

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

UNIVERSITE BLIDA «1»

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

Département de Biologie des populations et des organismes

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

Master en biologie

Option: Entomologie Médicale

Thème

**La mise en place d'un élevage contrôlé de
Phlebotomus perniciosus (Newstead, 1911) dans
la région Ouamri (Médéa)**

Présenté par:

M^{lle} : Taminourine Kheira

M^{lle} : Choumane Amina

Soutenu le 28/10/2015

Devant le jury composé de :

Présidente : M^{lle} Outtar F

Maitre de Conférences B, USDB

Examineur : M^r Bendjoudi

Maitre de Conférences A, USDB

Promotrice : M^{me} Kara Toumi F.Z.

Maitre de Conférences A, USDB

Co-Promoteur : M^r Harrat Z.

Directeur de Recherche, IPA

Invité : M^r Benallal Kamel

Entomologiste aux IPA

Année Universitaire : 2014/ 2015

Remerciements

Avant d'exposer le résultat de mes recherches, il est nécessaire d'exprimer, avec plaisir, ma reconnaissance et mes remerciements à tous ceux qui m'ont aidé à les réaliser ou qui m'ont fait l'honneur de les juger.

Nous plus remerciement s'adressent à notre promotrice **Dr. Kara Toumi F/Z**, Maître de conférences A, au département de Biologie des Populations et des Organismes de l'université de Blida1, pour son aide précieuse et ses conseils judicieuse et de son encadrement pour la réalisation de ce mémoire.

Je tiens aussi à exprimer toute ma sympathie et reconnaissance à notre co-promoteur **Dr Harrat Zoubir**, Responsable du centre National de Référence de Leishmania et chef de service d'Eco-épidémiologie parasitaire et génétique de population de l'Institut Pasteur d'Algérie, de m'avoir conseillé et accordé la plus grande confiance dans la réalisation de cette étude.

Je remercie **Mr Benallal Kamel** Entomologiste au Service d'Eco-épidémiologie parasitaire et génétique de population de l'Institut Pasteur d'Alger pour tout l'intérêt qu'il a porté à ce travail. Sa constante disponibilité tout au long de ce travail, son dynamisme exceptionnel.

Nous remercions très sincèrement, à madame **Outtar F** maitre de conférence B, au département BPO pour m'avoir fait l'honneur d'accepter de présider ce jury, et monsieur **Dr. Djamel Bendjoudi** maitre de conférences A, au département BPO d'avoir accepté de faire partie du jury et d'examiner ce présent travail.

Je tiens également à remercier, l'ensemble du personnel du service d'Eco-épidémiologie et centre nationale de référence de la leishmania, de l'Institut Pasteur d' Algérie, notamment : **Siham, Razika, Rafik, Adlen, Lazhari**.

Un remerciement spécial au département de biologie, et tous nos enseignants et professeurs de tous les cycles.

Dédicace

Je dédie ce modeste travail à:

Papa et Maman, pour votre amour et votre confiance à chaque moment de ma vie, pour votre soutien dans les moments difficiles, pour l'éducation et les valeurs que vous m'avez inculquées, pour tout ce que vous m'avez fait découvrir. Ces quelques lignes ne peuvent résumer les liens qui nous unissent mais vous savez à quel point ils sont forts.

Ma famille, **CHOUMANE et KECIEUR**; pour avoir toujours encouragée.

Mes frères, Mohamed, Abd elraouf, Mourad, Oualid.

Mes sœurs, Hassina, Merieme ; Hadjer.

Ma future marie : Hichame.

Mes chères copines: Chrifa, Amel, Radhia, Houda, Fatiha.

Mes collègues de Master de l'option Entomologie Médicale.

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

AMINA

Dédicace

Je dédie ce modeste travail à:

Papa et Maman, pour votre amour et votre confiance à chaque moment de ma vie, pour votre soutien dans les moments difficiles, pour l'éducation et les valeurs que vous m'avez inculquées, pour tout ce que vous m'avez fait découvrir. Ces quelques lignes ne peuvent résumer les liens qui nous unissent mais vous savez à quel point ils sont forts.

Ma famille, **TAMINOURINE** et **BOURAS** ; pour avoir toujours encouragée.

Mes frères, Mohamed, Bilal, Youcef, Riad, Saber.

Mes sœurs, Aicha, Chahinez.

Mes cousins, Imane, Ouissame, Sihem, Khalida, Hassiba.

Mes chères copines: Amina, Amel,
Radhia, Rachida, Halima, Chahira, Fatima, Saida,
Hizia, Horia, Mimouna.

Mes collègues de Master de l'option Entomologie Médicale.

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

Kheira

Glossaire

Céphalothorax : est la partie antérieure du corps de certains arthropodes, résultant de la réunion au cours de l'évolution des deux parties antérieures la tête et le thorax.

Cycle gonotrophique : consiste en une succession de phénomène physiologique, il début à partir d'un repas sanguin qui va impliquer la maturation d'un ovocyte.

Insecte hématophage : un insecte qui se nourrit de sang (hémato : sang, phage : manger).

Métamorphose complète : aucune ressemblance entre le stade larvaire (stade jeune) et l'adulte.

Phytophage : qui se nourrit des végétaux.

Saprophage : qui se nourrit de matière en décomposition.

Sédentaire : mode de vie caractérisé par une fréquence faible voir nulle de déplacement.

Spermathèque des femelles: est un sac qui conserve les spermatozoïdes pendant une période (de l'accouplement à l'ovulation) très variable selon l'espèce.

Résumé

L'importance médicale des phlébotomes provient du rôle vecteur jouée par certaines espèces dans la transmission des leishmanioses humaines et animales. Ces infections constituent un réel problème de santé publique en Algérie. *Leishmania infantum* zymodème MON-1 est l'agent pathogène le plus fréquemment incriminé il a pour réservoirs le chien et comme insecte vecteur principal, *Phlebotomus perniciosus*.

La technique de piégeage (piège lumineux CDC) a permis de capturer 258 phlébotomes dans la région d'Ouamri, sur les trois espèces identifiées, le *phlebotomus perniciosus* est le plus abondant 71%. L'élevage de l'espèce *P. perniciosus* dans l'insectarium permet de suivre chaque stade (œuf, larve, nymphe, et émergence) et le cycle de développement dans des conditions favorables à l'élevage. Le développement de *P. perniciosus* de l'œuf au stade adulte dure environ un mois pour les deux générations et la sex-ratio est très proche de 1. Les résultats de temps nécessaires au passage d'un stade à un autre entre les deux générations et entre les deux espèces ont donné pratiquement les mêmes résultats, ceci dit les conditions de laboratoire sont favorables à un élevage de phlébotomes.

Mots clés : *Phlebotomus perniciosus*, Ouamri, insectarium, l'élevage, générations.

Abstract

The medical importance of sand flies is in the vector role of some species that transmit human and animal leishmaniasis. These infections are a real public health problems in Algeria. *Leishmania infantum* zymodème MON-1 is the most frequently isolated agent within infected children. It has a dog as a tank and *phlebotomus perniciosus* as a main insect vector.

The technique of trapping (luminous trap CDC) allowed of capture 258 sandflies in the area of Ouamri, on the three identified species, the *phlebotomus perniciosus* is most abundant 71%. The breeding of the species *P. perniciosus* in insectarium makes it possible to follow each stage (oeuf, larve, nymph, and emergence) and the development cycle under conditions favorable to the. The development of *P.perniciosus* of egg at the adult stage lasts approximately a month for the two generations and the sex-ratio very close to 1. The comparison of different the time necessary to the passage from to another between the two generations and the two species shows that there is no difference and that some is the species or the generation the time collapsed between the stages is the same one.

Key words: phlébotomus perniciosus, Ouamri, insectarium, the breeding, generation.

الملخص

الأهمية الطبية لذبابة الرمل في الجزائر تكمن في دورها كناقل لأنواع مختلفة لمرض الشمانيا (الإنسانية و الحيوانية) وهذا المرض يشكل آفة حقيقية للصحة العمومية في الجزائر.

Leishmania infantum zymodème MON-1 هو الممرض الغالب عند الأطفال المصابين

يعتبر الكلب مستودعه و *Phlebotomus perniciosus* الحشرة الرئيسية الناقلة له

ساعدت تقنية الالتقاط على حصر 258 ذبابة الرمل في منطقة وامري من بين 3 انواع هو الاكثر وفرة بنسبة 71%.

تسمح تربية ذبابة الرمل نوع داخل المحشرة في تتبع كل مرحلة (بيضة, يرقة,....) في مراحل ملائمة للتربية

مدة تطور من بيضة إلى حشرة بالغة حوالي شهر بالنسبة للجيلين و نسبة الذكور على الإناث

تقريبا واحد.

المقارنة بين المدة اللازمة للانتقال من مرحلة إلى أخرى ما بين الجيلين و النوعين لا يوجد فرق

مهما كان النوع.

الكلمات المفتاحية. *phlebotomus perniciosus*, وامري ,محشرة,تربية,الجيل.

Sommaire :

I. Introduction.....	1
II. Généralités.....	3
A. Les phlébotomes.....	3
A.1. Systématique des phlébotomes.....	3
A2.Anatomie, Biologie et cycle de développement.....	4
A.3. Répartition géographique des phlébotomes.....	12
B. Les phlébotomes et la transmission des leishmanioses.....	15
C. Le parasite Leishmania.....	15
D. Epidémiologie des leishmanioses.....	18
E. Élevage des phlébotomes.....	20
III. Présentation de la région d'étude.....	22
1. Situation géographique.....	22
2. la station d'étude.....	22
3. Caractérisation du climat de la zone d'étude.....	23
4. Le diagramme ombre thermique de la région de Médéa.....	26
5. Quotient pluviométrique et étage bioclimatique d'Emberger.....	27
IV. Matériel et méthodes.....	28
1. Matériels utilisés.....	28
2. Méthodes utilisées.....	28
2.2.1. L'élevage des phlébotomes.....	29
2.2.2. Gorgement des phlébotomes de la deuxième génération.....	33
2.2.3. Identification des phlébotomes.....	34
a.Première méthodes par montage entre lame et lamelle.....	34
b.Deuxième méthodes identification directement sous loupe binoculaire.....	36
3. Exploitations des résultats par des indices écologiques et statistiques.....	37

3.1 Exploitations des résultats par les indices écologiques.....	37
3.2 Analyse du test d'égalité des variances.....	38
V. Résultats.....	39
I. Collecte des principales espèces de phlébotomes récoltés dans la région d'Oamri (Médéa).....	39
II. Dénombrement des principales espèces capturées.....	41
III. Exploitations des résultats par les indices écologique.....	42
IV. Evaluation de la fertilité des œufs et du sexe ratio des individus nés.....	43
V. Evaluation des taux de mortalités en fonction du dispositif d'élevage et de ponte des femelles de phlébotomes pour les différentes générations.....	46
VI. Analyse du test d'égalité des variances.....	51
VI Discussion.....	55
Conclusion.....	58
Bibliographie.....	59
Annexes.....	67

Chapitre I

Donnée bibliographique

I.Introduction

Phlebotomus perniciosus est un insecte nématocère de la famille des Psychodidés largement répandu dans le bassin méditerranéen. Il est responsable de nuisances de par ses piqûres douloureuses mais il est également impliqué dans la transmission d'agents pathogènes.

Les leishmanioses sont des parasitoses communes à l'homme et à l'animal (anthropozoonose), dues à des protozoaires flagellés appelés leishmanies, transmises par la pique de la femelle hématophage d'un insecte diptère dénommé phlébotome. Les réservoirs de parasite sont des rongeurs sauvages, l'homme, le chien. **(Richard, 1995).**

Les leishmanioses correspondent à un groupe de maladies humaines comprenant différentes formes cliniques: la leishmaniose viscérale, les leishmanioses cutanées et la leishmaniose cutanéomuqueuse. Cette variabilité dans l'expression clinique résulte à la fois de la grande diversité d'espèces de leishmania, mais aussi des modalités de la réponse immunitaire de l'hôte. **(Dedet, 2008).**

La leishmaniose viscérale (LV) appelée également kala azar, en Algérie est affection de type rural affectant principalement le jeune enfant, avec une mortalité élevée en l'absence de traitement. Elle se caractérise par des poussées de fièvre irrégulières, une perte de poids importante, une hépato-splénomégalie et de l'anémie. **(OMS, 2002).**

Elle sévit à l'état endémique au nord du pays à l'étage bioclimatique sub-humide et semi-aride. Le nombre annuel de nouveaux cas est estimé à 400 **(Harrat Z et al, 1995).**

Leishmania infantum zymodème MON-1 est l'agent pathogène le plus fréquemment isolé chez les enfants atteints de LV, il a pour réservoir le chien **(Belazzoug , 1986)** et comme vecteur principal *Phlebotomus perniciosus* **(Izri et al, 1990).**

Dans cette optique notre étude a pour objectif la mise en place d'un élevage de *Phlebotomus perniciosus* et le suivi du cycle de développement à travers plusieurs générations.

