 2006.

Impact of Phlebotomine sandflies on U.S. military operations at Tallil Air Base, Iraq. 1. Background, military situation, and development of a Leishmaniasis Control Program.

J. Med. Entomol. 43, 647- 662.

Collantes F., Martinez-Ortega E., 1996.

About the validity of the ratio AIII/EP to distinguish *phlebotomus perniciosus* and *phlebotomus longicuspis* (Diptera: Psychodidae).

Parasite. 4, 395-396.

Comer J.A., Tesh R. B., 1991.

Phlebotomine sandflies as vectors of vesiculovirus: a review.

Parassitologia. 33, 143-150.

86. Croset H., Rioux J.P., Juminer B., Tour S., 1966.

Présence de *Phlebotomus ariasi* Tonnoir, 1921 en Tunisie et nouvelle mention de *Phlebotomus chadlii* Rioux, Juminer, Gibily 166.

Arch.Inst. Past.Tunis, 43, 547-551.

87. Croset H., 1969.

Ecologie et systématique des phlébotomini (Diptera :Psychodidae) dans deux foyers Français et Tunisien de leishmaniose viscérale. Essai d'interprétation épidémiologique. Th. Science, Montpellier.

88. Croset H., Abonnec E., Rioux J-A., 1970.

Phlebotomus (*Paraphlebotomus*) *chabaudi* n. sp. (Diptera: Psychodidae).

Ann. Parasitol. Hum. Comp. 45, 863-873

89. Croset H., Léger N., Abonnenc C., Rioux J.A., 1974.

Description de la femelle de *Phlebotomus* (*Paraphlebotomus*) *chabaudi* Croset, Abonnenc et Rioux, 1970.

Ann. Paraitols. Hum. Comp. 49, 103-108.

90. 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.

91. Croset H., Rioux J.A., Maistre M. et Bayar N., 1978.

Les phlébotomes de Tunisie (Diptera, Phlebotomidae) Mise au point systématique, chorologique et éthologique.

- 92. Costa F.O., Dewaard J.R., Boutillier J., Ratnasingham S., Dooh R.T., Hajibabaei M. et al. 2007**
Biological identifications through DNA barcodes: the case of the Crustacea.
Canadian Journal of Fish and Aquatic Sciences, 64: 272-295.
- 93. Dancesco P., Dedet J-P., Ben Osman F., Chadli A., 1970.**
Les phlébotomes capturés dans des foyers de leishmaniose canine à Tunis. Rôle probable de *Phlebotomus perniciosus* et *Phlebotomus perfiliewi* dans la transmission.
Arch. Inst. Past. Tunis, 47, 65-88.
- 94. Dancesco P, Chadli A., 1982.**
Bioecologic aspects of phlebotomine sandflies in relation to human and canine visceral leishmaniosis in northern Tunisia.
Arch. Inst. Pasteur, Tunis 59 (2-3), 225-241.
- 95. Dedet J.P, Addadi, K., Pascal R., 1973a.**
Epidémiologie des leishmanioses en Algérie 2- fluctuation saisonnière de la leishmaniose canine à Alger.
Arch. Inst Past. Alger, 51, 195-201.
- 96. Dedet J.P., Addadi K., Tabet-Deraz O., 1973b.**
Epidémiologie des leishmanioses en Algérie 1-Captures de Phlébotomes (Diptera: Psychodidae) à Biskra. Présence de *Sergentomyia christophersi* (Sinton, 1927) en Algérie.
Arch. Inst. Past. Alger, 51, 183-194.
- 97. Dedet, J. P., Addadi, K., 1974.**
Description de la femelle de *Phlebotomus (Paraphlebotomus) chabaudi* Croset, Abonnenc et Rioux, 1970(Diptera, Psychodidae).
Bull. Soc.Path. Exot, 67, 308-315.
- 98. Dedet J.P., Addadi K., 1977a.**
Epidémiologie des Leishmaniose en Algérie. 4. Les phlébotomes (Diptera: Psychodidae) des Aurès.
Arch. Enst. Past. Algérie. 52, 85-94.
- 99. Dedet J. P, Addadi K, Lannuzel B., 1977b.**
Epidémiologie des leishmanioses en Algérie. 7-La leishmaniose viscérale dans le foyer de Grand:-Kabylie.
Bull. Soc.Path. Exot, 70, 250-265.
- 100. Dedet J. P.,1979.**
Les leishmanioses en Afrique du Nord.
Bull.Inst.Pasteut. Paris, 77(1), 49-82
- 101. Dedet, J. P., Laird M.,1981.**
Un cas algérien de parasitisme de *Phlebotomus (Paraphlebotomus) sergenti* Parrot, 1917 par entomophthorale.
Canadian J.Zool., 59, 323-325.
- 102. Dedet J-P., Addadi K., Belazzoug S., 1984.**
Les Phlébotomes (Diptera: Psychodidae) d'Algérie.
Cah. ORSTOM. Sér. Ent. Méd. Parasitol .vol XXII, №22, 99-127.
- 103. Dedet J.P., Belazzoug S., 1985.**

Leishmaniasis in North Africa. p. 353-375 in: Chang K.-P. & Bray R.S. (Eds).
Leishmaniasis.
Elsevier. Science Publishers B.V. (Biomedical Division), 18.

104. Dedet J. P. 1999.

Les leishmanioses.
Edition Ellipses, 253 p.

105. Depaquit, J., 1997.

Révision du sous genre *Paraphlebotomus* (*Phlebotomus* : Phlebotominae: Diptera).
Approches morphologique et moléculaire.
Th: Univ.: Reims, Pharm. N° 211.

**106. Depaquit J., Perroty S., Lecintre G., Tillier A., Tillier S., Ferté H., Leger N.,
Kaltenbach M., 1998a.**

Systématique Moléculaire des Phlebotominae: étude pilote. Paraphylie du
Phlebotomus
C.R.A.D.Sci.Paris, Sciences de la vie 321, 849-855.

107. Depaquit J., Leger N., Ferté H., 1998b.

Le statut taxinomique de *Phlebotomus sergenti* Parrot, 1917, vecteur de *Leishmania tropica* (Wright, 1903) et *Phlebotomus similis* Perfiliev, 1963 (Diptera : Psychodidae).
Approches morphologiques et morphométrique. Corollaires biogéographiques et épidémiologiques.
Bull. Soc. Path. Exot. 91, 346–352.

108. Depaquit, J., Leger N., Killick-Kendrick R., 1998c.

Description de *Phlebotomus (Paraphlebotomus) riouxi* n. sp. (Diptera: Psychodidae)
d'Afrique de Nord.
Parasite 5:151-158.

109. Depaquit J., Leger N., Ferté H., 1999.

Systématique moléculaire des Phlebotominae (Diptera: Psychodidae): corollaires biogéographiques.
Ann.Soc.Ent. Fr (n.s), 35: 27-32.

110. Depaquit J., Ferté H., Léger N., 2000a.

Révision du sous-genre *Paraphlebotomus* (*Phlebotomus-Phlebotominae* (Psychodidae:Diptera). Approches morphologique et moléculaire.
Ann. Pharm. Fr. 58: 333-340.

111. Depaquit J., Ferté H., Léger N., Killick-Kendrick R., Rioux J.A., Killick-Kendrick M., Hanafi H.A., Gobert S., 2000b.

Molecular systematics of the Phlebotomine sandflies of the subgenus *Paraphlebotomus* (Diptera: Psychodidae) and *Phlebotomus*) based on ITS 2 rDNA sequences. Hypotheses of dispersion and speciation.
Insect Molecular Biology, 9, 293-300.

112. Depaquit J., Leger N., Ferté H., Rioux J.A., Gantier J.C., Michaelides A., Economides P., 2001

Les Phlébotomes (Diptera: Psychodidae) de l'Ile de Chypre. III- Inventaire faunistique.
Parasite, 8: 11-20.

113. Depaquit J., Ferté H., Leger N., Lefranc F., Alves-Pires C., Hanafi H., Maroli M., Morillas-Marquez F., Rioux J.A., Svobodova M., Volf P., 2002.

ITS2 sequences heterogeneity in *Phlebotomus sergenti* and *Phlebotomus similis* (Diptera, Psychodidae): Possible consequences in their ability to transmit *Leishmania tropica*. *Int.J. Parasitol.* 32, 1123–1131.

114. Depaquit J., Léger N., Robert V. 2004a

Les Phlébotomes de Madagascar (Diptera: Psychodidae). III-Description de *Phlebotomus (Anaphlebotomus) fontenillei* n. sp.
Parasite 11: 261-265.

115. Depaquit J., Ferté H., Léger N., Robert V., 2004b.

Les phlébotomes de Madagascar (Diptera: Psychodidae). II. Description de la femelle de *Phlebotomus (Anaphlebotomus) fertei* Depaquit, Léger & Robert, 2002 ; description du mâle et redescription de la femelle de *phlebotomus (Anaphlebotomus) berentiensis* (Léger&Rodhin1978) comp. Nov.
Parasite 11, 201-209.

116. Depaquit J., Naucke T.J., Schmitt C., Ferté H., Leger N., 2005a.

A molecular analysis of the subgenus *Transphlebotomus* Artemiev, 1984 (*Phlebotomus*, Diptera: Psychodidae) inferred from ND4 mtDNA with new northern records of *Phlebotomus mascitti* Grassi, 1908.
Parasitol. Res. 45, 113–116.

117. Depaquit J., Muller F., Gantier J.C., Léger N., Ferté H., Ready P. et al., 2005b

Phlebotomine sandflies (Diptera: Psychodidae) from Ouagadougou, Burkina Faso: first record of *Phlebotomus (Larrousius) longicuspis* Nitzulescu south of the Sahara.
Med. Vet. Entomol; 19: 322-325.

118. Depaquit J., Léger N., Robert V., 2007

Les Phlébotomes de Madagascar (Diptera : Psychodidae). V-Description de *Sergentomyia majungaensis* n. sp.
Parasite; 14: 219-223.