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

Le deuxième chapitre présente la région d'étude. Le troisième chapitre est consacré à la description du matériel et des méthodes adoptées.

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

II. Généralités

A. Les phlébotomes

A.1-Systématique des phlébotomes

Les phlébotomes appartiennent à l'embranchement des arthropodes, classe des insectes, ordre des diptères, sous ordre des nématocères, famille des *Psychodidae*, sous-famille des *Phlebotominae*,

Les phlébotomes comptent environ 600 espèces réparties en 6 genres (**Rodhain et Perez, 1985**) :

- *Phlebotomus*, et *Sergentomyia* caractérise de l'Ancien Monde.
- *Lutzomyia*, *Brumptomyia* et *Warileya*, et *Hertigia* dans le Nouveau Monde.

La distribution de ces insectes est très vaste et s'étend sur les cinq continents. Plus de 600 espèces sont répertoriées à travers le monde, dont 70 sont impliquées dans la transmission des leishmanioses (**Guerreni, 1993**).

Par contre la classification des sous-genres a eu tout d'abord comme base la forme, la structure et les dimensions des génitalia mâles et, pour les deux sexes, la disposition des soies dressées ou couchées sur les tergites (**Abonnenc, 1972**).

En **1976**, **Abonnenc et Léger** ont proposé une nouvelles classification, dans laquelle la famille des *Psychodidae* est divisée en trois sous familles et 10 genres. **Léger et Depaquit en 1999** se sont basés sur des arguments morphologiques et biogéographiques et ont retenu 13 genres.

En 2008, Depaquit, Léger et Robert ont créé au sein du genre *Sergentomyia* le sous-genre *Vattierromyia* (**Depaquit et al, 2008**) (tableau I).

Tableau1 : classification des espèces de phlébotomes vecteurs des leishmanioses de l’Ancien Monde (Bannuls, 2010).

Genre	Sous genre	Espèces incriminées	Espèces de leishmanies
	Phlebotomus	Papatasi,dubosqi	L. major
	Paraphlebotomus	Sergenti Alexandri Caucasicus (alexandri)	L.tropica L.donovani L.major
	Synphlebotomus	Martini Guggisbergi Ansarii	L.donovani L.tropica L.major
	Larroussisus	Ariasi, langeroni Neglectus, Perfiliewi Perniciosus,tobbi Longipes, pedifer	L. infantum Aethiopica
	Alerius	Chinensis	Infantum
	Euphlebotomus	Argentipes	Donovani

A2-Anatomie, biologie et cycle de développement

Les phlebotomes se trouvent 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**). Le *Phlébotomus perniciosus* est très répandue en Algérie où elle a été signalée la première fois par **Sergent (1914)**.

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**).

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

La femelle prend un repas sanguin pour se procurer les éléments nutritifs nécessaire à la maturation de ses œufs.

a. Œuf

La femelle pond de 50 à 200 œufs, l'œuf est elliptique et mesure environ 0,4 mm de long. La surface du chorion présente des ornements caractéristiques. Au moment de la ponte, ces œufs sont de couleur claire; ils se pigmentent rapidement en brun au contact de l'air (**Ba, 1999**).

Les œufs sont pondus isolément sur le sol (**Brumpt, 1949**) dans un endroit calme, abrité du vent, humide et sombre. Ils éclosent au bout de 4 à 15 jours après la ponte, libérant ainsi une larve de premier stade (**Baldet, 2004**) (figure1).



Figure 1 : Œufs de phlébotome.

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

b. Larves

Les stades larvaires sont au nombre de quatre. La larve est de type éruciforme (**Ba, 1999**). Les larves de phlébotome de 2 à 8 mm de longueur sont vermiformes, eucéphales.

Elles sont dotées de pièces buccales broyeuses sur la capsule céphalique et d'un tégument orné de petits tubercules portant chacun une soie épineuse. Les segments abdominaux (de 1 à 7) sont munis de fausses pattes locomotrices et le segment abdominal 9 est doté de deux paires de soies fortes, très longues et foncées (**Baldet, 2004**).

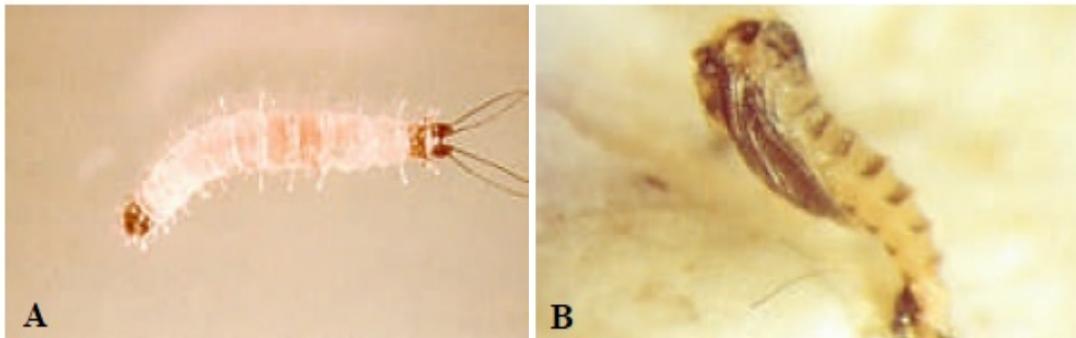
Les larves sont terricoles, sédentaires, saprophages et phytophages (**Moulinier, 2002**) ; présentent 4 stades qui durent de 14 à 60 jours ; certaines espèces hivernent à l'état larvaire le plus souvent au quatrième stade (**Killick-Kendrick, 1999**). Lorsque la température est suffisamment basse pour faire cesser tout développement, la larve hivernante devient peu mobile, le métabolisme baisse et la digestion ralentit (**Dolmatova et Demina, 1971 ; Djazor, 1975**). La dernière mue transforme la larve du quatrième stade en nymphe (**Baldet, 2004**) (figure 2A).

c. Nymphe

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

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

La nymphe entre alors en état de vie ralentie pour subir enfin, la mue imaginale conduisant à l'adulte (figure 2B).



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

d. Imago

Leur corps grêle se divise en tête, thorax et abdomen (**Ba, 1999**); ils mesurent 2 à 3mm et ils sont parfois confondus avec des petits moustiques. Ils sont de couleur claire, jaune pâle, à brune, à peine visible à l'œil nu. Leurs ailes, de forme lancéolée, se dressent en V à 45° sur le dos lorsqu'ils sont au repos (**Izri et al, 2006**).

Examinés à la loupe, ils apparaissent velus, bossus, pourvus de longues pattes et d'une nervation alaire caractéristique (Dolmatova et Demina, 1971 ; Abonnenc, 1972) (figure3).



Figure 3 : Phlebotome femelle adulte (repas sanguin) (IRD, 2000).

Le développement total de l'œuf à l'adulte prend 20 à 60 jours, en l'absence de toute diapause (Lane, 1993 ; Leger, 1999; Moulinier, 2003; Rutledge, 2009) (figure 4).

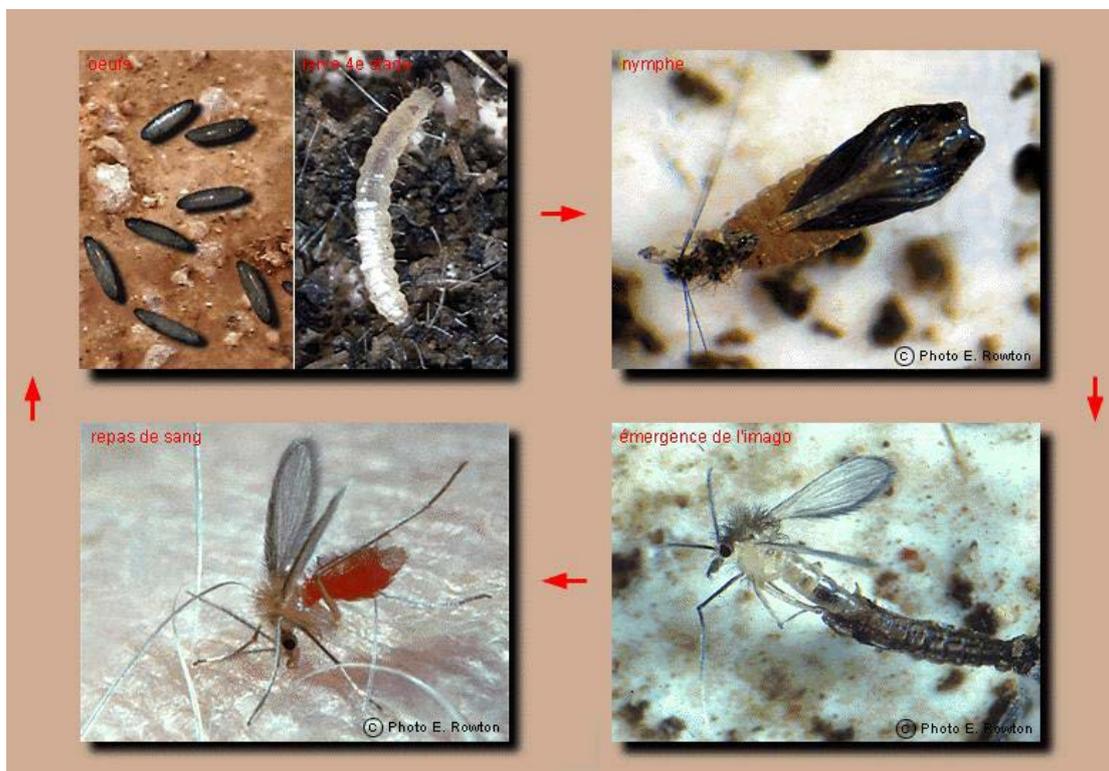


Figure 4 : Cycle de développement des phlebotomes (Niang et al, 2000).

Leur identification repose sur un examen microscopique après montage minutieux entre lame et lamelle. Les caractères d'identification d'espèces les plus utilisés sont les antennes, le pharynx et le cibarium au niveau de la tête, les ailes et l'implantation des soies au niveau du thorax. Enfin, l'implantation des soies dorsales au niveau abdominal et les génitalia (Abonnenc, 1972, Leger *et al*, 1983, Killick-Kendrick *et al*, 1991).

➤ La tête

Elle est entourée d'une capsule chitineuse (épicrâne), limitée de chaque côté par un œil composé, elle porte deux antennes et le probocis. 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. Seules les femelles portent des mandibules dentelées. Le nombre et la longueur des épines géniculées sont utilisés en systématique (Abonnenc, 1972) (figure 5).

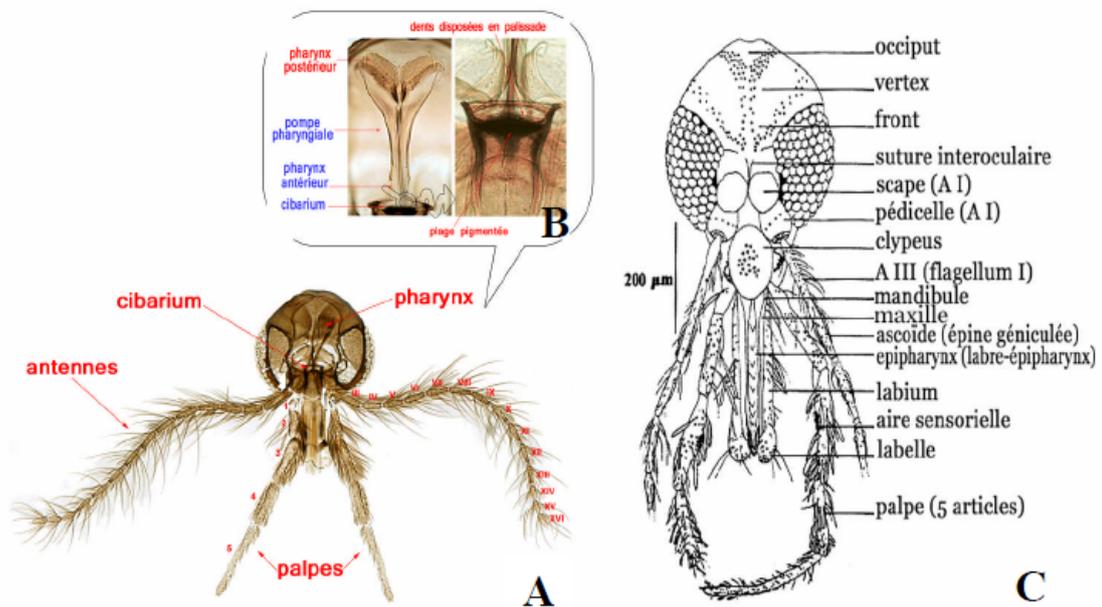


Figure 5: Tête (A : vue générale de la tête sous microscope optique (IRD, 2000), B : agrandissement du pharynx et du cibarium sous microscope optique (IRD, 2000), C : schéma générale (Dedet, 1999).

➤ **Le thorax**

Il 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.

Sur chacun des trois segments thoraciques fusionnés est insérée une paire de pattes articulées, longues, fines et couvertes de soies. Il porte une paire d'ailes lancéolées, couvertes de longues soies et des balanciers qui assurent l'équilibre de l'insecte pendant le vol. Les ailes comprennent 9 nervures longitudinales et des nervures transversales toujours situées près de la base d'insertion. Au repos, les ailes sont ordinairement élevées sur le thorax faisant un angle de 45° environ (**Abonnenc, 1972**).

➤ **L'abdomen**

Il est cylindrique, 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, 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 lobe 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 (**Abonnenc, 1972**) (figure 6).

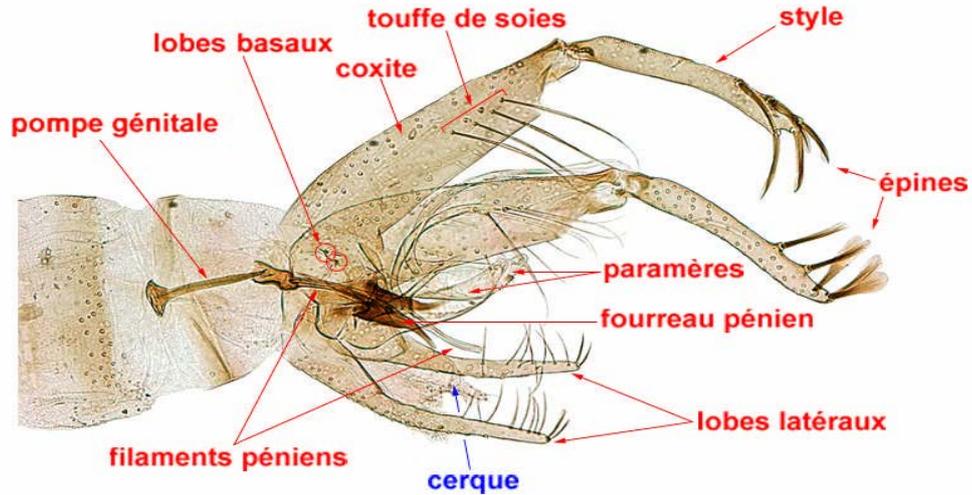


Figure 6 : vue latérale de l'appareil génital mâle sous microscope optique
(IRD, 2000).

Chez la femelle, les organes génitaux internes se composent de trois organes pairs: deux ovaires, deux glandes annexes et deux spermathèques. 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. La furca peut être utilisée pour localiser l'issue des spermathèques.

Les spermathèques qui sont des organes internes sont formées chacune d'une capsule chitineuse. Elles sont au nombre de deux et communiquent avec l'extérieur par des conduits plus au moins longs qui débouchent dans l'atrium génital (figure 7).

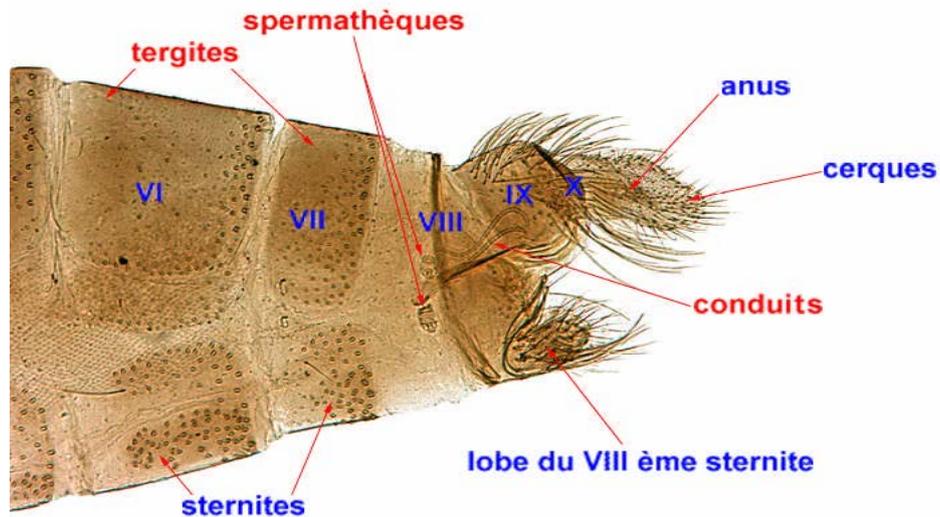


Figure7: l'extrémité postérieure de l'abdomen femelle sous microscope optique (IRD, 2000).

La distinction entre un imago mâle et un imago femelle de l'espèce *Phlebotomus perniciosus* est principalement permise, à l'œil nu, par la forme de l'abdomen (Dolmatova, 1971 ; Kettle, 1995; Lawyer, 2000; Rutledge, 2009).

Les phlebotomes adultes préfèrent le calme et la tranquillité des gîtes 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). 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 (19-20°) et qu'il n'y pas de vent (vitesse limite : 1m/sec). Une température faible ou trop élevée constitue autant de facteurs limitant l'activité des phlebotomes (Killick-Kendrick, 1999, Wasserberg et al., 2003). Certaines espèces sont attirés 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 (Leger et depaquit, 2001). La femelle,

seule hémaphysse (**Leger et Depaquit, 2001**), 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 sucres végétaux et de jus sucrés dont le mâle se nourrit exclusivement. Les pontes interviennent une semaine après le repas sanguin. 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**).

Durée de vie des adultes

La durée de vie des phlébotomes adultes est conditionnée par la température et l'humidité du milieu (**Bergman, 1996 ; Dolmatova, 1971 ; Leger, 1999**) : un environnement frais et humide est favorable à leur longévité. Les mâles vivent moins longtemps que les femelles. Ces dernières ont une durée de vie allant de deux semaines à deux mois en moyenne (**Lewis, 1971 ; Leger, 1999 ; Moulinier, 2003 ; Depaquit, 2008 ; Rutledge, 2009**).

Au cours de cette période, et bien que la majorité des femelles succombent lors de leur première ponte (**Dolmatova, 1971 ; Kettle, 1995 ; Bergman, 1996**) ou des pontes suivantes, certaines femelles peuvent accomplir plusieurs cycles gonotrophiques.

A.3. Répartition géographique des phlébotomes

A.3.1. Dans le monde

L'aire de la répartition des phlébotomes dans le monde est très vaste et se rencontre sur tous les continents, mais ne dépasse 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 (**Léger et Depaquit, 2002**). Les phlébotomes sont également fréquents dans le bassin méditerranéen et en Afrique du nord (**Dedet et al, 1984**).

A.3.2. En 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**). En Algérie, la leishmaniose constitue un problème de santé public. Bellazoug et al (1991) in **Boudrissa (2006)** ont donné la classification des 24 espèces décrites en Algérie: 14 appartiennent au genre *Phlebotomus* et 10 au genre *Sergentomyia*, quatre d'entre elles sont appliquées dans la transmission de cette parasitose, *phlebotomus perniciosus*, *phlebotomus perfileiwi*, *phlebotomus longicuspis* et *phlebotomus papatasi* (Tableau II).

Tableau II : Liste des espèces de phlébotomes existantes en Algérie en 2014

Sous Genre	Espèce
<i>Phlebotomus</i> (Rondani, 1943)	<i>P. (Phlebotomus) papatasi</i> (Scopoli, 1786)
	<i>P. (Phlebotomus) bergeroti</i> (Parrot, 1934)
<i>Paraphlebotomus</i> (Théodor, 1948)	<i>P. (Paraphlebotomus) sergenti</i> (Parrot, 1917)
	<i>P. (Paraphlebotomus) alexandri</i> (Sinton, 1928)
	<i>P. (Paraphlebotomus) chabaudi /riouxi</i> (Croset, Abonnec et Rioux, 1970)
	<i>P. (Paraphlebotomus) kazeruni</i> (Theodor et Mesghali, 1964)
<i>Larroussius</i> (Nitzulescu, 1931)	<i>P. (Larroussius) chadlii</i> (Rioux, Juminer et Gibily, 1966)
	<i>P. (Larroussius) ariasi</i> (Tonnoir, 1921)
	<i>P. (Larroussius) longicuspis</i> (Nitzulescu, 1930)
	<i>P. (Larroussius) perniciosus</i> (Newstead, 1911)
	<i>P. (Larroussius) perfiliewi</i> (Parrot, 1930)
	<i>P. (Larroussius) langeroni</i> (Nitzulescu, 1930)
<i>Transphlebotomus</i>	<i>P. (Transphlebotomus) mascittii</i> (Berdjane et al 2010)
<i>Sergentomyia</i> (Franca, 1920)	<i>S. (Sergentomyia) antennata</i> (Newstead, 1912)
	<i>S. (Sergentomyia) fallax</i> (Parrot, 1921)
	<i>S. (Sergentomyia) minuta parroti</i> (Adler et Theodor, 1927)
	<i>S. (Sergentomyia) schwetzi</i> (Adler, Theodor et Parrot, 1929)
<i>Parrotomyia</i>	<i>S. (Parrotomyia) lewisi</i> (Parrot, 1948)
	<i>S. (Parrotomyia) eremitis</i> (Parrot et Bouquet de Jolinière, 1945)
<i>Grassomyia</i>	<i>S. (Grassomyia) dreyfussi</i> (Parrot, 1933)
<i>Sintonius</i>	<i>S. (Sintonius) clydei</i> (Sinton, 1928)
	<i>S. (Sintonius) christophersi</i> (Sinton, 1927)
	<i>S. (Sintonius) tiberiadis</i> (Adler Theodor et Lourie, 1930)

B. Les phlébotomes et la transmission des leishmanioses

Les phlébotomes sont des insectes hématophages qui, par pique, transmettent à l'homme et à l'animal des maladies graves. Et peuvent également être vecteurs de virus du genre *Phlebovirus*. L'espèce *Phlebotomus perniciosus* est un vecteur reconnu du sérotype toscan ou virus Toscana (**Charrel ,2007 ; Depaquit ,2008 ; Depaquit ,2010**), la maladie de Carrion (bartonellose causé par une bactérie : *Bartonella bacilliformis*) et plus particulièrement les leishmanioses provoquées par des protozoaires appartenant au genre *leishmania* (**Dolmatova et Demina, 1971**).

C. Le parasite Leishmania

C.1. taxonomie

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. Grobber, 1905

Genre: *Leishmania* Ross, 1903

C. 2. Cycle du parasite et transmission

Suite à un repas sanguin sur des mammifères infectés par *leishmania*, les phlébotomes femelles sont contaminés par ces parasites. Les interactions hôtes invertébrés-*Leishmania* qui régissent le développement de stades parasitaires infectieux sont le plus souvent très spécifiques. Chaque espèce de *leishmania* étant inféodée à une seule ou à quelques espèces seulement de phlébotomes (**Leger et Depaquit, 2001**).

Très rapidement après ingestion du sang par les diptères, celui-ci coagule dans leur intestin moyen (mésenteron). Vingt quatre heures sont nécessaires pour qu'il soit circonscrit par une membrane dite péritrophique synthétisée par les cellules épithéliales du tube digestif et composée de chitine et de glycoprotéines. C'est dans ce bol alimentaire que les amastigotes ingérés se différencient en promastigotes. Ceux-ci se divisent activement tout d'abord sous une forme trapue dite procyclique (24-48 heures après l'infection) puis ils vont se transformer en formes très fuselées, appelées nectomonades. Vers le 3^{ème} jour, la membrane péritrophique commence à se fragmenter et les résidus du repas sanguin sont partiellement excrétés de l'intestin médian. Les nectomonades qui s'échappent de l'enveloppe défectueuse vont alors se fixer via leur flagelle sur les microvillosités de l'intestin médian abdominal. Cette liaison évite leur élimination lors du transit intestinal. A des temps plus tardifs (4-5 jours), les nectomonades migrent vers l'intestin médian thoracique et se transforment en promastigotes dits métacyclique, très infectieux pour les hôtes mammaliens. Ces parasites, qui ne sont plus capables de se diviser, présentent un corps cellulaire très fuselé mais relativement court et un très grand flagelle. Ils sont doués par ailleurs d'une très grande motilité et vont s'accumuler entre 7 et 10 jours après l'infection au niveau de la valve stomodéale qui sépare le tube digestif médian du tube digestif antérieur. Les parasites à ce niveau pourraient constituer un bouchon et faciliter ainsi le reflux des promastiques métacycliques libres lors du pompage sanguin (**Antoine et al, 1999**).