119. Depaquit J, Lienard E, Verzeaux-Griffon A, Ferté H, Bounamous A, Gantier J.C., Hanafi H.A., Jacobson R.L., Maroli M., Moin-Vaziri V., Müller F., Ozbel Y., Svobodova M., Volf P., Léger N., 2008a.

Molecular homogeneity in diverse geographical populations of *Phlebotomus papatasi* (Diptera, Psychodidae) inferred from ND4 mtDNA and ITS2 rDNA Epidemiological consequences.
Infect Genet Evol. 8(2):159-170.

120. Depaquit J, Léger N., Robert V., 2008b

Les Phlébotomes de Madagascar (Diptera: Psychodidae). VI-Un sous-genre nouveau (*Vattieromyia*) avec trois espèces nouvelles: *Sergentomyia (V.) sclerosiphon*, *S. (V.) namo* et *S. (V.) anka*. *Parasite*; 15 : 15-26.

121. Dereure J., Velez I.D., Pratlong F., Denial M., Lardi M., Moreno G., Serres E., Lanotte G., Rioux J.A., 1986.

La leishmaniose viscérale autochtone au Maroc méridional. Présence de *Leishmania infantum* MON-1 chez le Chien en zone présaharienne. In *Leishmania. Taxonomie et Phylogénèse. Applications Eco-épidémiologiques.*

122. Dereure J. Rioux J.A, Gallego M., Perieres J., Pratlong F, Mahjour J., Saddiki A., 1991a.

Leishmania tropica in Morocco: infection in dogs,
Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg. 85, 95–595.

- 123. Dereure J., Rioux J.A., Khiami A., Pralong F., Perieres J., 1991b.**
Ecoépidémiologie des leishmanioses en Syrie. 2- Présence chez le chien, de *Leishmania infantum* Nicolle et *Leishmania tropica* (Wright) (Kinetoplastida: Trypanosomatidae).
Ann. Parasitol. Hum. Comp. 66, 252-255.
- 124. Desjeux P., 1996.**
Leishmaniasis: public health aspects and control.
Clin. Dermatol. 14, 417- 423.
- 125. Desjeux P., 1999.**
Les leishmanioses. Aspect de santé publique et lutte.
Edition Ellipses, 253p
- 126. Desjeux. P., 2002.**
The increase in risk factors for leishmaniasis worldwide.
WHO. Mediterr. Zoon.Control. Cent. 55p.
- 127. Desjeux P., Alvar J., 2003.**
Leishmania /HIV coinfections: epidemiology in Europe.
Ann. Trop. Med.Parasit. 97 (Suppl. 1), S3–S15.
- 128. Di Muccio T., Marinucci M., Frusteri L., Maroli M., Pesson B., Gramiccia M., 2000**
Phylogenetic analysis of *Phlebotomus* species belonging to the subgenus *Larroussius* (Diptera: Psychodidae) by ITS2 rDNA sequences.
Insect Biochem Mol Biol. 5: 387-393.
- 129. Djerbouh 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.
- 130. Dolmatova A.V., Demina N.A., 1971.**
Les Phlébotomes (Phlebotominae) et les maladies qu'ils transmettent.
Cah. ORSTOM Documentation tech. No. 55, p. 289.
- 131. Durand-Delacre R., 1948.**
Quelques observations biologiques sur les Phlébotomes de Beni -Ounif-de-Fguig (Sahara Oranais).
Arch. Inst. Past. Alger, XXXVI, 406-430.
- 132. Durand-Delacre R., Menin Y., 1953.**
Les phlébotomes des terriers de rongeurs sauvages au Sahara.
Arch. Inst. Past. Alger, 31,3,320-333.
- 133. El Sawaf B.M., Beier J.C., Hussein S.M., Kassem H.A., Satter S.A., 1984.**
Phlebotomus langeroni: a potential vector of kalaazar in the Arab Republic of Egypt.
Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg. 78, 421.
- 134. El Sawaf B.M, Shoukry A., El Said S., Lane R.P., Kenawy M.A., Beier J.C., Abdel Sattar S., 1987.**
Sand fly species composition along an altitudinal transect in Southern Sinai, Egypt.
Ann. Parasitol. Hum. Comp. 62, 467–473.
- 135. Esseghir S., Ready P.D., Killick-Kendrick R., Ben-Ismail R., 1997.**
Mitochondrial haplotypes and geographical variance of *Phlebotomus* vectors of *Leishmania major*.

- 136. Esseghir S., Ready P.D., Ben-Ismaïl R., 2000.**
Speciation of *Phlebotomus* sandflies of the subgenus *Larroussius* coincided with the late Miocene-Pliocene aridification of the Mediterranean subregion.
Biol. J. Linn. Soc. 70, 189-219.
- 137. Euzeby J., 1984.**
Les parasitoses humaines d'origine animale. Caractères épidémiologiques.
Ed. Flammarion. Paris. 324p.
- 138. França C., 1918.**
Note sur les espèces portugaises du genre *Phlebotomus*.
Bull. Soc. Path. Exot. 11, 730–733.
- 139. França C., Parrot L., 1920.**
Introduction ç l'étude systématique des Diptères du genre *Phlebotomus*
Bull. Soc. Path. Exot. 13, 695-708.
- 140. Frayauff D., Hannafi H., 1995.**
Demonstration of hybridation between *Phlebotomus papatasi* (Scopoli) and *Phlebotomus bergeroti* Parrot.
Parasitologia 33 (Suppl.1) 237-243.
- 141. Garcia, Segui Puntas M., 1991.**
Estudi epidemiologic de la leishmania a l'illa de Menorca.
Rev. Cièn. (IEB), 9, 91-101.
- 142. Garcia-Stoeckel M.D.P., 1992.**
Contribution à l'étude des phlébotomes de l'Ile de Teneriffe (Canaries).
Mém. Univ. Louis Pasteur de Strasbourg, 185p.
- 143. Gaud J., 1947.**
Phlébotomes du Maroc.
Bull. Inst.Sc. Nat. Du Maroc, 27, 207-212.
- 144. Gaud J., 1954.**
Phlébotomes du Maroc.
Bull. Inst. Hyg. Maroc, 14 (1–2), 91–107.
- 145. Gebre-Michael T., Balkew M., 2002.**
Phlebotomus (*Paraphlebotomus*) *gemetchi* (Diptera: Psychodidae), a new sandfly species from Ethiopia.
J. Med. Entomol. 40, 141-145.
- 146-Gebre-Michael T, Balkew M, Ali A, Ludovisi A, Gramiccia M., 2004.**
The isolation of *Leishmania tropica* and *L. aethiopica* from *Phlebotomus* (*Paraphlebotomus*) species (Diptera: Psychodidae) in the Awash Valley, northeastern Ethiopia.
Trans. Roy. Soc. Trop. Med. Hyg, 98, 64-70.
- 147. Geevarghese G., Arankalle V.A., Jadi R., Kanojia P.C., Joshi M.V., Mishra A.C., 2005.**
Detection of Chandipura virus from sand flies in the genus *Sergentomyia* (Diptera: Phlebotomidae) at Karimnagar District, Andhra Pradesh, India.
J. Med. Ent. 42, 495–496.
- 148. Ghrab J. Rhim A., Bach-HambaD., Chahed M. K., Aoun K., Noura S., Bouratbine**

A., 2006.

Phlebotominae (Diptera, Psychodidae) of Human leishmaniasis sites in Tunisia.
Parasite, 13. 23-33.

149. Gramiccia M., Gradoni L., Pozio., 1986.

Caractérisation biochimique de souches du complexe *Leishmania infantum* isolées en Italie.
In : *Leishmania Taxonomie et phylogèse. Applications écoépidémiologiques.*
Rioux J.A. éd., IMEEE, Montpellier, 445-454.

150. Gramiccia M. and Gradoni, L., 2005.

The current status of zoonotic leishmaniasis and approaches to disease control, *Int. J. Parasitol.* 35 (2005), pp. 1169–1180.

151. Guan L. R., Xu Y.X., Li B. S., Dong J., 1986.

The role of *Phlebotomus alexandri*, Sinton, 1928 in the transmission of kala-azar.
Bulletin of the World Health Organization, 64, 107–112.

152. Guerbouj S., Chemkhi J., Kaabi B., Rahali A., Ben Ismail R., Guizani I., 2007.

Natural infection of *Phlebotomus (Larroussius) langeroni* (Diptera: Psychodidae) with *Leishmania infantum* in Tunisia.
Trans. Roy. Soc. Trop. Med. Hyg. 101, 372-77.

153. Guernaoui S., 2000.

Contribution à l'étude des phlébotomes vecteurs potentiels des leishmanioses dans la région de Marrakech.
Mém. D.E.S.A Univ. Cadi Ayad, Marrakech. Maroc.

154. Guernaoui S., Boumezzough A., Pesson B., Pichon G., 2005a.

Entomological investigations in Chichaoua: an emerging epidemic focus of cutaneous leishmaniasis in Morocco.
J. Med. Ent. 42 (4): 697-701.

155. Guernaoui S., Pesson B., Boumezzough A., Pichon G., 2005b.

Distribution of phlebotomine sand flies, of the subgenus *Larroussius*, in Morocco.
Med. Vet. Entomol. 19, 111-115.

156. Guernaoui S., 2006a.

Les leishmanioses dans les zones arides et semi-arides du sud-ouest marocain.
Ecologie, épidémiologie, modélisation et aide à la décision pour la lutte antivectorielle.
Th. Doc. Fac. Sci, Semlalia, Marrakech. 166p.

157. Guernaoui S., Boussaa S., Pesson B., Boumezzough A., 2006b.

Nocturnal activity of phlebotomine sandflies (Diptera: Psychodidae) in a cutaneous leishmaniasis focus in Chichaoua, Morocco.
Parasitol. Res. 98, (3), 184-188.

158. Guessous-Idrissi N., Chiheb S., Hamdani A., Riyad M., Bichichi M., Hamdani S., Krimech A., 1997.

Cutaneous leishmaniasis: an emerging epidemic focus of *Leishmania tropica* in north Morocco.
Trans. Ruy. Soc. Trop. Med. Hyg. 91: 660-663.