Au cours de cette opération, 10 à 100 promastigotes métacycliques sont inoculés dans le derme d'un mammifère lors d'une prochaine pique. Les substances pharmacologiques actives contenues dans la salive de l'insecte provoquent une vasodilatation et une immunodépression locales favorables à l'installation du parasite (**Antoine et al, 1999**).

C.3. Physiopathologie

Les promastigotes métacycliques inoculés dans la peau au moment de la pique infectante sont phagocytés par des cellules hôtes (macrophages, monocytes, neutrophiles, cellules dendritiques).

L'interaction des leishmanies et des cellules repose sur la reconnaissance, à la face externe du parasite, de molécules de liaison par divers récepteurs sur la membrane cellulaire. Parmi les molécules de liaison, le lipophosphoglycane apparaît de plus en plus comme la molécule clé de la virulence des leishmania (**Antoine et al, 1999**).

A l'intérieur des cellules macrophagiques, les amastigotes sont localisés dans une vacuole parasitophore de pH très acide, dans laquelle ils survivent à la digestion par les hydrolases lysosomales. Le parasite entraîne dans le macrophage une baisse des capacités de production de dérivés oxygénés et nitrogénés, complétant ainsi les mécanismes d'échappement des leishmania à la digestion cellulaire (**Antoine et al, 1999**).

Après multiplication intracellulaire et éclatement de la cellule hôte, les amastigotes infectent localement de nouvelles cellules phagocytaires et éventuellement migrent vers d'autres tissus. Chez les sujets susceptibles, la maladie se déclare après plusieurs semaines, ou quelques mois d'incubation. En effet, les leishmanioses se distinguent cliniquement en leishmaniose viscérale (LV), dans lesquelles les parasites s'étendent à tous les organes du système des phagocytes mononucléés, et leishmaniose tégumentaires, dans lesquelles la multiplication intracellulaire des amastigotes reste localisée aux macrophages et aux cellules dendritiques de la peau ; leishmaniose cutanée (LC) et des muqueuses ; leishmaniose cutanéomuqueuse (LCM). Pourtant, même dans les cas de LC, les parasites peuvent également être transportés aux ganglions lymphatiques drainants et diffuser à d'autres sites cutanés comme dans la leishmaniose cutanée diffuse (LCD), ou aux muqueuses de la face comme dans la LCM. Mais ces formes cliniques sont elles-mêmes différenciées suivant des facteurs liés à l'hôte, et tout spécialement sa réponse immunitaire (**Dedet, 2009**) (figure8).

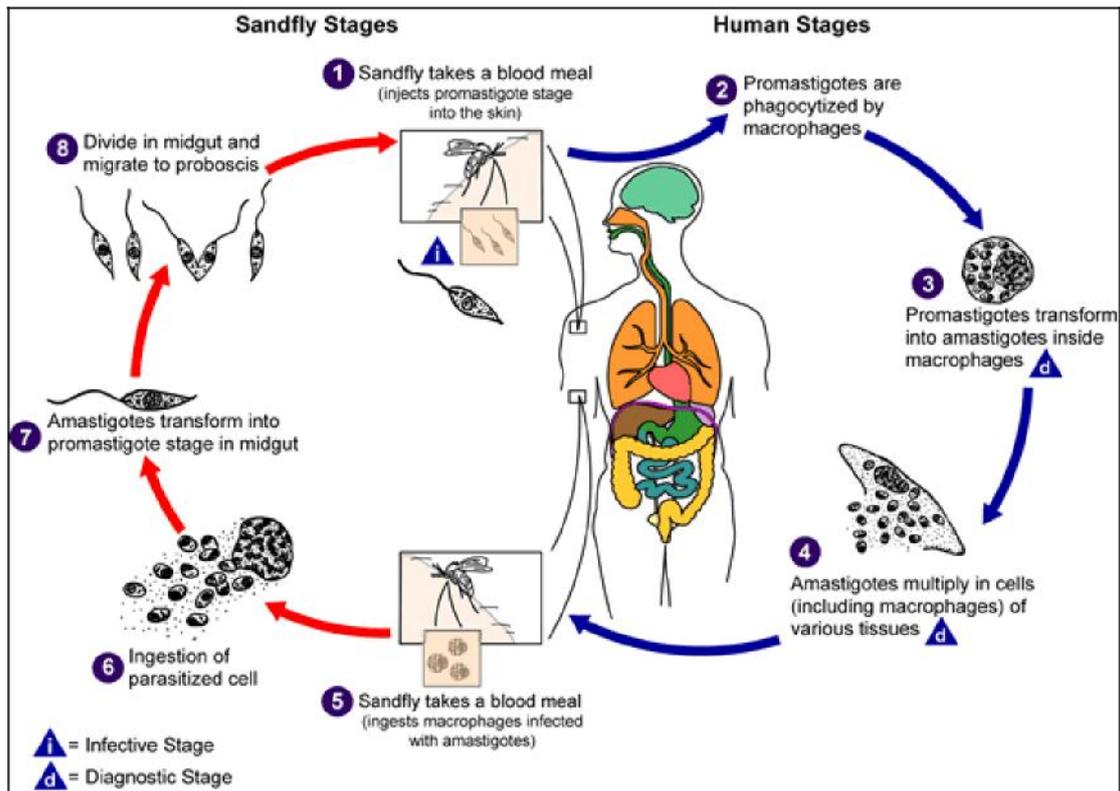


Figure 8 : Cycle de vie du parasite *Leishmania* (Centers for Disease Control and Prévention –Leishmaniasis).

D. Epidémiologie des leishmanioses

D.1. La leishmaniose viscérale

a. Dans le monde : on décrit la leishmaniose viscérale dans 61 pays sur 4 continents où environ 350 millions de personnes sont exposées au risque (www.who.int). Son incidence au niveau mondial est de 500000 cas par an dont 90% sont recensés dans 5 pays seulement (Inde, Népal, Bangladesh, Soudan, Brésil) (Marty et al, 2002). La LV est causé par différents complexes dont leishmania donovani dans le sub-continent indien et en Afrique de l’Est (LV anthroponotique) et la leishmania infantum dans le bassin méditerranéen (*L. infantum*) et dans le nouveau Monde (*L. chagasi*) (LV zoonotique) (Guerin et al, 2002).

b. En Algérie : elle s’étend sur toute la partie nord au niveau des étages bioclimatiques humide et sub-humide (Bachi, 2006). Par ailleurs, de nombreux cas ont été signalés dans les régions semi arides et arides reporté récemment dans l’extrême sud à Tamanrasset et à Illizi (Benallal et al, 2013 a et b).

A coté des anciens foyers (Tizi Ouzou, Boumerdes, Médéa et l'Est de Constantine), des nouveaux sont apparus : Annaba et Collo (Est), Mitidja, la Chiffa, Chlef (centre) et Tlemcen, Oran (Ouest) (**Harrat et al, 1995**). Le foyer le plus actif reste celui de la grande Kabylie qui regroupe à celui seul près de 50% de cas (**Harrat et al, 1992**) : il comprend la région de Tizi Ouzou, Bouira et de Boumerdes. Le foyer de la petite Kabylie englobe une partie de ces wilaya et s'étend jusqu'à Collo à l'Est, et déborde jusqu'à Sétif. Les zones les plus touchées concernant Jijel, Mila, Constantine et Skikda. Le parasite de la maladie a pour réservoir le chien domestique et le chacal (**Bellazoug, 1986 b ; Bessad et al, 2012**) et comme vecteur principal *Phlebotomus perniciosus* (**Izri et al, 1990**). Cette forme touche surtout les enfants en raison de leur faible immunité (**Dedet, 2009**). La LV pose un réel problème de santé publique en Algérie, le taux de létalité de la LV est de l'ordre de 6% (**Harrat, 2010**).

D.2. la leishmaniose cutanée

a. dans le monde : La leishmaniose cutanée est endémique dans 70 pays, dont sept pays seulement enregistrent 90 % de cas de LC dans le monde : Afghanistan ; Algérie ; Syrie ; Arabie Saoudite ; Brésil ; Pakistan ; et Pérou. (**Desjeux P, 2004**).

b. dans l'Algérie : la LC qui sévit sous deux entités épidémiologiques distinctes, la leishmaniose cutanée du nord limitée au nord du pays (**Harrat et al, 1995**) et la leishmaniose cutanée zoonotique largement répartie au centre et au sud. La fin des années 1990 a été marquée par une recrudescence alarmante de cette forme de leishmaniose.

Les principaux réservoirs sont *Psammomys obesus* et *Meriones shawi* et l'insecte vecteur est *Phlebotomus papatasi* (**Izri et al, 1992**).

Les retombées socio économiques des leishmanioses sont importantes : fardeau financier pour le secteur de la santé, pertes des récoltes de céréales et des cultures maraichères engendrées par les rongeurs, baisse de fréquentation touristique dans les à risque, absentéisme, préjudice esthétique dus aux cicatrices indélébiles.

Etant donné qu'aucun vaccin n'est encore disponible, le traitement de la leishmaniose reste limité à quelques médicaments, assez toxiques et coûteux.

E. Élevage des phlébotomes

E.1. Intérêt

L'élevage des phlébotomes a pour but d'obtenir, d'une femelle isolée, des œufs, des larves, des adultes mâles et femelles, pour étudier la morphologie de chaque stade et le cycle de développement de l'espèce considérée, dans les conditions expérimentales.

E.2. Conditions de l'élevage

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

On pourra ainsi noter le nombre d'œufs pondus par une femelle, le nombre de jours écoulés entre le repas de sang et la ponte, la date d'éclosion des œufs, le temps de survie de la femelle après la ponte, la date des mues successives des larves, les dates des nymphes et celles des éclosions des adultes (**Abonnenc,1997**).

E. 3. Mesures de sécurité

Les mesures de prévention ayant pour but la diminution de la propagation de la maladie doivent se baser sur le contrôle de la transmission zoonotique et de la transmission anthroponotique. Dans la transmission zoonotique, il est conseillé d'éviter le contact avec le vecteur, ce dernier est plutôt actif après le coucher du soleil et pendant la nuit dans les régions chaudes.

Les mesures de prévention recommandées par l'organisation Mondiale de la Santé sont fondées sur les mesures d'hygiène du milieu et la lutte contre les vecteurs et les réservoirs (**Anonyme, 2008**). Mais cette lutte est complexe, longue et nécessite l'intervention de plusieurs secteurs. Ces mesures ne s'appliquent pas de façon systématique et nécessitent des adaptations selon les pays et les régions (**Anonyme, 1993**).

De plus, il faut mettre en place des techniques de prophylaxie, telles que l'application d'insecticides péri ou intra domiciliaires (utilisation courante de Pyréthroïde), et aussi l'utilisation de moustiquaires imprégnées d'insecticide. Ces moyens de prévention (application d'insecticides maison et moustiquaires), ont été prouvés

comme moyens de contrôle efficaces pour des foyers de leishmaniose cutanée en Afghanistan, Syrie, et pour la leishmaniose viscérale au Népal et au Soudan.

En outre, des études concernant la protection des chiens grâce à l'imprégnation des colliers avec de la deltaméthrine, montrent une efficacité prometteuse. De plus, l'amélioration des systèmes de diagnostic, de surveillance et de traitement des chiens malades semble nécessaire.

Dans la transmission anthroponotique, il est conseillé d'améliorer les systèmes de surveillance, de diagnostic précoce et le suivi des cas de résistance. Cela dans le but d'éviter la propagation de la maladie surtout vers les régions non endémiques **(Roqueplo, 2003)**.

Chapitre II

Présentation de la région d'étude

III. Présentation de la région d'étude

1. Situation géographique

La région de Médéa est située dans le centre du pays au cœur de l'Atlas Tellien, elle constitue une zone de transit entre le Telle et le Sahara, et entre les Hauts Plateaux de l'Est et ceux de l'Ouest. Elle est délimitée au nord, par la wilaya de Blida, à l'ouest, par les wilayas de Ain Defla et Tissemsilt ; au sud, par la wilaya de Djelfa ; à l'est, par les wilayas de Msila et Bouira. D'une superficie de **8866 Km²** pour une population de **872.933** habitants (Léon cortés, Monographie de la commune de Médéa, Alger, Imprimerie algérienne 1909)) (figure 9).



Figure9 : situation géographique de la wilaya de Médéa (Anonyme, 2015).

2. la station d'étude :

La station choisie dans cette wilaya est la région d'Ouamri cette station a été sélectionnée selon différents critères à savoir : Le nombre des cas de patient atteint de leishmaniose ainsi que la richesse en animaux domestiques élevés dans le domaine agricole (figure 10).



Figure 10: Site de piégeage des phlébotomes coordonnées GPS : 36.243886°N ; 25.46639°E et 740 mètres d'altitude.

3. Caractérisation du climat de la zone d'étude

Les conditions climatiques sont dans l'ensemble favorables, La température, précipitation, et la vitesse moyenne mensuelle des vents.

3.1. La température

Les valeurs de températures moyennes mensuelles de la wilaya de Médéa sont comprises entre 13°C et 39°C, D'après le tableau (3), le maximum de température est enregistré au mois de juillet avec des valeurs oscillant entre 37,2 et 38,5°C. De même pour le mois le plus froid, représenté par le mois de janvier avec une moyenne de 16,6 durant 2010 à 2014.

Tableau 3 : Température moyenne mensuelle de 2010 à 2014.

Mois	Jan	Fév.	Mars	Avr.	Mais	Juin	Juil.	Aout	Sept	Oct.	Nov.	Déc.
Années												
2010	16.6	23.0	22.8	28.4	29.1	32.2	37.2	37.2	32.0	31.0	18.8	22.8
2011	18.5	13.4	18.5	26.0	28.4	33.6	38.5	36.9	33.5	27.3	20.7	18.1
2012	14.6	13.1	21.0	26.1	30.5	37.7	39.5	39.7	34.4	30.5	23.2	21.2
2013	17.3	17.0	20.5	25.7	26.2	34.9	38.2	36.9	35.5	35.5	27.5	14.5
2014	17.4	19.0	18.9	26.0	30.6	36.1	38.5	38.5	34.1	30.5	22.5	15.4

D'après le tableau 3 nous distinguons deux saisons, une saison froide qui s'étale de novembre à avril, et une saison chaude comprise entre le mois de mai à octobre (période de vie active des phlébotomes adultes).

3.2. Précipitation

Les précipitations mensuelles de la wilaya de Médéa sont importantes durant la période hivernale (tableau 4).

Tableau 4 : Quantité de précipitations moyennes mensuelles (en mm) de 2010 à 2014.

Mois	Jan	Fév.	Mars	Avr	Mai	Juin	Juil.	Aout	Sept	Oct.	Nov.	Déc.
Années												
2010	82.2	146.6	84.8	34.7	60.1	9.2	00	19.0	23.2	105.0	130.9	77.5
2011	91.7	163.5	71.1	144.4	119.9	24.1	4.2	7.0	3.0	58.3	149.6	65.3
2012	46.7	211.9	124.8	164.6	25.6	2.9	2.5	3.5	9.8	54.5	128.6	20.5
2013	114.5	122.2	78.7	76.1	155.1	11.0	1.2	26.0	24.9	13.4	138.4	92.6
2014	108.0	84.5	158.9	6.7	13.5	39.6	0.3	2.4	25.8	29.4	80.8	226.0

D'après le tableau 4 les précipitations sont importantes durant la période hivernale et ont lieu entre novembre et février, Cependant le mois le plus sec étant le mois de juillet dont les précipitations sont à l'état de trace (00 et 4mm).

3.3. Vent

Le vent constitue pour les phlébotomes un facteur écologique important. Il a une influence très marquée sur la répartition des espèces et sur leur degré d'activité. Il présente une action indirecte sur la prolifération et la distribution des phlébotomes, en activant l'évaporation et le refroidissement de l'air, il entraîne ainsi le confinement des insectes dans leurs gîtes de repos (Harrat, 2006). Le tableau 5 montre la vitesse moyenne mensuelle des vents durant la période 2010 -2014.

Tableau 5 : vent moyens mensuels (en m/s) de 2010 à 2014.

Mois	Jan	Fév.	Mars	Avr	Mai	Juin	Juil.	Aout	Sept	Oct.	Nov.	Déc.
Année												
2010	04.2	04.2	03.4	03.0	03.2	02.8	02.6	02.2	02.2	02.8	03.8	02.9
2011	02.1	03.1	03.6	02.2	01.5	01.9	01.5	02.0	02.4	02.4	03.1	02.1
2012	02.1	02.3	02.4	03.9	02.2	01.9	02.0	04.3	02.1	02.9	03.2	02.6
2013	04.0	03.7	04.7	02.9	02.9	02.7	02.5	04.4	02.1	01.8	02.3	01.3
2014	03.1	02.9	03.1	02.5	01.9	01.9	01.7	01.8	01.7	01.5	03.1	02.7

D'après le tableau 5 nous notons que la vitesse du vent est importante en hiver. La vitesse du vent durant la période hivernale (Janvier, Février et Mars) est le double de la saison estivale (Juin, Juillet et Aout).

3.4. Humidité

L'humidité de l'air est variable d'une saison à l'autre et au cours de la journée. A l'aube, l'humidité est maximale. Elle diminue notablement dès que le soleil se lève. Le tableau 6 montre le pourcentage d'humidité moyenne mensuelle de 2010 à 2014.

Tableau 6 : Humidité moyenne mensuelle (en %) de 2010 à 2014.

Mois	Jan	Fev	Mars	Avr	Mai	Juin	Jul.	Aout	Sept	Oct.	Nov.	Dec.
Année
2010	82	82	75	73	65	56	43	51	61	64	84	70
2011	78	81	75	67	69	61	53	49	61	69	81	84
2012	77	84	75	77	55	50	42	38	54	63	82	82
2013	83	80	77	68	71	57	52	47	68	59	84	82
2014	85	78	77	61	62	59	52	47	60	61	78	86

D'après le tableau 6, nous notons que le pourcentage d'humidité est plus élevé en hiver (novembre à février) qu'en été. Ce pourcentage s'étale de Novembre à février

4. Le diagramme ombre thermique de la région de Médéa

Durant la période de 2010 à 2014, la saison sèche s'étend du mi avril jusqu'à mi octobre (Figure 11).

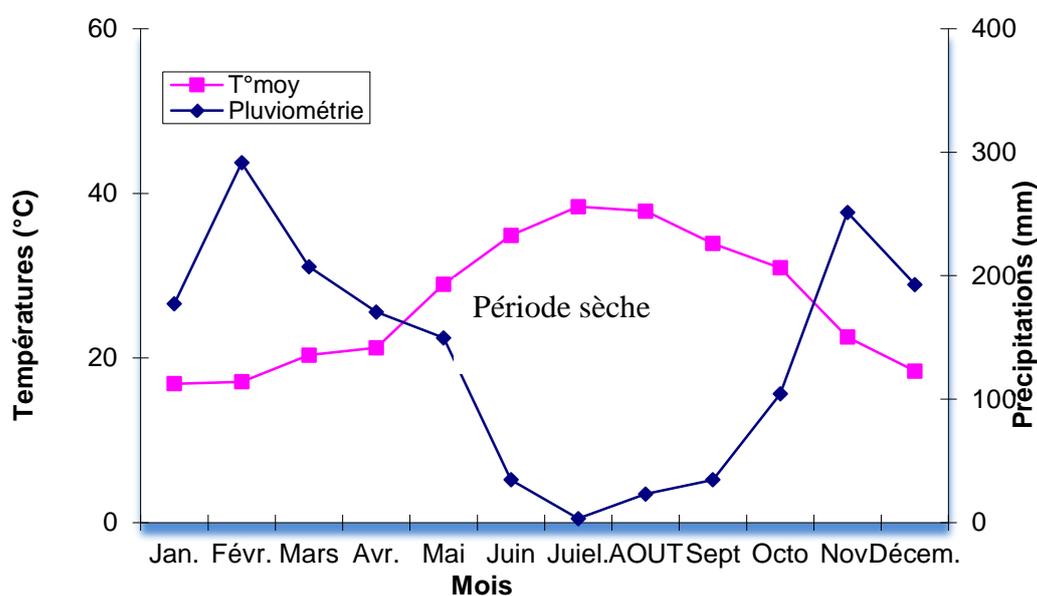


Figure 11 : Diagramme ombrothermique de la région de Médéa de 2010 à 2014.

5. Quotient pluviométrique et étage bioclimatique d'Emberger

Le quotient d'Emberger est spécifique du climat méditerranéen. D'après Stewart (1969), ce quotient Q a pour expression

$$Q = 3.43 P / (M - m) (M - m)$$

Q : Quotient pluviométrique d'Emberger.

P : Somme des précipitations annuelles exprimées en mm.

M : Moyennes des températures maximales du mois le plus chaud exprimé en C°.

m : Moyenne des minima du mois le plus froid exprimés en C°.

3.43 : Coefficient de Stewart établi pour l'Algérie.

Le Q2 nous a permis de localiser la région de Médéa sur le diagramme d'Emberger. Cet auteur a mis un zonage du bioclimat méditerranéen du plus sec vers le plus humide en combinant les données météorologiques et celle de la végétation.

D'après cette formule le quotient calculé est de l'ordre de 83, ce dernier, classe la région de Médéa dans l'étage bioclimatique humide à hiver frais (Figure12).

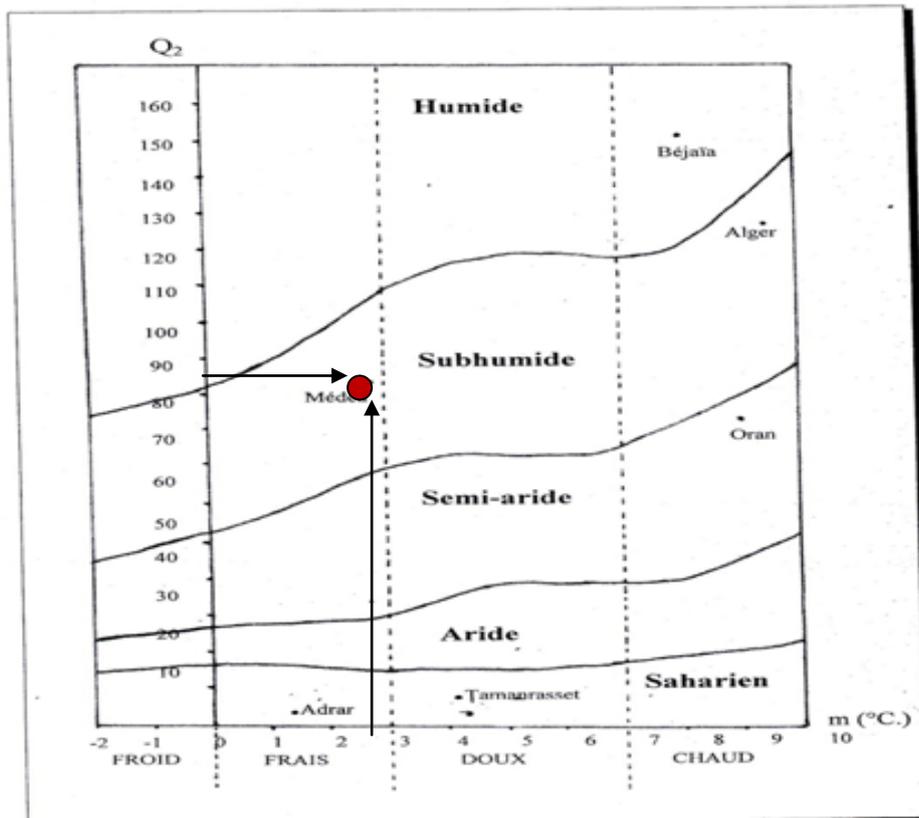


Figure 12 : Climagramme d'Emberger de la région de Médéa.

Chapitre III

Matériel et méthodes

IV. Matériel et méthodes

1. Matériels utilisés

1.1. Matériel non biologique : voir annexe 1.

1.2. Matériels biologique

258 de phlébotome ont été collectés dans un abri d'animaux (vache) situé dans le village d'Ouamri de la wilaya de Médéa à environ 100 km d'Alger.

2. Méthodes utilisées

2.1. Sur terrain :

Notre travail consiste à recenser durant la période allant de la mi-mai jusqu'à la mi-juin des phlébotomes présentes dans la région d'Ouamri.

2.1.1. Méthode de collecte des phlébotomes

La collecte des individus a été réalisée avec la méthode par le piège CDC. A l'aide du piège « CDC miniature Light Trap » qui est composé de :

-Un moteur assurant le fonctionnement du 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 une batterie de 6 volts suffisante pour assurer un fonctionnement pendant toute une 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.

- d'une masse (collecteur d'insectes) faite d'un tissu à mailles très serrées (figure13).



Figure 13 : le piège lumineux (CDC) installé à l'abri d'animaux (photo originale).