159. Guilvard E., Rioux J.A., Gallego M., Pratlong F., Mahjour J., Martinez-Ortega E., Dereure J., Saddiki A., Martini A., 1991.

Leishmania tropica au Maroc. III- Rôle vecteur de *Phlebotomus sergenti*. A propos de 89 isolats.
Annals Parasitol Hum Comp 66: 96-99.

160. Guindon S., Lethiec F., Duroux P., Gascuel O., 2005.

- 161. Haddad N., 1998.**
Les Phlébotomes du Liban. Inventaire et corollaire éco-épidémiologique.
Thèse.Univ. Reims. N°208-220p.
- 162. Hajibabaei M., Janzen D.H., Burns J.M., Hallwachs W., Hebert P.D.N., 2006**
DNA barcodes distinguish species of tropical Lepidoptera.
PNAS, 103: 968–971.
- 163. Hamarsheh O., Presber W., Abdeen Z., Sawalha S., AL Lahem A., Schoenian G., 2006.**
Isolation and characterization of microsatellite loci in the sand fly *Phlebotomus papatasi* (Diptera: Psychodidae).
Mol. Ecol. Notes. 6, 826-828.
- 164. Hamarsheh O., Presber W., Abdeen Z., Sawalha S., Al-Lahem A., Schönian G., 2007.**
Genetic structure of Mediterranean populations of the sandfly *Phlebotomus papatasi* by mitochondrial cytochrome b haplotype analysis.
Sep, 21(3):270-277.
- 165. Hanafi H., Fryauff D. J., Govind B. M., Ibrahim M.O., Main A.J., 2007.**
Bionomics of phlebotomine sandflies at a peacekeeping duty site in the north of Sinai, Egypt.
Acta Tropica 101, 106–114.
- 166. Haouas N., Chargui N., Chaker E., Ben Said M., Babba H., Bel Hadj S., Kallel K., Pratlong F., Dedet J.P., Mazhoud H., Azaiez R., 2005.**
Anthroponotic cutaneous leishmaniasis in Tunisia: Presence of *Leishmania killicki* outside its original focus of Tataouine.
Trans. Roy. Soc. Trop. Med. Hyg. 99, 499-501
- 167. Harrat Z., Izerouel S., Belkaid M., Tabet-Derraz O., 1993.**
Fluctuations saisonnières des phlébotomes de la région d'Alger et sa banlieu.
Arch. Inst. Past.Alger , 59,245-255.
- 168. Harrat Z., Benkherrouf K., Taharboucht Z., Bendali I. S., Yah T., Hamrioui B., 1995a.**
La leishmaniose canine urbaine.
Arch. Inst. Past.Alger, 60, 157-165.
- 169. Harrat Z., Hamrioui B., Belkaid M., Tabet-Derraz O., 1995b.**
Point actuel sur l'épidémiologie des leishmanioses en Algérie.
Bull. Soc. Path. Exot, 88, 180-184.
- 170. Harrat Z., Pratlong F., Belazzoug S., Dereure J., Deniau M., Rioux J.A., Belkaid M., Dedet J.P., 1996.**
Leishmania infantum and *L. major* in Algeria.
Trans. Roy. Soc. Trop. Med. Hyg. 90,625-29.
- 171. Harrat Z., Belkaid M., 2003.**
Les leishmanioses dans l'Algérois. Données épidémiologiques.
Bull. Soc. Pathol. Exot, 96, 3, 212-214.

- 172. Harrat Z., Boubidi S. C., Pralong F., Benikhlef R., Dedet J. P., Belkaid M., 2009.**
Première description de *Leishmania killicki* en Algérie.
Premières Journées Algéro-Françaises de Parasitologie-Mycologie, Alger, 15-16 novembre 2006.
- 173. Henning W., 1972.**
Insektenfossilien aus der unteren Kreide. IV. Psychodidae (Phlebotomidae) mit einer kritischen Übersicht über das phylogenetische System der Familie und die bisher beschriebenen Fossilien (Diptera).
Stuttgart Beiträge zur Naturkunde aus dem Staatlichen Museum für Naturkunde in Stuttgart, 24/: 1-89.
- 174. Henson J., French R., 1993.**
The polymerase chain reaction and plant disease diagnosis.
Ann. Rev. Phytopathol., 31, 81–109.
- 175. Herbet P., Ratnasingham S., de Waard J.R., 2003**
Barcoding animal life: cytochrome c oxidase subunit 1 divergences among closely related species.
Proc. Roy. Soc. Lond B, 270 (suppl.): 96-99.
- 176. Hoogstraal H., Dietlein D.R., Heyneman D., 1969.**
Leishmaniasis in the Sudan Republic. 4. Preliminary observations on man-biting sandflies (Psychodidae: *Phlebotomus*) in certain Upper Nile endemic Nile endemic areas.
Trans. Roy. Soc. Trop. Med. Hyg. 56, 411-422.
- 177. Izri M.A., Belazzoug S., Boudjebla Y., Dereure J., Pralong F., Delalbre-Belmonte A., Rioux J.A., 1990.**
Leishmania infantum MON-1 isolé de *Phlebotomus perniciosus*, en Kabylie (Algérie).
Ann. Parasitol. Hum. Comp., 65: 151-152.
- 178. Izri M. A., Belazzoug S., Pralong F., Rioux J. A., 1992a.**
Isolement de *Leishmania major* chez *Phlebotomus papatasi* à Biskra (Algérie). Fin d'une épopée éco-épidémiologique.
Ann. Parasitol. Hum. Comp., 67, 31-32.
- 179. Izri M. A., Marty P., Rahal A., Lelievre A., Ozon C., Baldelli G., Presiozo J., Haas P., Le Fichoux Y., 1992b.**
Phlebotomus perniciosus Newstead, 1911 naturellement infesté par des promastigotes dans la région de Nice (France).
Bul. Soc. Path. Exot., 85, 385-387.
- 180. Izri M. A., Belazzoug S., 1993.**
Phlebotomus (Larrousius) perfiliewi naturally infected with dermotropic *Leishmania infantum* at Tenes, Algeria.
Tran. Royal. Soc. Trop. Med. Hyg., 87, 399.
- 181. Izri M.A., Marty P., Fauran P., Le Fichoux Y., Rousset J., 1994.**
Phlebotomus perfiliewi Parrot, 1930 (Diptera: Psychodidae) dans le Sud-Est de la France.
Parasite 1: 286.
- 182. Izri A., Temmam S., Moureau G., Hamrioui B., Xavier de Lamballerie., Charrel R. N., 2008.**
Sandfly Fever Sicilian Virus, Algeria
Emerg. Infect. Dis. 14 (5): 795–797
- 183. Jacobson R.L., 2003.**
Leishmania tropica (Kinetoplastida: Trypanosomatidae) a perplexing parasite.

184. Janini R., Saliba E., Kamhawi S., 1995.

Species composition of sand flies and population dynamics of *Phlebotomus papatasi* (Diptera: Psychodidae) in the southern Jordan Valley, an endemic focus of cutaneous leishmaniasis.

J. Med. Entomol. 32, 822–826.

185. Javadian E., Mesghali A., 1974.

Studies on cutaneous leishmaniasis in Khuzestan, Iran. In: *Ecologie des leishmanioses.*

Coll. Int. CNRS Paris : CNRS, 239, 203, 205.

186. Javadian E., Mesghali A., Nadim A., 1977.

Natural leishmanian infection of sandflies, with its occurrence In P. Alexandri in Khuzestan province, Iran.

Bull. Soc. Path. Exot, 67, 513-516.

187. José L, Guarga J, Lucientes, Miguel A, Peribanez, Ricardo Molina, Maria J. Gracia, Juan A. Castillo., 2000

Experimental infection of *Phlebotomus perniciosus* and determination of the natural infection rates of *Leishmania infantum* in dogs.

Acta Tropica 77, 203–207

188. Killick-Kendrick R., Ready P.D., Pampiglione S., 1977.

Notes on the prevalence and host preferences of *Phlebotomus perfiliewi* in Emilia-Romagna, Italy. In: *Ecologie des Leishmanioses.*

Coll. Intern. Centre National de la Recherche Scientifique, vol. 239, pp. 169–175.

189. Killick-Kendrick R & Ward R.D., 1981

Ecology of Leishmania.

Parasitology. 82, 143-152.

190. Killick-Kendrick R., et al., 1984.

Ecology of leishmaniosis in the south of France. 20. Dispersal of *Phlebotomus ariasi*, Tonnoir, 1921, as a factor in the spread of visceral leishmaniosis in the Cevennes.

Ann. Parasitol. Hum. Comp. 59, 556-572.

191. Killick Kendrick R., 1985a.

Some epidemiological consequences of the evolutionary fit between Leishmaniae and their phlebotomine vectors.

Bull. Soc. Path. Exot, 78, 747-755.

192. Killick-Kendrick R., Leaney A., Peters W., Rioux J.A., Bray R., 1985b.

Zoonotic cutaneous leishmaniasis in Saudi Arabia: the incrimination of *Phlebotomus papatasi* as the vector in the Al Hassa oasis.

Trans. Roy. Soc. Trop. Med. Hyg. 79, 252-255.

193. Killick Kendrick R., 1988.

Studies and criteria for the incrimination of vectors and reservoirs host of the leishmaniasis. In: *Proceedings of the International Workshop on control strategies for the leishmaniasis.*

Ottawa: IDRC, 272-280.

194. Killick Kendrick R., 1990.

Phlebotomine vectors of leishmaniasis:

Review. Med. Vet. Entomol. 4, 1-24.