Les pièges ont été installés à l'intérieur d'abris d'animaux (étables) avant le coucher du soleil et récupérés le lendemain matin au lever du jour (ce qui correspond au maximum d'activité des phlébotomes) pour éviter le dessèchement et la mort des insectes, les phlébotomes sont mis à l'abri de la chaleur et la lumière dans un sac en plastique noir renfermant un papier imbibé d'eau qui sert à maintenir une bonne humidité durant leurs transports à l'institut pasteur d'Alger.

2.2. A l'insectarium

2.2.1. L'élevage des phlébotomes

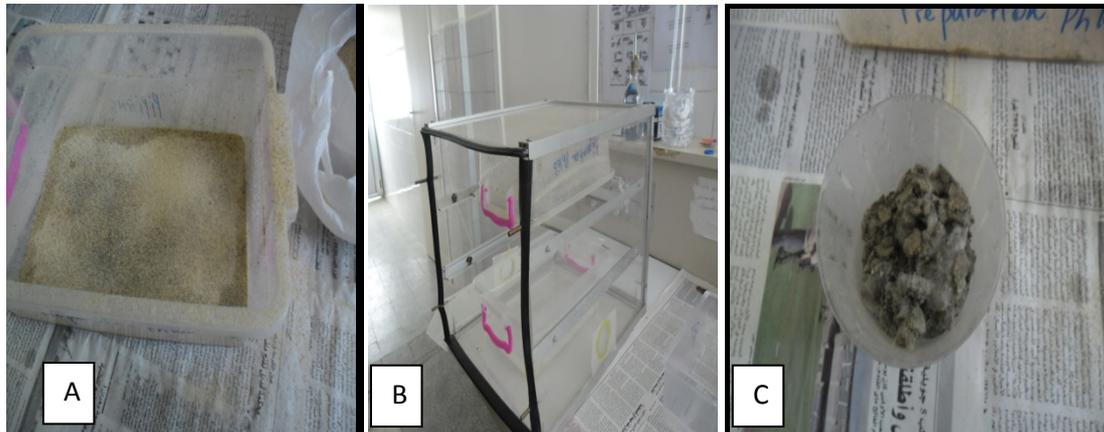
2.2.1.1. Condition d'élevage

L'élevage des phlébotomes nécessite trois conditions indispensables de laboratoire l'humidité qui doit être entre 70-80%, la température comprise entre 25-27c° et une obscurité presque complète.

a. Préparation de la nourriture des larves :

La préparation de la nourriture est de celle proposé par Young et al (1981). Il s'agit d'un mélange en quantité égale de crottes de lapin séchées et de la provende de souris de laboratoire, aliment composé de farine de blé et de soja. Ce mélange est étendu en

couche de quelques cm d'épaisseur au fond d'un bac de plastique, humidifié et laissé sécher pendant 5 minutes puis mis dans le fermenteur à température ambiante. Chaque jour, le bac est vérifié afin de contrôler le développement des champignons. Une fois la taille des micelles requise est atteinte (environ 4 cm de long), le bac est retiré et laissé sécher pendant 5 jours (figure 14).



A-Mélange des deux quantités. B- le bac dans le fermentateur. C- l'aliment prêt

A l'emploi

Figure 14: Les principales étapes de préparation de la nourriture des larves de phlébotomes (photo originale).

b. Les principaux dispositifs utilisés comme pondoires

Afin de choisir le dispositif le plus pratique et le plus adéquat pour assuré la ponte des femelles de phlébotome, trois types de pondoires ont été utilisés

b1. Piluliers en verre : le pilulier est un tube en verre (3X6 cm) tapissé à l'intérieur avec du papier Whatman humidifié à l'eau distillée (figure 15).



Figure 15 : Les pondoires piluliers en verre (photo originale).

b2. les boites en plastique : nous avons utilisé des boites en plastique trouée de part et d'autre (10X12 cm). Nous les avons tapissé avec du plâtre et conservé dans un endroit protégé de la poussière et des moisissures jusqu'à leur utilisation (figure 16).



Figure 16: Structure des pondoirs sous forme de boîte plâtrée (photo originale).

b3. Eppendorf : Nous avons aussi utilisé des tubes d'eppendorf (1X4 cm) tapissé avec du papier Wattman pour l'élevage des femelles (figure 17).



Figure 17 : pondoir tube eppendorfs (photo originale).

c. La préparation des cages ou chambre d'élevage

Les cages pour l'élevage, présentent une dimension (30x30x30 cm) en bois, elles sont recouvertes avec un tulle très fin. Pour éviter la fuite des phlebotomes adultes la maille de tulle est de 1mm² (figure 18).



Figure 18 : les cages d'élevage (photo originale).

d. La mise en cage des femelles pour la ponte:

Une fois au laboratoire, les phlébotomes sont transférés des pièges vers des cages à l'aide d'un aspirateur à bouche, et nourris avec du jus sucré (10%). Les phlébotomes femelles sont placées pendant 24 à 48h dans l'insectarium avec une température de $25 \pm 2^\circ\text{C}$ et une humidité de $70 \pm 20\%$ pour leurs adaptations au milieu (phase d'acclimatations). Chaque femelle est mise séparément dans un pondoir couvert avec un tulle et nourrie avec un jus sucré 10% (figure 19).

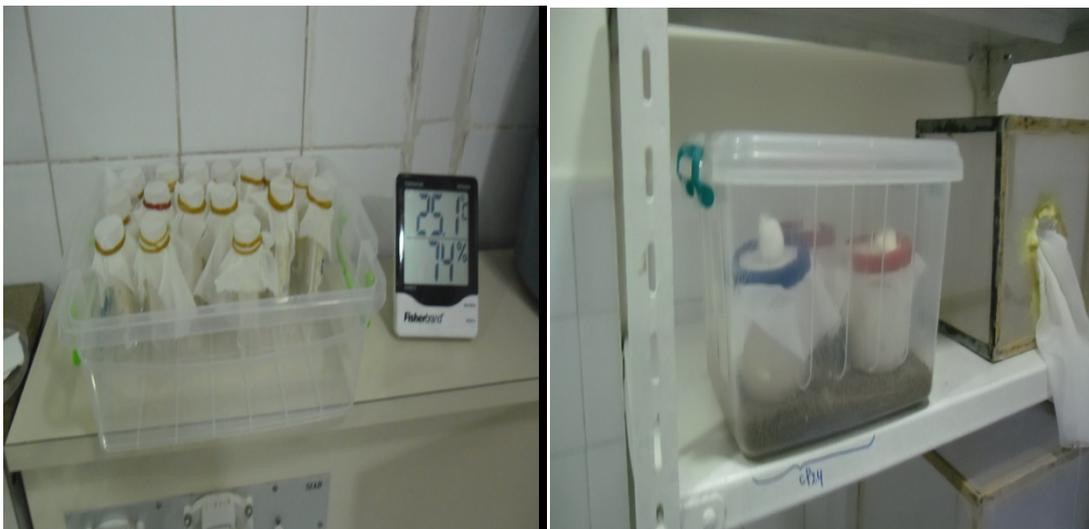
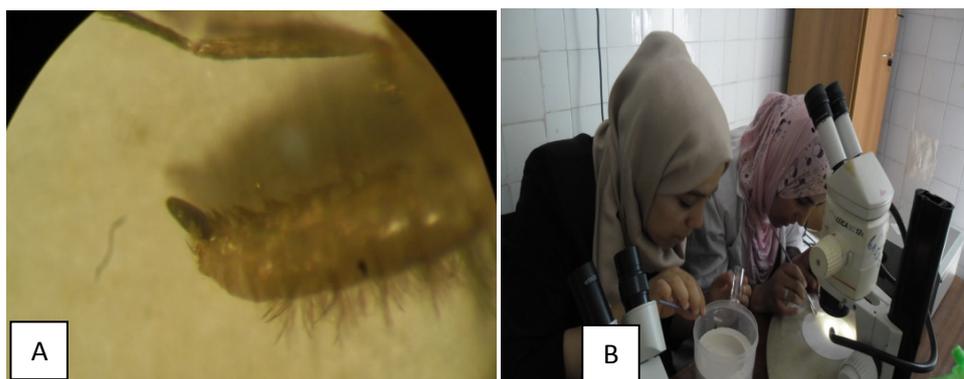


Figure 19 : les phlébotomes femelles dans les pondoirs (photo originale).

e. Surveillance des pontes ainsi que leurs éclosions

Les pondoirs sont vérifiés chaque jour sous loupe binoculaire LEICA MZ125 à la recherche d'une éventuelle ponte. Les femelles qui ont pondu sont récupérées afin de les identifier et de vérifier la présence éventuelle d'ectoparasites. Les œufs de chaque femelle sont comptés puis transférés dans une boîte tapissée de plâtre. Cette dernière est numérotée puis placée dans des boîtes en plastique contenant du sable mouillé (figure 20).



A-Femelle de phlébotome entrain de pondre ; B- transferts des œufs dans les pondoirs.

Figure20: Suivi des pontes (photo originale).

f. Conduite d'élevage des larves de phlebotomes

Une fois les œufs mis dans les pots en plâtre, la vérification est faite tous les deux jours à partir du jour de la ponte jusqu'à l'émergence (stade LI, LII, LIII, LIV, nymphe et émergence) sous loupe binoculaire. À chaque vérification, les pots sont saupoudrés de petites quantités de nourriture de larves.

Après l'émergence des adultes de la génération F0, les mâles et les femelles sont comptés et mis dans une cage, nourri avec jus sucré et laissés pour accouplement.

2.2.2. Gorgement des phlébotomes de la deuxième génération

3 à 5 jours après l'émergence, un repas de sang est fourni aux femelles en introduisant dans la cage la tête d'un lapin anesthésié par voie intra-musculaire avec un mélange (Kétamine 50mg/ml, acépromazine maléate 20mg/ml) à raison de 0,2 ml par Kg de

Kétamine et 10mg/0,5ml d'Acepromazine. Les femelles se gorgent en présence des mâles pour l'accouplement (figure 21).



Figure 21 : Technique d'égorgeage des phlébotomes femelles par un lapin anesthésié (photo originale).

Une fois les femelles gorgées, elles sont laissées au repos 3 à 4 jours pour la digestion du repas de sang avant de les transférer dans des pots individuels numérotés. Le suivi de développement s'est fait de la même manière que pour la première génération F0.

2.2.3. Identification des phlebotomes

L'identification des phlebotomes s'effectue selon deux techniques différentes :

a.Première méthodes par montage entre lame et lamelle.

Cette technique passe par plusieurs étapes à savoir :

a₁ .Eclaircissement préalable : cette étape est obligatoire et nécessite l'emploi du KOH. Son but est de faciliter l'observation des phlebotomes qui sont des insectes fragiles pourvus de nombreuses soies utiles à la diagnose. Il est donc nécessaire de les manipuler le moins possible et avec une grande délicatesse. Les échantillons de phlebotomes morts et conservés dans l'alcool 70% sont versés directement dans une coupelle de cristal munie d'un couvercle dans laquelle s'effectueront toutes les manipulations (Abonnenc, 1972). L'alcool est prélevé à l'aide d'une pipette pasteur munie d'une poire en caoutchouc. Plusieurs bains sont ensuite effectués:

- -Un bain dans la solution de potasse (KOH) à 20% pendant 2 heures.
- -Trois bains successifs de 15minutes chacun, dans de l'eau.
- -Un bain dans la solution de Marc-André (annexe 2) durant minimum 1heure de temps ou laisser au mieux toute la nuit (figure 22).



Figure 22: les étapes de l'éclaircissement des phlebotomes (photo originale).

a₂ .Montage temporaire: le montage des phlebotomes est réalisé sous loupe binoculaire. Après éclaircissement chaque phlebotome est monté directement entre lame et lamelle, dans une goutte de Marc-André à l'aide de deux aiguilles.

Le phlebotome est déposé en position latérale dans une goutte du milieu de montage. La tête est détachée du reste du corps à l'aide de fines aiguilles. Elle est ensuite orientée face dorsale afin de rendre plus aisée l'observation des armatures cibariales et pharyngienne.

Les pattes sont soigneusement étalées du côté ventral et les ailes du côté dorsal (figure 23).



Figure 23 : le montage des phlebotomes (photo originale).

Pour les mâles, l'armature génitale est disposée selon son orientation, pour les femelles la dissection du genitalia est parfois nécessaire pour dégager certaines structures internes utilisées pour la diagnose spécifique (Léger et al, 1983). Cette dissection se réalise dans le milieu de montage sous loupe binoculaire. Une fois la tête coupée, on maintient le thorax à l'aide d'une fine aiguille et on coupe l'abdomen au niveau de l'avant dernier segment. On isole alors, en se débarrassant des téguments et des tissus qui l'entourent, la furca avec les spermathèques.

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

b. Deuxième méthodes identification directement sous loupe binoculaire

Concernant les femelles qui ont pondu, elles sont mises au réfrigérateur pendant une vingtaine de minutes afin de les immobiliser. Immédiatement après la sortie du réfrigérateur (20 minutes), elles sont placées directement dans une goutte du liquide de Faure. Sous loupe binoculaire, et à l'aide d'une fine aiguille on coupe la tête, puis on maintient le thorax à l'aide d'une fine aiguille, on coupe l'abdomen au niveau de l'avant dernier segment puis couverte avec une lamelle. L'observation est réalisée l'aide d'un microscope optique.

Chaque spécimen est identifié suivant les critères d'identification d'Abonnenc (1972) et de Dedet (1984).

3. Exploitations des résultats par des indices écologiques et statistiques

Pour mieux exploiter ces résultats, nous avons utilisé des indices écologiques notamment celle de la richesse et de l'abondance relative. Nous avons aussi utilisé Les méthodes d'analyse statistique telles que l'analyse factorielle des correspondances.

3.1. Exploitations des résultats par les indices écologiques

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

3.1.1. La richesse spécifique S

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

3.1.2. L'abondance relative

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

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

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

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

N est le nombre total des individus toutes espèces confondues.

3.1.3. Estimation du sexe ratio et de la fertilité des œufs à travers les générations

a. Fertilité

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

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

fi : effectif femelles

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

ti : fertilité

b. Sex-ratio

Le sexe ratio est exprimé par le rapport numérique des mâles sur les femelles. On peut également utiliser le pourcentage par rapport au total des échantillons. On sait déjà que la sex-ratio est variable selon l'espèce, le mode et le lieu de piégeage.

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

3.2. Analyse du test d'égalité des variances

Afin de comparais le nombre d'œufs pondus par chaque femelle entre les générations, un test statistique a été effectué à savoir l'analyse du test d'égalité des variances (F-Test) au seuil de 5% avec le logiciel Excel 2007.

Chapitre IV

Résultats et discussion

V. Résultats

Notre étude a pour objectif la mise en place d'un élevage de *Phlebotomus perniciosus* et et le suivie du cycle de développement des différents stades à travers plusieurs générations.

I. Collecte des principales espèces de phlébotomes récoltés dans la région d'Ouamri (Médéa).

I.1. Résultats

L'utilisation des pièges lumineux (CDC) à l'intérieur d'abris d'animaux (étable) a permis de capturer 258 individus. L'identification morphologique a révélé la présence de 3 espèces. Il s'agit de *P. perniciosus* (figure 24) et *P. perfiliewi* appartenant au sous genre de *Larroussius* et *Sergentomyia minuta* appartenant au sous genre de *Sergentomyia*.

Les principaux caractères morphologiques qui ont permis identifications du sous genre *Larroussius* sont :

Chez le mâle :

- la présence de cinq longues épines (deux terminales et trois 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 aedéage long en baguette ou en lame aplatie.

Chez la femelle :

- la structure très caractéristique des spermathèques avec un réservoir annelé et une petite tête arrondie portée par un long cou,
- un pharynx armé de dents punctiformes.

Les principaux caractères morphologiques utilisés détermination du sous-genre *Sergentomyia* sont :

Chez le mâle

- le génitalia présente un style court et trapu, armé de quatre épines dont une terminale et trois autres insérées à des niveaux différents.
- Le lobe basal du coxite, étroit et court, porte des soies relativement courtes ; le lobe latéral est plus long que le coxite. Les valves péniennes sont en cône court à extrémité mousse et légèrement recourbée.

Chez La femelle

- munie de spermathèques dont le corps est annelé, présentant de trois à sept anneaux. Le segment terminal est dilaté. Les conduits sont striés sur toute leur longueur.
- Le pharynx postérieur présente une armature occupant moins du quart de la surface pharyngienne et formée de fortes écailles.

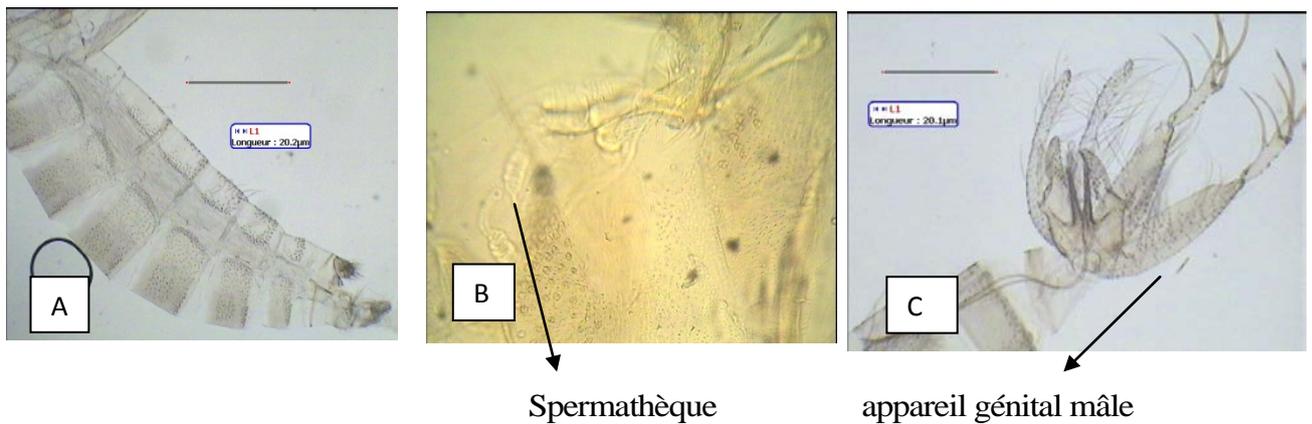


Figure24 : *Ph.perniciosus* : A : abdomen, B : spermathèque, C : génitalia mâle (photos originales) Gr X400.

II. Dénombrement des principales espèces capturées

II.1. Résultats

L'identification des spécimens collectés dans la région nous a donné les résultats suivants :

Tableau7 : Principales espèces des phlebotomes du sous genre *Larrousius* et *Sergentomyia* capturés dans la région d'étude d'Ouamri (vivants et mortes).

Espèce	Mâles	Femelles	Total
<i>P. perniciosus</i>	69	114	183
<i>P. perfiliewi</i>	20	36	56
<i>S. minuta</i>	11	08	19
Total	100	158	258

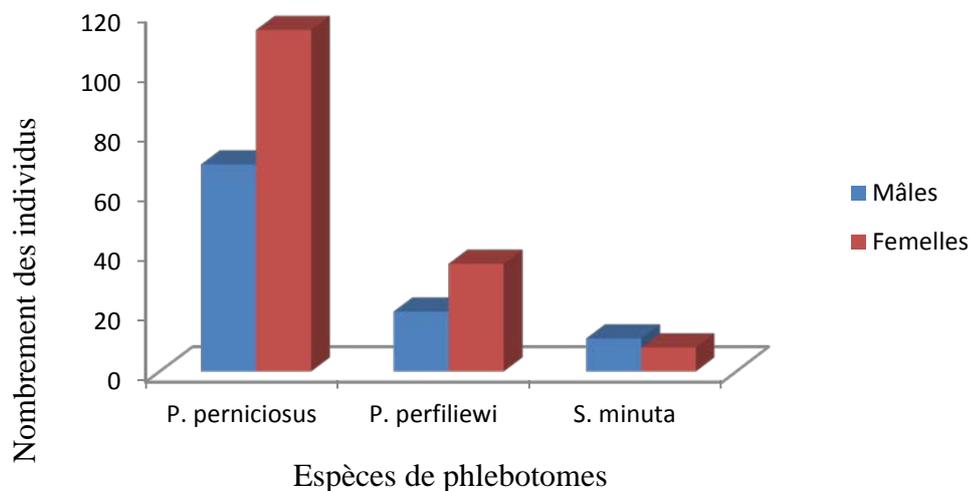


Figure 25 : Dénombre des individus des trois espèces capturées dans la région d'étude.

II.2. Interprétation

D'après le tableau (7) et la figure (25) nous notons la présence deux espèces du sous genre de *Larrousius* représenté par *P.perniciosus* et *P. perfiliewi* . Et une espèce du sous genre *Sergentomyia* de *S. minuta*, Parmi ces trois espèces recensées *P. Perniciosus* est la plus abondant dans la région d'ouamri (Médéa) avec un taux de 71% suivi par *p.perfiliewi* 21,7%

et *S.minuta* de 7,3%. De même nous notons que chez *P.perniciosus* et *P. perfiliewi* une dominance des femelles par rapport aux mâles. Cependant pour *S. minuta*, nous avons collecté au tant de femelles que de mâles.

III. Exploitations des résultats par les indices écologiques

a. La richesse spécifique S

Nous avons réalisé un prélèvement au mois de Mai, trois espèces ont été capturées, la richesse spécifique S est égale à 30%.

b. L'abondance relative

$$AR\% = \frac{ni}{N} \times 100$$

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

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

N est le nombre total des individus toutes espèces confondues.

Les résultats obtenus de l'abondance relative (AR%) sont représentés dans le tableau (8).

Tableau 8 : représente l'abondance relative (AR%) des trois espèces.

Espèce	Total i	Total N	AR%
<i>P. perniciosus</i>	183	258	71%
<i>P. perfiliewi</i>	56	258	21,7%
<i>S. minuta</i>	19	258	7,3%

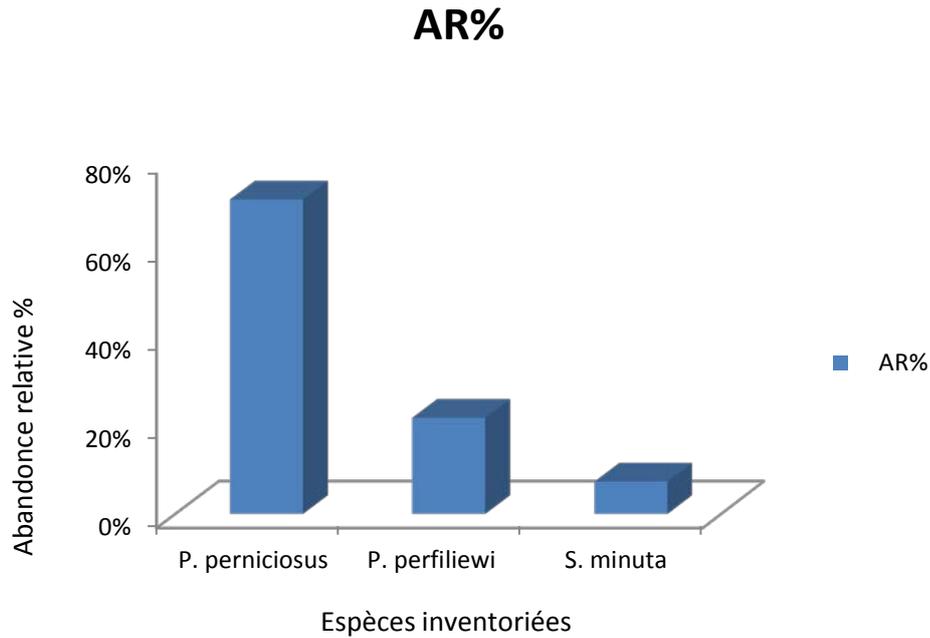


Figure 26 : L'abondance relative des principales espèces recensées dans la région d'Ouamri (Médéa).

D'après le tableau 8 et la figure 26 nous notons que l'espèce la plus abondante dans la région d'Ouamri (Médéa) correspond à *P. Perniciosus* avec un taux de **71%** suivi par *p.perfiliewi* **21,7%** et *S.minuta* de **7,3%**.

IV. Evaluation de la fertilité des œufs et du sexe ratio des individus nés.

IV.1. Estimation de la fertilité des œufs des espèces de phlébotomes à travers les générations

Le nombre d'œufs déposés par femelle a été noté, chaque jour. La date de la dernière ponte a été relevée.

IV.1.1. Fertilité de la génération parentale (F0)

a. Résultats

Nous avons suivi la ponte des 9 femelles des phlébotomes, 8 femelles de l'espèce *P.perniciosus* et une femelle de espèce *P.perfiliewi*. La fertilité des œufs de chaque espèce est représentée dans le tableau 9.

Tableau 9: représente la fertilité des œufs (F%) de *P. Perniciosus* et *P. Perfiliewi* concernant de la première génération.