- 195. Killick- Ckendrik R., Tang Y., Killick- Ckendrik M., Sang D.k., Sirdar M.K., KEL., Ash ford D.W., Schorscher J., Johnson R.H., 1991a.**
The Identification of femal sandflies of the subgenus Larrousius by the morphology of the spermathecal ducts.
Parasitologia, 33 (Supp. 1), 335-347.
- 196. Killick-kendrik R., Maroli M., Killick-kendrik M., 1991b.**
Bibliography of the colonization of Phlebotomine sandflies.
Parasitologia, 33(Suppl.), 321-333.
- 197. Killick-Kendrick R., Killick-Kendrick M., Tang Y., 1995.**
Anthroponotic cutaneous leishmaniasis in Kaboul, Afganistan: the high susceptibility of *Phlebotomus sergenti* to *Leishmania tropica*.
Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg. 89, 477.
- 198. Killick-Kendrick R., 1999.**
The biology and control of phlebotomine sand flies.
Clin. Dermatol. 17, 279–289.
- 199. Kirk R., Lewis D.J., 1947**
Studies in leishmaniasis in the anglo- Egyptian Sudan; IX. Further obsezrvations on the sandflies(*Phlebotomus*)of the Sudan.
Trans. R.. Soc.Trop. Med. Hyg. 6, 869-888.
- 200. Kirk R. et Lewis D. J 1954.**
Notes on the phlebotominae of the anglo-egyptian Sudan.
Ann. Trp. Med. Parasitol, 48, 33-45.
- 201. Kravchenko V., Wasserberg G., Warburg A., 2004.**
Bionomics of phlebotomine sand flies in the Galilee focus of cutaneous leishmaniasis in northern Israel. *Med. Vet. Entomol.* 18, 418–428.
- 202. LaRoche J., Snyder M., Cook D. I., Fuller K., Zouros E., 1990.**
Molecular characterization of a repeat element causing large-scale size variation in the mitochondrial DNA of the sea scallop *Placopecten magellanicus*.
Mol. Biol. Evol., 7: 456-464.
- 203. Lachaud L., Marchergui-Hammami S., Chabbert E., Dereure J., Dedet J. et Bastien P., (2002).**
Comparison of six PCR methods using peripheral blood for detection of canine visceral leishmaniasis.
- 204. Lane R.P., 1986.**
The Sandflies of Egypt (Diptera: Phlebotominae).
Bull. Br. Mus. Nat. Hist. (Ent.), 52. 1-35.
- 205. Lane R-P., Abdel-hafez S., Kamhawi S., 1988.**
The distribution of phlebotomine sandflies in the principal ecological zones of Jordan.
Med. Vet. Entomol. 2, 237-246.
- 206. LaRoche J., Snyder M., Cook D. I., Fuller K., Zouros E., 1990.**
Molecular characterization of a repeat element causing large-scale size variation in the

207. Lay J.C., 2004.

Leishmaniasis among U.S. Armed Forces, January 2003–November 2004.
Medical Surveillance Monthly Report, U.S. Army Center for Health Promotion and Preventive Medicine, vol 10, pp. 2–5.

208. Léger N., Rioux J. A. Croset H., Cadi Soussi M., Ben Mensour N., 1974.

Le comlex *Sergentomyia* (*Sergentomyia*) *antennata* (Newstead, 1921).
Ann. Parasitol. Hum. Comp., 49, 577-591.

209. Léger N., Saratsiotis A., Pesson B., Léger P. 1979.

La leishmaniose en Grèce. Résultats d'une enquête entomologique effectuée en juin 1977.

Ann. Parasitol. Hum. Comp. 54, 11-29.

210. 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.

Ann. Parasitol. Hum. Comp. 58, 611–623.

211. Léger N., Pesson B., 1987.

Sur la taxonomie et la répartition géographique de *Phlebotomus* (*Adlerius*) *chinensis* s.l. et de *P.* (*Larroussius*) *major* s.l. (Diptera: Psychodidae,). Statut des espèces présentes en Grèce.

Bull. Soc. Pathol. Exot., 80, 252-260.

212. Léger N., Depaquit J., 1999.

Les phlébotomes.

In: *J-P. Dedet (ed.)*, les leishmanioses, Paris : Ellipses : 90-108.

213. Léger N., Depaquit J., 2001.

Les phlébotomes et leur rôle dans la transmission des leishmanioses.

Rev. Fr. labo., N° 338, 41-48.

214. Léger N., Depaquit J., 2002.

Systématique et Biogéographie des phlébotomes (Diptera : *Psychodidae*).

Ann. Soc. Entomol. Fr. (n.s.), 38 (1-2), 163-175.

215. 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.

216. Le Pont F., Robert V., Vattier-Bernard G., Rispaïl P., Jarry D., 1993.

Notes sur les Phlebotomes de l'Air (Niger).

Bull. Soc. Pathol. Exot. 86, 286-289.

217. Levine N.D., Corliss J.O., Cox F.F.G., Deroux G., Grain J., Honigberg B.M., Leedale G.F., Loeblich A.R., Lom J., Lynn D., Merinfeld E.G., Page F.C., Poljansky G., Sprague V., Vavra J. & Wallace F. G. 1980.

A newly revised classification of the Protozoa.

J. Protozool. 27. 37-58.

218. Lewis D. J., 1973.

Phlebotomidae and Psychodidae (sand-flies and moth-flies in insects and other arthropods of medical importance.

Edited by Kenneth G. V. Smith, London, 155-179.

219. Lewis D.J., 1982.

A taxonomic review of genus *Phlebotomus* (Diptera: Psychodidae).

Bull. Brit. Mus. Nat. Hist. (Ent.), 45, 121-209.

220. Loufrani G., 1949.

Les caractères épidémiologiques du Kala-azar dans le monde. Contribution à l'étude de la leishmaniose du chien à Alger.

Th. Doc. Pharm. Alger, 94 pp.

221. Macfarlane D., Chadli A., Dancesco P., 1969.

Notes sur les phlébotomes de la Tunisie. III- Sur le rôle possible des phlébotomes comme vecteurs mécaniques de *Brevipalpus phoenius* Geijkes 1939.

Arch. Inst. Pasteur, Tunis, 46, 365-368.

222. Madulo- Leblond., 1983.

Les Phlébotomes (Diptera: Phlebotomidae) des Iles Ioniennes.

Th. Doc., ES-Sc. Pharm. Univ. Reims. Fac. Pharm, 218P.

223. Marc Cote., 1998.

Les régions Bioclimatiques de l'Est Algérien.

Revu Rhumel.CST. Univ.Constantine, N°6:57-71p

224. Marcandes C., Day J., Redy P., 1977.

Introgression between *Lutzomyia intermedia* and both *Lu. Neira* and *Lu. Whimani*, and their roles as vectors of *Leishmania braziliensis*.

Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg. 91, 725-726.

225. Marchais R., 1992.

Spéciation et vicariance chez les *Larroussius* du groupe *perniciosus* (Diptera, Psychodidae).

Th. Sci. Pharm. Reims,; 202p.

226. Maroli M., Bettini S., 1977.

Leishmaniasis in Tuscany (Italy). I. An investigation on phlebotomine sandflies in Grosseto province.

Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg. 71, 315-321.

227. Maroli M., Gramiccia M., Gradoni L., 1987.

Natural infection of sandfly *Phlebotomus perfiliewi* with *Leishmania infantum* in a cutaneous leishmaniasis focus of the Abruzzi region, Italy.

Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg. 81, 596-598.

228. Maroli M., Gramiccia M., Gradoni L., Troiani M., Ascione R., 1994.

Natural infection of *Phlebotomus perniciosus* with an enzymatic variant of *Leishmania infantum* in the Campania region of Italy.

Acta Trop. 57, 333-335.

229. Maroli M., Pontuale G., Khoury C., Frusteri L., Rainei V., 1997

About the eastern limit of distribution of *Phlebotomus ariasi* (Diptera: Psychodidae).

Parasite, 4, 377-381.

230. Martin-Sanchez J., Gramiccia M., Pesson B., Morillas Marquez F., 2000.

Genetic polymorphism in sympatric species of the genus *Phlebotomus* with special

reference to *Phlebotomus perniciosus* and *Phlebotomus longicuspis* (Diptera: Phlebotomidae).
Parasite 7, 247-254.

231. Mebarki A., 2005

Hydrologie des bassins de l'Est Algérien. Ressources en eaux, aménagement et environnement.
Th. Doc. Univ. Constantine, pp349.

232. Meira M.T., Ferreira T.G., 1944.

Espèce de phlébotomes de Lisbonne et ses environs.
Anais. Do Instituto de Medecina Tropical. 1, 269-288.

233. Mihoubi I, Picot S, Hafirassou N, de Monbrison F., 2008.

Cutaneous leishmaniasis caused by *Leishmania tropica* in Algeria.
Trans. Royal. Soc. Trop. Med. Hyg; 102, 1157-1159

234. Mohebbali M., Hajjaran H., Hamzavi Y., Mobedi I., Arshi S., Zarei Z., Akhouni B., Manouchehri K., Avizeh R., Fakhar M., 2005.

Epidemiological aspects of canine visceral leishmaniasis in the Islamic Republic of Iran.
Veterinary Parasitology, 129, 243–251.

235. Moin-Vaziri V., Depaquit J., Yaghoobi-Ershadi M.R., Oshaghi M.A., Ferté H., Derakhshandeh-Peykar P., Kaltenbach M., Bargues, Leger N, Nadim A., (2007a)

Intraspecific variation within *Phlebotomus sergenti* (Diptera, Psychodidae) based on mtDNA sequences in Islamic Republic of Iran.

Acta Tropica ; 102 : 29-37.

236. Moin-Vaziri V., Depaquit J., Yaghoobi-Ershadi M.R., Oshaghi M.A., Ferté H., Derakhshandeh-Peykar P., et al., 2007b

Geographical variation in populations of *Phlebotomus (Paraphlebotomus) caucasicus* (Diptera: Psychodidae) in Iran.

Bull. Soc. Pathol. Exot, 100 : 291-295.

237. Monbrison F, Mihoubi I, Picot S., 2007. Real-time PCR assay for the identification of cutaneous Leishmania parasite species in Constantine region of Algeria. *Acta Tropica*, 102:79–83.

238. Moulahem T., Fendri A., Harrat Z., Benmezdad A., Aissaoui K., Ahraou S. Addadi K., 1998.

Contribution à l'étude des phlébotomes de Constantine : espèces capturées dans un appartement urbain.

Courte note N° 1952. Entomologie médicale.

239. Morillas Marquez F., Ubeda-Ontiveros J.M., Guevara-Benitez D.C., Gonzalez-Castro J., 1982.

Confirmation de la presencia en Espana de *Phlebotomus (Paraphlebotomus) chabaudi* Croset, Abonnenc y Rioux, 1970(Diptera, Phlebotomidea).

Rev.Iber. Parasitol. 2, 345-346.

240. Morillas Marquez F., Martin Sanchez J., Acedo J., Sanchis Marin M.C., 1995.

Importancia actual de las leishmaniosis en Espana.

Ars.Pharmaceutica., 36, 19-40.

241. Morillas Marquez F., Sanchis Marin M.C., Martin Sanchez J., Acedo Sanchez C. 1991.

On *Phlebotomus perniciosus* Newstead, 1911(Diptera: Phlebotomidae) in the province

of Almeria in Southeastern Spain.
Parasitologia **33** (Suppl 1): 437-444.

- 242. Moureau G., Ninove L., Izri M.A., Cook S., De Lamballerie X., Charrel R.N., 2009.**
Flavivirus RNA in Phlebotomine sandflies.
Vector. Borne. Zoonotic Dis. (sous presse).
- 243. Mullis K.B., Faloona F.A., 1987**
Specific synthesis of DNA in vitro via apolymerase catalysed chain reaction
Meth. Enzymol, 155: 335-350.
- 244. Naucke T.J., Menn B., Massberg D., Lorentz S., 2008**
Sandflies and leishmaniasis in Germany.
Parasitol. Res, 103 (Suppl 1): S65-8.
- 245. Neronov V.M., Strelkova M.V., Shurkhl A.A., Luschekina A.A., Artemyev M.M., 1987.**
Natural focality of zoonotic cutaneous leishmaniasis in the Mongolian People's Republic.
Results and objectives of integrated research.
Folia Parasitol., **34**, 1-9.
- 246. Neveu-Lemaire M., 1938.**
Sous-famille : Phlebotominae. Traité d'entomologie médicale et vétérinaire.
Edition Vigot- Frères, Editeurs, Paris. 1050-1075
- 247. Newstead R., 1911.**
The pappataci flies (*Phlebotomus*) of Maltese Islands.
Bull. Ent. Res., **2**, 47-78.
- 248. 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 édition
- 249. Nitzulescu, 1930.**
Phlebotomus langeroni n. sp. et *P. (L.) langeroni* var. *longicuspis* n. var. de Douar-Shott (Tunisie).
Ann. Parasitol. Hum. Comp. **8**, 547—553.
- 250. Nitzulescu V., 1931.**
Essai de classification des Phlébotomes.
Ann. Parasitol. Hum. Comp., **9**, 261-265.
- 251. Okimoto R., MacFarlane J. L., Clary D. O., Wolstenholme D. R. 1992.**
The mitochondrial genomes of two nematodes, *Caenorhabditis elagans* and *Ascaris suum*.
Genetics, **130**: 471-498.
- 252.. O.M.S., 1984.**
Les leishmanioses. Séries de rapports techniques
N° 701. *Org. Mond. Santé, Genève*, 154p.
- 253. O.M.S., 1990.**
Lutte contre les leishmanioses.
Série de rapports techniques, 793 :176p.

- 254. OMS, 2000.**
Leishmania and HIV co-infection.
Lepr. Rev. 71, 104-5.
- 255. Orita M., Suzuki Y., Sekiya T., Hayashi K., 1989.**
Rapid and sensitive detection of point mutation and DNA polymorphism using the polymerase chain reaction. *Genomics*, 5: 874-879.
- 256. Parrot, L., 1917.**
Sur un nouveau phlébotome algérien *Phlebotomus sergenti*. sp. nov.
Bull. Soc. Path. Exot. 10, 564–567.
- 257. Parrot L., 1921**
Sur une variété nouvelle de *Phlebotomus minutus*, Rondani
Bull. Soc. Hist. Nat. Afr., 12, 37-40.
- 258. Parrot L., 1922a.**
Recherches sur l'éthologie du Bouton d'Orient (clou de Biskra). Etude sur la biologie des phlébotomes en milieu endémique.
Bull. Soc. Path. Exot., XV : 80-92.
- 259. Parrot L., Foly H., 1922b.**
Remarques épidémiologiques sur le bouton d'orient en Algérie.
Bull. Soc. Path. Exot., 18, 485-495.
- 260. Parrot L., 1930a.**
Notes sur les phlébotomes IV- *Phlebotomus perfiliewi* n.sp.
Archh. Inst. Past. Alger, 8, 383-385.
- 261. Parrot L., Donatien A., Lestoquard F., 1930b.**
Sur le développement de la leishmaniose canine viscérale chez phlébotome major var. *perniciosus* Newstead.
Arch. Inst. Past. Alger, 23, 724-725.
- 262. Parrot L., 1933a.**
Notes sur les Phlébotomes, VI. Sur une variété Nord Africaine de *Phlébotomeus squamipleuris* Newstead.
Arch. Inst. Past. Alger, 11, 603-605.
- 263. Parrot L., Donatien A., Lestoquard F., 1933b.**
Notes et réflexions sur la biologie de *Phlebotomus perniciosus* Newstead en Algérie.
Arch. Inst. Past. Alger T. XI, N° 2. 183-191.
- 264. Parrot L., 1934.**
Notes sur les phlébotomes .XII. Les éléments de diagnose spécifique des diptères du genre *Phlebotomus* (Psychodidae).
Arch. Inst. Past Alger, 12, 393-398.
- 265. Parrot L., 1935.**
Les espèces algériennes du genre *Phlebotomus* (Psychodidae).
Bull. Soc. Hist. Nat. Afr. Nord., 26, 1456149.
- 266. Parrot L., 1936.**
Notes sur les phlébotomes. XX. Sur *Phlebotomus langeroni* var. *longicuspis* Nitzulescu, 1930. *Arch. Inst. Past Alger*, 14, 137-143.
- 267.-Parrot L., Ganoach J., 1937.**

Notes sur les phlébotomes XXVI—Présence de *Phlebotomus perniciosus* Newst, dans le Hogar (Sahara central).

Ach. Inst. Past. Alger, 15, 633.

268. Parrot L., Martin R., 1939.

Notes sur les PhlébotomesXXX. Une variété nouvelle de *Phlebotomus sergenti*, d'Étiopie.

Arch. Inst.Past. Algérie, 17, 484-489.

269. Parrot L., Picheyre R., 1941a.

Notes sur les Phlébotomes XXXVIII. Phlébotomes du Hogar .

Arch. Inst.Past. Algérie XIX, 4, 441-442.

270. Parrot L., Donatien A., Plantureux E., 1941b.

Sur l'infection naturelle des phlébotomes par la leishmaniose générale de l'homme et du chien en Algérie.

Arch. Inst Past Algérie, 19, 209-217.

271. Parrot L., 1942.

Notes sur les Phlébotomes, XXXIX. A-propos de deux *Phlebotomus* d'Algérie : *phlebotomus minutus* var. *signatipensis* et *Phlebotomus fallax*.

Arch. Inst.Past. Algérie, XX, 4, 322-335.

272. Parrot L., Clastrier J., 1944a.

Notes sur les phlébotomes XIV-présence de *Phlebotomus perfiliewi* en Tunisie

Ach. Inst. Past. Alger, 22, 60-62.

273. Parrot, L., Durand-Delacre, R., 1944b.

Notes sur les plebotomes LX. Quelques remarques sur les phlébotomes des terriers de rongeurs du sud-Oranais.

*Arch. Inst. Past. Alger.*26, 402-405.

274. Parrot, L., Durand-Delacre, R., 1947.

Notes sur les phlébotomes LVI. – Phlébotomes de Beni Ounif-de-Figuig.

Arch.Inst. Pasteur Alger. 25, 77–86.

275. Parrot L., 1951.

Notes sur les phlébotomes LXIII- Les phlébotomes de la ville d'Alger et de sa banlieue.

Arch. Inst. Past. Alger, 24, 300-304.

276. Parrot, L., Donatien, A., 1952.

Autres observations sur l'infection naturelle des Phlébotomes par la Leishmaniose générale de l'homme et du chien en Algérie.

Arch.Inst. Past. Alger, 30, 146-152.

277. Parrot L., Doury P.,1955.,

Notes sur les phlébotomes. LXVIII. Nouveaux phlébotomes du Hoggar.

Arch.Inst. Past. Alger, 33. 315-321.

278. Parrot L., Clastrier J., 1956.

Notes sur les phlébotomes LXIX –Phlebotome de Biskra

Ach. Inst. Past. Alger, 34, 513-517.

279. Parvizi P., Benlarbi M. & Ready P.D., 2003.

Mitochondrial and *Wolbachia* markers for the sandfly *Phlebotomus papatasi*: little opulation differentiation between peridomestic sites and gerbil burrows in Isfahan province, Iran.

Med.Vet. Ent, 17: 351-362.

- 280. Perfiliev P.P., 1937.**
Moskity. Fauna SSSR. Nasekomye dvukrylye. Sandflies, Fauna of the U.S Diptera.
Moscou, Léningrad, Izd, AN SSSR. 3, 1-144.
- 281. -Perfiliev P.P., 1966.**
Fauna of USSR, Diptera, Phlebotomidae (sand flies) Moscow:, and Israel program for scientific translations, 1968.
Ed. Jerusalem, pp. 1–363.
- 282. Perrotey S., 1994.**
Les Phlébotomes (Diptera: Phlebotomidae) des l'île de Karpathos (Grèce).
ParisXII : Mém.DEA. parasitol. (Interactions hôtes-parasite), 52 p.
- 283. Perrotey S., Mahamdallie S.S., Pesson B., Richardson K.J., Gallego M., Ready P.D. 2005.**
Postglacial dispersal of *Phlebotomus perniciosus* into France
Parasite. 12: 283-291.
- 284. Pesson B., Léger N., Madulo-Leblond G., 1984.**
Les phlébotomes de Grèce: les îles Ioniennes et les îles de la Mer Egée.
Ann. Parasitol. Hum. Comp. 59, 277-296.
- 285. Pesson B., Ready J.S., Benabdennbi I., Martin-Sanchez J., Esseghir S., Cadi-Soussi M., Morillas-Maequez 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.
Med.Vete. Ent, 8: 25-37.
- 286. Peters W., Chance M.L., Chowdhury A.B., Ghoshdastivar B., Nandy A., Kalra J.L., Sanyal R.K., Sharma M.I.D., Srivastava L., Schnur L., 1981.**
The identity of some stocks of Leishmania isolated in India.
Ann. Trop. Med. Parasitol., 75, 247-249.
- 287. Petrischeva P.A., 1971.**
The natural focality of Leishmaniasis in the URSS.
Bull. Wld. Hilh. Org, 44, 567-576.
- 288. Pinto M.C, Campbell-Lendrum D.H, Lozovei A.L, Teodoro U et Davies C.R. 2001.**
Phlebotomine sandfly responses to carbon dioxide and human odour in the field.
*Med.Vet. Entomol.*15, 132-139.
- 289. Pirs C.A., Santos-Gomes G., Pratlong F., Ribeiro H., Campino L., Abranches P., 1991**
Phlébotomes du Portugal. IV- Infestation naturel de *Phlebotomus ariasi* par *Leishmania infantum* MON-24 dans le foyer de l'Alto-Douro.
Ann.Parasitol. Hum. Comp., 66, 47-48.
- 290. Quate L. W., 1964.**
Phlebotomus sandflies of the paloich area in the Soudan (Diptera: Psychodidae).
J. Med. Ent, 1,213-268.
- 291. Ravchenko V., Wasserberg G., 2004.**
Bionomics of phlebotomine sand flies in the Galilee focus of cutaneous leishmaniasis in northern Israel.
Med.Vet. Ent. 18, 418–428.
- 292. Raynal J.H., 1954.**

- 293. Ready P.D., Fraiha H., Lainson R., Shaw J.J., 1980.**
Psychodopygus as a genus: reason for a flexible classification of the Phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae). *J. Med. Entomol.* 17:75-88.
- 294. Ready P.D., Smith D.F., Killick-Kendrick R., 1988.**
D.N.A hybridation on squash- sandflies to identify both *Phlebotomus papatasi* and infecting *Leishmania major*.
Med. Vet. Entomol., 2, 109-116.
- 295. Ready P. D., Lainson R., Shaw J. J., De Sousa A. A., 1991**
D.N.A probes for distinguishing *Psychodopygus wellcomei* from *Psychodopygus complexus* (Diptera: Psychodidae).
Memorias do Instituto Oswaldo Cruz, 86, 41-49.
- 296. Ready P.D., Day J.C., De Sousa A.A., Rangel E.F., Davies C.R., 1997.**
Mitochondrial DNA characterization of population of *Lutzomyia whitmani* (Diptera: Psychodidae) incriminated in the peri-domestic and silvatic transmission of *Leishmania* species in Brazil.
Bull. Entomol. Res., 87 187-195.
- 297. Remy-kristensen A., Perrotey S., Pesson B., Garcia-Stoeckel M., Ferté H., Morillas-Marquez F., Leger N., 1996.**
Phlebotomus sergenti Parrot, 1917: morphological and isoenzymatic comparisons of two natural populations from Tenerife (Canary Island, Spain) and Cret (Grece).
Parasitol. Res., 82, 48-51.
- 298. Rioux J-A., Coluzzi M., Bain O., Baubouy J.P., 1964.**
Présence de *Phlebotomus ariasi* Tonnoir, 1921 en Italie du Nord.
Bull. Soc. Pathol. Exot. 57, 966-971.
- 299. Rioux J. A., Juminer B., Gibily H., 1966.**
Phlebotomus (Phlebotomus) chadlii n.sp. (Diptera: Psychodidae).
Ann. Parasitol. Hum. Comp. 41, 83-89.
- 300. Rioux J-A., Golvan Y-J., Croset H., Houin R., Juminer B., Bain O., Tour S., 1967.**
Ecologie des leishmanioses dans le Sud de France. Echantillonnage. Ethologie.
Ann. Parasitol. Hum. Comp. 42: 561-603.
- 301. Rioux J. A., Croset H., Juminer B., 1969a.**
Présence en Tunisie de *Phlebotomus alexandri* (Sinton, 1928) *Sergentomyia clydei* (Sinton, 1928) et *Sergentomyia dryfussi* (Parrot, 1933).
Ann. Parasitol. Hum. Comp. 44, 825-826.
- 302. Rioux J.A., Golvan Y.J., Croset H., Tour S., Houin R., Abonnenc C., Petitdidier M., Vollhardt Y., Dedet J.P., Albaret J.L., Lanotte G., Quilici M. 1969b.**
Epidémiologie des leishmanioses dans le sud de la France. Monographie
I.N.S.E.R.M., 37, 223p.
- 303. Rioux J.A., Croset H., Guy Y, Le Corrolier Y, Croset H, Addadi K., 1970a.**
Présence en Algérie de *Phlebotomus (Larroussius) chadlii* Rioux, Juminer et Gibily, 1966
Bull. Soc. Pathol. Exot., 63 :101-104.
- 304. Rioux J.A., Croset H., Guy Y., 1970b.**
Présence de *Phlebotomus (Paraphlebotomus) chabaudi* Croset, Abonnenc et Rioux,

1970 en Algérie.

Ann. Parasitol. Hum. Comp, 45, 875-880.

- 305. Rioux J.A., Houin R., Léger N., Croset H., Deniau M., Poinso S., 1971.**
Nouvelles stations de *Phlebotomus sergenti* (Parrot, 1917). XLVI. (3).
Ann. Parasitol. Hum. comp. Paris.
- 306. Rioux J.A., Croset H., Léger N., 1974a.**
Présence en Espagne de *Phlebotomus alexandri* Sinton, 1928 (Diptera: Psychodidae).
Ann. Parasitol. Hum. Comp, 49, 126-128.
- 307. Rioux J-A., Croset H., Léger N., 1974b.**
Présence en Espagne de *Phlebotomus chabaudi* Croset, Abonnenc et Rioux, 1970
(Diptera-Psychodidae). *Ann. Parasitol. Hum. Comp*, 49,505-507.
- 308. Rioux J.A., Croset., Léger N., Benmansour N., Cadi Soussi M., 1975a.**
Présence au Maroc de *Phlebotomus bergeroti*, *Phlebotomus chabaudi*, *Phlebotomus chadlii* et *Sergentomyia christophersi*.
Ann. Parasitol. Hum. Comp, 50, 493 -506.
- 309. Rioux J.A., Croset H., Léger N., Maistre M., 1975b.**
Remarques sur la taxonomie infraspécifique de *Sergentomyia minuta*, *Sergentomyia africana* et *Sergentomyia antennata*.
Ann. Parasitol. Hum.Comp. 50, 635-641.
- 310. Rioux J.A., Croset H., Leger N., Rosin G., 1977.**
Présence au Maroc de *Phlebotomus perfiliiewi* Parrot, 1930.
Ann. Parasitol. Hum. Comp, 52, 377-380.
- 311. Rioux J.A., Killick-Kendrick R., Leaney A.J., Turner D.P., Bailly M.,Young C.J., 1979.**
Ecologie des leishmanioses dans le sud de la France. 12. Dispersion horizontale de *Phlebotomus ariasi* Tonnoir,1921. Experiences préliminaires.
Ann. Parasitol., 54, 675-682.
- 312. Rioux J. A., Perieres J., Killick-Kendrick R., Lanotte G., Bailly M., 1982.**
Ecologie des leishmanioses dans le sud de la France. 17. Echantillonnage des phlébotomes par le procédé des pièges adhésifs. Comparaison avec la technique de capture sur appat humain.
Ann. Parasitol. Hum. Comp, 57, 631.
- 313. Rioux J.A., Rispail P., Lanotte G., Lepart J., 1984.**
Relations phlébotomes-bioclimats en écologie des leishmanioses. Corollaires épidémiologiques. L'exemple du Maroc.
Bull. Soc. Bot. Fr, 131: 549-557.
- 314. Rioux J.P., Lanotte G., Pratlong F., 1986a.**
Leishmania killicki n.sp. (Kinetoplastida: Trypanosomatidae), in: *Leishmania* Taxonomie et phylogénèse. Applications éco-épidémiologique, Rioux J.A.
(*Coll. Int. CNRS/INSERM, 1984, Ed. IMEEE, Montpellier*, 139-142.
- 315. Rioux J. A., Petter F., Zahaf A., Lanotte G., Houin R., Jarry D., Perieres J. Martini A., Sarhani S., 1986b.**
Isolement de *Leishmania major* Ykinmoff et Schokhor, 1914 (Kinetoplastida-

Trypanosomatidae) chez *Meriones shawi shawi* (Duvernoy, 1842) (Rodentia: Gerbillidae) en Tunisie.
Ann. Parasitol. Hum. Comp. 61, 139-145.

- 316. Rioux J.A., Lanotte G., Petter F., Dereure J., Akalay O., Pratlong F., Velez I.D., Fikri N.B., Maazoun R., Denial M., Jarry M.D., Zahaf A., Ashford R.W., Cadi-Soussi M., Killick-Kendrick R., Ben Mansour N., Moreno G., Perieres J., Guilvard E., Zribi M., Kennou M.F., Rispaïl P., Knechtli R., Serres E., 1986c.**
Les leishmanioses cutanées du bassin Méditerranéen occidental. De l'identification enzymatique à l'analyse éco-épidémiologique. Exemple de trois « foyers », tunisien, marocain et français. in *Leishmania*. Taxonomie et phylogénèse. Applications éco-épidémiologiques .
(*Coll. Int. CNRS/INSERM*), IMEEE, Montpellier, pp. 365-395.
- 317. Rioux J.A., Guilvard E., Dereure J., Lanotte G., Denial M., Pratlong F., Serres E., Belmonte A., 1986d.**
Infestation naturelle de *Phlebotomus papatasi* (Scopoli, 1786) par *Leishmania major* MON-25. A propos de 28 souches isolées dans un foyer du Sud Marocain. In: *Leishmania*. Taxinomie et Phylogénèse. Applications 'écoépidemiologiques'.
Coll. Int. CNRS/INSERM, 1984, IMEEE, Montpellier, France, pp. 471- 480.
- 318. Rioux J. A., Lanotte G., Serres E., Pratlong F., Bastien P., Perières J., 1990.**
Taxonomy of *Leishmania*. Use of isoenzymes. Suggestions for a new classification.
Ann. Parasitol. Hum. Comp. 65, 111-25.
- 319. Rioux J.A., Akalay O., Perieres J., Dereure J., Mahjour J., Le Houérou H.N., Leger N., Desjeux P., Gallego M., Saddiki A., Barkia A., Nachi H., 1997.**
L'evolution 'écoépidemiologique du risque leishmanien' au Sahara atlantique marocain. Intérêt heuristique de la relation phlébotomes -bioclimats.
Ecol. Mediterr. 23, 73-92.
- 320. Rioux J.P., De la Roque S., 2003.**
Climat, leishmanioses et trypanosomoses, in : Changements climatiques, maladies infectieuses et allergiques, Rodhain F.
Ed. Sc. Méd, 41-60.
- 321. Rispaïl P., Léger N., 1998 a**
Numerical Taxonomy of Old World Phlebotominae (Diptera Psychodidae).1
Considerations of Morphological Characters in the Genus *Phlebotomus* Rondani & Berté 1840.
Mem. Inst. Oswaldo Cruz. Rio de Janeiro, 93, 773-785.
- 322. Rispaïl P., Léger N., 1998b**
Numerical Taxonomy of Old World Phlebotominae (Diptera Psychodidae). 2. Restatement of Classification upon Subgeneric Morphological Characters Rondani & Berté 1840.
Mem Inst Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro. 93, 787-793.
- 323. Rispaïl P., Dereure J., Jarry D., 2002.**
Risk Zones of Human Leishmaniasis in the Western Mediterranean Basin. Correlations between Vector Sand Flies,
Mem. Inst. Oswaldo Cruz. Rio de Janeiro, Vol. 97(4): 477-483.
- 324. Rodhain F., Perez C., 1985.**
Précis d'entomologie médicale et vétérinaire.
Ed. Maloine. Paris. Chapitre 5. p. 157-175.

325. Rodhain F., 2000

Impacts sur la santé: le cas des maladies à vecteurs. In : Impacts potentiels du changement climatique en France au XXI^e siècle, Mission interministérielle de l'effet de serre, *Ministère de l'aménagement du territoire et de l'environnement*, Paris, 122-127.

326. Rossi E., Bongiorno G., Ciolli E., Di Muccio T., Scalone A., Gramiccia M., Gradoni L., Maroli M., 2003.

Seasonal phenology, host-blood feeding preferences and natural *Leishmania* infection of *Phlebotomus perniciosus* (Diptera, Psychodidae) in a high-endemic focus of canine leishmaniasis in Rome province, Italy.
Acta Tropica. 105: 158–165.

327. Russo J., Rioux J.A., Lambert M., Rispal P., Belmonte A., Berchi S., 1991.

Chorologie des phlébotomes de l'Est Algérien (Diptera: Psychodidae).
Ann. Parasitol. Hum. Comp. 66: 247-251

328. Ryan L., 1986.

Flebotomos do Estado Para, Brasil (Diptera : Psychodidae: phlébotominae).
Th.Sc.Biol. Inst. Evandro Chagas. Belem. Para. Bresil, 154p.

329. Saiki R.K., Gelfand D.H., Stoffel S., El Kubati Y., Rageh H.A., Moreno G., Pratloug F., 1988.

Primer-directed enzymatic amplification of DNA with a thermostable DNA polymerase.
Science, 487-491.

330. Sambrook J., Fritsch E. F., Maniatis T., 1989.

Molecular cloning.
A laboratory Manual.

331. Sanguinetti C. J., Neto E. D. A., Simpson J.G., 1994.

Rapid silver staining and recovery of PCR products separated on polyacrylamide gels.
Biotechnology 17: 914-921.

332. Schlein Y., Warburg A., Schnur L.F., Gunders A. E., 1982.

Leishmaniasis in the Jordan Vally. II. Sandflies and transmission in the central endemic area.
Trans. Roy. Soc. Trop. Med. Hyg. 76, 582-586.

333. Schlein Y., Yuval B., Jacobson R L., 1989.

Leishmaniasis in the Jordan Valley. Differential attraction of dispersing and breeding site populations of *Phlebotomus papatasi* (Diptera: Psychodidae) to manure and water.
J. Med. Ent. 26, 411- 413.

334. Schultz M. G., 1968.

A history of bartoneliosis (carrion's disease).
Amer.J. Trop. Med. Hyg. 17: 503-515.

335. Senevet G., 1912.

Sur la fréquence de la leishmaniose canine à Alger et ses variations saisonnières.
Bull. Soc. Pathol. Exot. 5, 89 - 91.

336. Sergent E.d., 1910.

Kala-azar. Existence de la leishmaniose chez les chiens d'Alger.
Bull. Soc. Pathol. Exot. 3, 510-511.

337. Sergent Ed., Parrot I., Donatien A., Beguet., 1921.

Transmission du clou de Biskra par le phlébotome *Phlebotomus papatasi* (Scop.).
C. R. Acad. Sci, 173, 1030-1032.

- 338. Sen-Gupta P.C., 1968.**
Leishmaniasis in India.
J. Ind.Med. Ass., 50, 34-36.
- 339. Seridi N., Belkaid B., Quispe-Tintaya W., Charef Z., Jean Claude Dujardin J.C., 2008.**
Application of PCR-RFLP for the exploration of the molecular diversity of *Leishmania infantum* in Algeria
Trans. Roy .Soc. Trop. Med. Hyg, 102, 556-563
- 340. Sinton A., 1927.**
Notes on Somme Indian species of the genus *Phlebotomus*. Part. XXI. *Phlebotomus christophersi* n.sp.
Indian J. Med. Res., 15, 33-40.
- 341. Sinton J.A., 1928.**
The synonymy of Asiatic species of *Phlebotomus*.
Indian.J. Med. Res, 16, 297-324.
- 342. Sinton J.A. 1933.**
Notes on Somme Indian species of the genus *Phlebotomus*.Part.XXXVI.Diagnostic table for the males of the species recorded from India.
Indian.J. Med. Res, 21, 417-427
- 343. Soto U.S.I., Lehmann T., Rowton E.D., Vélez I.D., Poter C.H., 2001.**
Speciation and population structure in morphospecies *Lutzomyia longipalpis* (Lutz & Neiva) as derived from the ND4gene.
Molecular Phylogenetics and Evolution 18, 84-93.
- 344. 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, 177-183.
- 345. Svobodova M., Sadlova J., Chang K.P, Volf P., 2003**
Distribution and feeding preference of the sandflies *Phlebotomus sergenti* and *P. Papatasi* in a cutaneous leishmaniasis focus in Sanliurfa, Turkey.
Am. J. Trop. Med. Hyg, 68, 6-9.
- 346. Svobodova M.,Votypka J., Peckova J., Dvorak V., Nasereddin A., Baneth G., Sztern J., Kravchenko V., Orr A., Meir D., Schnur LF., Volf P., Warburg A., 2006.**
Distinct transmission cycles of *Leishmania tropica* in 2 adjacent foci, Northern Israel.
Emerg. Infect. Dis, 12(12).
- 347. Tabet S., 2008**
Le changement climatique en Algérie Orientale et ses consequences sur la vegetation Forestière.
Th. Mag. Univ. Constantine, P.125.
- 348. Tamura K., Dudley J., Neim Kumar S., MEGA4., 2007**
Molecular Evolutionary Genetics Analysis (MEGA) software version 4.0.
Molecular Biology and Evolution, 24: 1596-1599.
- 349. Theodor O., 1947.**
On some sandflies (*Phlebotomus*) of the sergenti group in Palestine.
Bull. Ent.Res., 38, 91-98.
- 350. Theodor O., 1948.**

- 351. Theodor O., 1958.**
Psychodidae-Phlebotominae. In: Lindner, E. (Ed.), Die Fliegen der Palaearktischen Region, 9c. E.
Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart, pp. 1–55.
- 352. Theodor O., Mesghali A., 1964.**
On the Phlebotomine of Iran.
J. Med. Entomol. 1, 285–300.
- 353. Tonnoir A.L., 1921.**
Une nouvelle espèce européenne du genre *Phlebotomus* (*Phlebotomus ariasi*).
Ann. Soc. Ent. Belge., 61, 53-56.
- 354. Trouillet J., Faye., 1993.**
Phlébotomes du Senegal. Presence de *Phlebotomus* (*Phlebotomus*) *bergeroti* Parrot, 1934 (Diptera, Psychodidae).
Ann. Parasitol. Hum. Comp., 68 n 2, 101-103.
- 355. Verani P., Nicoletti L., Ciufolini M.G., Baducci I., 1991.**
Viruses transmitted by sandflies in Italy.
Parassitologia. 33, 513-518.
- 356. Verani P., Ciufolini M.G., Nicoletti L., 1995.**
Arbovirus surveillance in Italy.
Parasitologia, 37, 105-108.
- 357. Volf P., Ozbek Y., Akkafa F., Svobodova M., otyпка J., Chang K.P., 2002.**
Sand Flies (Diptera: Phlebotominae) in Sanliurfa, Turkey: Relationship of *Phlebotomus sergenti* with the Epidemic of Anthroponotic Cutaneous Leishmaniasis.
J. Med. Entomol. 39, 12-15.
- 358. Wasserberg G., Yarom I., Warburg A., 2003.**
Seasonal abundance patterns of the sand fly *Phlebotomus papatasi* in climatically distinct foci of cutaneous leishmaniasis in Israeli deserts.
Med. Vet. Ent. 17, 452–456.
- 359. Wolstenholme D. R., 1992.**
Animal mitochondrial DNA: structure and evolution.
Int. Rev. Cytol., 141: 173-216.
- 360. World Health Organization., 1990.**
Control of the Leishmaniasis. Report of a WHO Expert Committee.
Technical Report Series N°793. Geneva: WHO.
- 361. World Health Organization. 2000.**
Leishmaniasis and Leishmania/HIV Coinfection.
Document WHO/CDC/CSR/ISR. Geneva: WHO.
- 362. Yaghoobi-Ershadi M.R., Javadian E., Tahuildar-Bidruni G.H., 1995.**
Leishmania major MON-26 isolated from naturally infected *Phlebotomus*
- 363. Yaghoobi-Ershadi, M.R., Hanafi-Bojd, A.A., Javadian, E., Jafari, R., Zahraei-Ramazani, A.R., Mohebali, M., 2002.**
A new focus of cutaneous leishmaniasis caused by *L. tropica*.

364. Yaghoobi-Ershadi, M.R., Akhavan A. A., Zahraei – Ramazani A.R., Vafaei-Nezhad R., Hanafi-Bojd A. A., Jafari R., 2003.

Epidemiological study in a new focus of cutaneous leishmaniasis in the Islamic Republic of Iran. *La Revue de la Mediterranee Orientale* 9(4), 816–826.

365. Yahia H., Redy P.D., Hamdani A., Testa J. M., Guessous- Idrissi N., 2004.

Regional genetic differentiation of *Phlebotomus sergenti* in three Moroccan foci of cutaneous *leishmania tropica* .

Parasite 11, 189-199.

366. Young D.G., Duncan M.a., 1994.

Guide to the identification and geographic distribution of *Lutzomyia* sand flies in Mexico, the West Indies, Central and South America (Diptera: Psychodidae).

Guineville: Associated Publisher, 331p.

367. Zhang L. H., Gasser R. B., Zhu X., McManus D. P., 1999.

Screening for different genotypes.

368. Zhioua E, Kaabi I., Chelbi ., 2007.

Entomological investigations following the spread of visceral leishmaniasis in Tunisia.

Journal of Vector Ecology, Vol. 32, no. 2:1-4.

369. Zivkovik V., 1977.

Recherches sur les Phlébotomes (Diptera, Psychodidae) de Serbie avec étude particulière des régions à leishmaniose viscérale endémique.

In: Colloques Internationaux du CNRS. Paris/CNRS, 239, 195-201.

370. Zivkovik V., Miscevic Z., 1979.

le cycle d'activité nocturne des phlébotomes (Diptera: Phlebotomidae) à la lumière artificielle dans les agglomérations.

Acta . Parasito. Iugos, 10, 3-13.

SUMMARY

Phlebotomine sandflies are the only known vectors of leishmaniasis. These infections constitute a real public health problem in Algeria. The Algerian east is an area of intersection between three active focus of leishmaniasis in the South: Barika, M'sila and Ghardaia.

The inventory of the fauna Phlebotomine in eastern Algeria shows the presence of 18 species of sandflies: 11 of them belong to the genus *Phlebotomus* and 7 to the genus *Sergentomyia*. In the former, we find three proven vectors of leishmaniasis: *P.papatasi*, a dominant species in the south and a vector of *Leishmania major*. We find also proven vectors of *L. infantum*: *P.perniciosus*, *P.perfilewi* in the North. In addition, we have highlighted the presence of *P.longicuspis*, a likely vector of *L. infantum* and its atypical form.

The molecular study of *P. sergenti*, is carried out by several specimens from different regions. Our results confirm the presence of two different populations whose status is not precised yet.

P. Rioux posed the problem of the delicate differential diagnosis of the female with that of its more refined species: *P. chabaudi*. The sequencing of the genes of the cytochrome b (cyt b) ND4 and Cox1 of the mitochondrial DNA clearly individualizes these taxa and shows a small intraspecific variability. A new cephalic character relating to the presence of anterior lateral teeth in *P. chabaudi*, absent in *P. Rioux*, is proposed but a method for molecular typing (PCR-RFLP) is proposed in this work to allow a reliable identification of the females in this group.

Some molecular phylogenesis based on the analysis of the mitochondrial DNA sequence are built and the use of the Cytb, COX1 and ND4 sequences, customize clearly the taxa of the genus *Phlebotomus* and those of the *Sergentomyia* kind. Among *Larroussius*, the study of the complex *perniciosus* requires a detailed study in all the Algerian territory.

KEY WORDS:

- *Phlebotomus*
- Biosystematics
- Molecular Biology
- Mitochondrial DNA
- East algerian
- Characterization

RESUME

Les phlébotomes sont les seuls vecteurs connus des leishmanioses. En Algérie, ces infections constituent un réel problème de santé publique. L'Est Algérien constitue une zone carrefour entre trois foyers actifs de leishmaniose du Sud : Barika, M'sila et Ghardaïa.

L'inventaire de la faune phlébotomienne dans l'Est Algérien montre la présence de 18 espèces de phlébotomes: 11 appartenant au genre *Phlebotomus* et 7 au genre *Sergentomyia*. Dans le premier genre, on rencontre un vecteurs prouvés de la leishmaniose cutanée: *P. papatasi* espèce dominante au sud, vecteur de *Leishmania. major*. On rencontre également deux vecteurs prouvés de *L.infantum*:

P. perniciosus, *P. perfilewi* au Nord et nous avons aussi mis en évidence la présence de *P. longicuspis* vecteur probable de *L. infantum* et de sa forme atypique.

L'étude moléculaire de *P. sergenti*, est effectuée par plusieurs spécimens de différentes régions. Nos résultats confirment la présence de deux populations différentes dont le statut restera à préciser.

P. riouxi a posé le problème de la diagnose différentielle délicate de la femelle avec celle de son espèce la plus affine: *P. chabaudi*. Le séquençage des gènes du cytochrome b (cyt b), ND4 et Cox1 de l'ADN mitochondrial individualisent clairement ces taxons et mettent en évidence une petite variabilité intraspécifique. Un caractère céphalique nouveau tenant à la présence de dents latérales antérieures chez *P. chabaudi*, absentes chez *P. riouxi*, est proposé mais une méthode de typage moléculaire (PCR-RFLP) est proposée dans ce travail pour permettre une identification fiable des femelles de ce groupe.

Des phylogénies moléculaires basées sur l'analyse de séquences d'ADN mitochondrial sont bâties et l'utilisation des séquences Cytb, Cox1 et ND4, individualisent clairement les taxons du genre *phlebotomus* et ceux du genre *Sergentomyia*. Au sein des *Larroussi*, l'étude du complexe *perniciosus*, nécessite une étude détaillée sur l'ensemble du territoire Algérien.

MOTS CLES :

- Phlébotomes
- Biosystématique
- Biologie moléculaire
- ADN mitochondrial
- Est Algérien
- Caractérisation

ملخص

يعتبر ذباب الرمل (الفليبيطوم) الناقل الوحيد لمرض اللشمانيا الذي يشكل خطرا حقيقيا على الصحة العمومية بالجزائر. يحتوي الشرق الجزائري على ثلاثة بؤر نشطه للشمانيا الجنوب: بركة، مسيله و غرداية. إن الحصر الذي اجري بمنطقة الشرق الجزائري، أظهرت النتائج على وجود ثمانية عشر (18) نوعا إحدى عشر (11) منها تابع لجنس *Phlebotomus* وسبعة أنواع (07) لجنس *Sergentomyia*. توجد ثلاثة انواع منها تعتبر كنواقل مؤكدة لطفيل اللشمانيا. هناك نوع سائد بالجنوب وهو *Phlebotomus papatasi* الذي يعتبر الناقل لطفيل اللشمانيا الجلدي الكبيرة (*L. perniciosus*) أما في شمال البلاد نجد كل من *Phlebotomus perfilewi* و *Phlebotomus perniciosus* يعتبران كنواقل لطفيل اللشمانيا الحشوية (*L. infantum*). ويوجد نوع آخر يسمى *Phlebotomus longicuspis* لم يتم التأكد بعد من ناقلته لطفيل اللشمانيا من نوع (*L. infantum*).

الدراسة البيولوجية الجزئية التي تمت على مجموعة من أماكن مختلفة من منطقة الدراسة أظهرت أن نوع *longicuspis Phlebotomus* يحمل تنوع وراثي الخاص به مما يوحي بوجود أنماط مختلفة.

الدراسة التي أجريت على إناث من نوع *P. riouxi* و إناث *P. chabaudi* ثبت صعوبة التشخيص و التفريق بينهما و من خلال دراسة مجموعة من هذه الأنواع أدت إلى التمييز بين النوعين. إن دراسة تسلسل المورثات *cytb* و *Cox I* للـADN الميتاكوندري أثبتت أن هناك تميزا واضحا بينهما. إن النتائج المحصل عليها أكدت على وجود معايير جديدة من بينها صفة متمثلة في وجود أسنان جانبية في المنطقة الأمامية لرأس *P. chabaudi* و غائبة في *P. riouxi*. و اعتمادا على هذه الصفة يمكننا اقتراحها كمييار للتصنيف و التفريق أو الفصل بين هذين النوعين. غير انه تبقى الدراسة البيولوجية أساسية في التصنيف و التفريق أو الفصل بين النوعين. من جهة أخرى، لا بد من دراسة مفصلة على معقد *Larroussius* الذي وان لم يتم التأكد من وجود أنواع غير نموذجية، إلا انه يبقى من الضروري البحث عن إثبات وجوده في الجزائر و هذا نظرا لثبوته في كل من تونس و المغرب.

إن البحث عن القرابة بين الأجناس باستعمال البيولوجية الجزئية التي تعتمد على تحليل سلاسل الميتاكوندري وباستعمال مورثات لكل من *Cytb*، *cox1* و *ND4* للـADN الميتاكوندري . بينت بوضوح هذه الانواع لجنس *Phlebotomus* و جنس *Sergentomyia* إن تحت الجنس *Larroussius* يشكل مجموعة متشابهة الانسال. و دراسة المعقد *P. perniciosus* تتطلب دراسة مفصلة لمجموع مختلف مناطق الجزائر في حين لا نستبعد وجود أشكال غير نموذجية للتأكيد على تواجدها. وعلى مستوى التخصص ثبت وجود قرابة هذه الانواع.

كلمات مفتاحية: ذبابة الرمل، شرق الجزائر، البيولوجية الجزئية، التصنيف، تخصص