Espèce	Œufs éclos	Total des œufs	Fertilité
<i>P. perniciosus</i>	124	158	78%
<i>P. perfiliewi</i>	25	25	100%

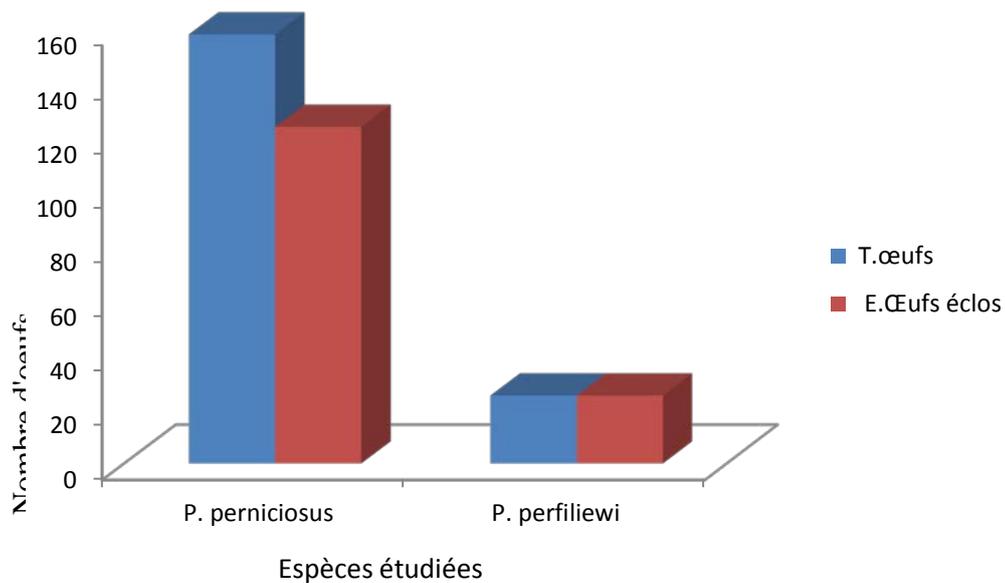


Figure 27 : Estimations de la fertilité des œufs des deux espèces étudiées.

b. Interprétations

D'après le tableau 9, et la figure 27 nous notons que la fertilité pour les deux espèces dépasse le 50%. Pour *P. Perfiliewi* tous les œufs pondus ont éclos, la fertilité est de 100, de même pour *P.perniciosus* la fertilité est estimée à 78% .

IV.1.2. Fertilité de la première génération (F1)

La ponte des 9 femelles des phlébotomes, de l'espèce *P.perniciosus* est reportée dans le Tableau 10.

a. Résultats

Tableau 10: représente la fertilité des œufs (F%) de *P. Perniciosus* concernant de la deuxième génération.

Espèce	Œufs éclos	Total des œufs	Fertilité
<i>P. perniciosus</i>	87	328	26,52%

b. Interprétations

D'après le tableau 10 nous notons une diminution dans le nombre d'œufs pondus .A la première génération, de 328 œufs pondus seulement 87 œufs en éclos, la fertilité est estimée 26,52%.

IV.2. Estimation du sexe ratio des individus nés en fonction des espèces les deux générations

IV.2.1. Résultats

Le sexe ratio est exprimé par le rapport numérique des mâles par rapport aux femelles .Nous pouvons aussi l'estimer par rapport au total des individus (tableau 11).

Tableau 11 : Distribution du sex-ratio en fonction des espèces pour chaque génération.

	Espèce	Femelle	Mâle	Sexe ratio
F0	<i>P. perniciosus</i>	63	61	0,96
	<i>P. perfiliewi</i>	13	12	0,92
F1	<i>P. perniciosus</i>	46	41	0,89

F0 : Génération parentale, F1 : Première génération.

IV.2.2. Interprétations

D'après le tableau 11 nous notons que le sex-ratio est très proche de 1. Ceci traduit que nous avons autant de mâles que des femelles et ceci pour les trois espèces étudiées et pour les deux générations.

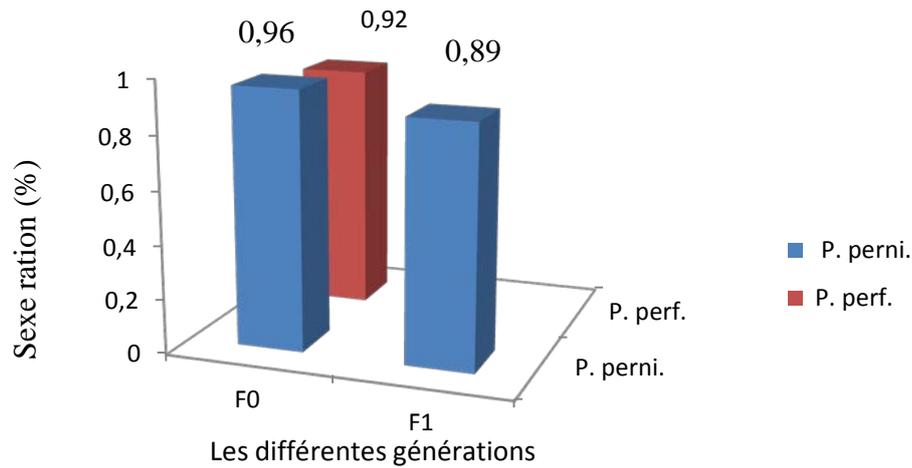


Figure 28 : Evaluation du sexe ration des deux générations des deux espèces de phlebotomes étudiées.

F0 : Générations parentale ; P.perf : *P. Perfileiwi*.

F1 : Première génération ; P.perni : *P. Perniciosus*.

V. Evaluation des taux de mortalités en fonction du dispositif d'élevage et de ponte des femelles de phlébotomes pour les différentes générations

V.1. Génération parentale F₀

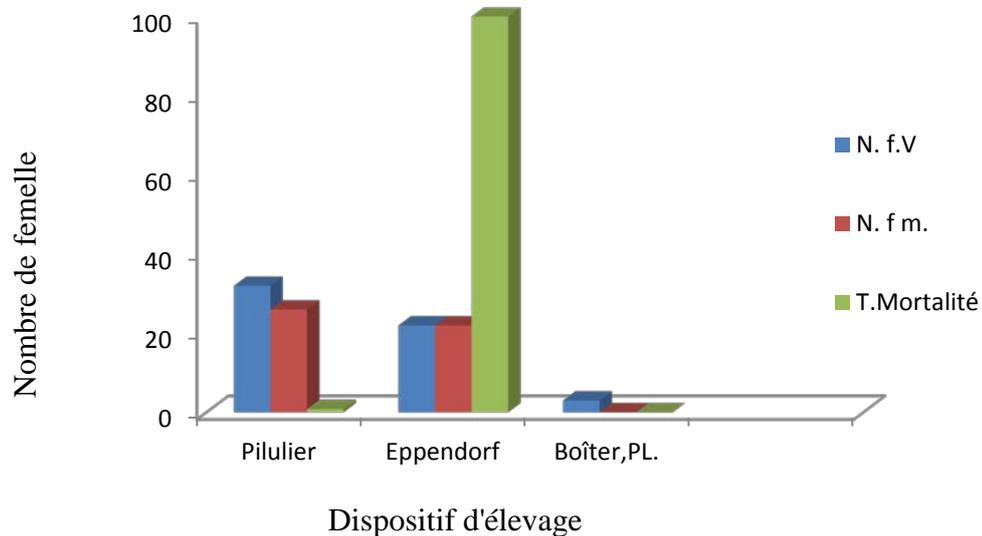
V.1.1. Evaluations des taux de mortalité des femelles en fonction des dispositifs d'élevage

a. Résultats

57 femelles vivantes sur les 158 femelles capturées, ont été placées dans trois dispositifs d'élevage différents pour la ponte, le taux de mortalités des femelles est représenté dans le tableau (tableau12).

Tableau12 : Estimation du taux de mortalité des femelles en fonction des pondoirs.

Pondoirs	Nombre de femelles Vivantes	Nombre de femelles mortes	Taux De Mortalité %
Pilulier	32	26	81%
Eppendorf	22	22	100
Boîte en plastique	3	0	0



.N.f.V : nombre des femelles vivants.

.N.f.m : nombre des femelles mortes.

.T.Mortalité : taux de mortalité.

Figure 29 : Evaluation du taux de mortalité des femelles en fonction du dispositif d'élevage.

b.Interprétation

D'après le tableau12 et la figure 29, nous remarquons que le meilleur dispositif pour l'élevage et la ponte des femelles sont les boites en plastique ou aucune mortalité n'a été

enregistré , Cependant pour les piluliers et les eppendorfs ,nous enregistrons un taux de mortalité important allant de 81% et 100% respectivement.

V.1.2. Estimation de nombre de ponte par femelle en fonction du dispositif d'élevage

9 femelles sur les 57 ont pondu, huit identifiées comme étant *Phlebotomus perniciosus* du pot de 1à8 et une femelle *P. perfiliewi* du pot 9 (Tableau 13).

Tableau 13 : Résultats de l'émergence des individus de chaque femelle.

Pot	Espèce	Œuf	Mâle	Femelle	Adulte
Pot n°1	<i>P. perniciosus</i>	27	6	7	13
Pot n°2		15	9	6	15
Pot n°3		14	5	7	12
Pot n°4		20	2	3	5
Pot n°5		28	12	16	28
Pot n°6		32	17	15	32
Pot n°7		7	3	3	6
Pot n°8		15	7	6	13
Pot n°9	<i>P. perfiliewi</i>	25	12	13	25
Total		183	73	76	149

D'après le tableau 13, nous enregistrons que de **183** œufs pondus ,**149** en donné des adultes soit un taux de 81,4% d'individus viables. Ces derniers ont servi pour la génération suivante F₁. Le développement de *P. perniciosus* ainsi que *P. perfiliewi* de l'œuf au stade adulte dure environ un mois, les mâles émergent les premiers suivis par les femelles deux jours après.

V.1.3. Devenir des femelles non fertile

Au cours du suivi du développement des larves, le pot n°7 contenait des acariens de l'espèce *Ledermuelleria dyemkoumai* (Abonnenc, 1970) (figure 30 A), et des filaires de l'espèce *Anandranema phlebotophaga* (George et al, 1993) (figure 30 B et C).

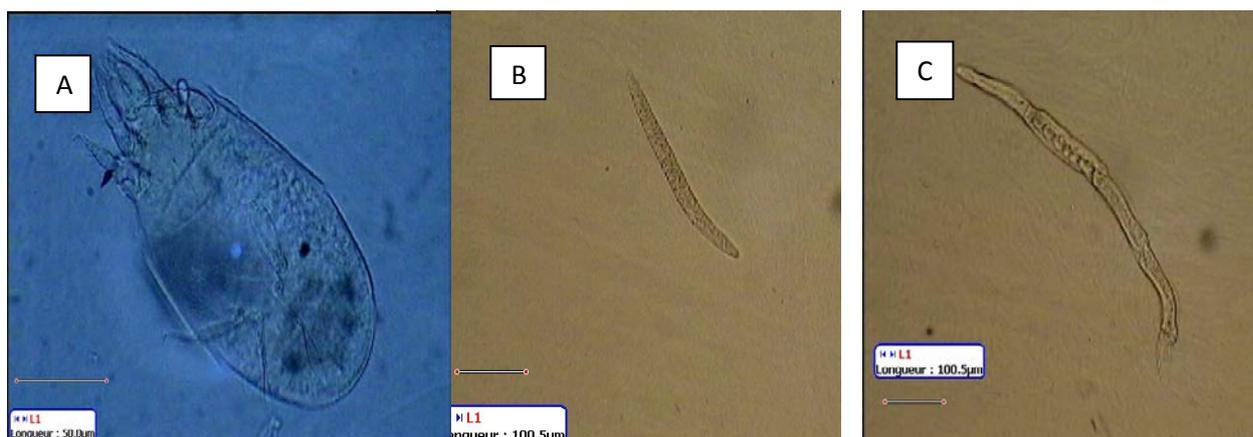


Figure 30 : A : acarion ; B : nématode immature ; C : nématode mature Gr X 400(photos originales).

V.2. Première génération F1

V.2.1. Evaluations des taux de mortalité des femelles en fonction des dispositifs d'élevage

a. Résultats

Parmi les 63 femelles de *P. perniciosus* qui ont émergé, seules 30 femelles ont été mises dans les pondoirs (piluliers) et les autres sont mortes. Concernant le pot n°7 qui contenait les filaires et les acariens les œufs ont été mis dans une boîte en plastique plâtrée a part pour éviter la contamination des autres pots (tableau14).

Tableau 14 : La mise en ponte des femelles dans les différents dispositifs de pontes.

Pondoir	Pilulier	Boîte en plastique	Total
Nombre des femelles X/Y	60/51	3/3	63/54

X : le nombre des femelles vivantes mise dans les pondoirs.

Y : le nombre des femelles mortes sans pondre.

b. Interprétations

D'après le tableau 14, on note que seulement 9 femelles ont pondu dans les piluliers et les autres sont mortes sans pondre. De même pour les femelles placées dans les boîtes en plastiques.

V.2.2. Estimation de nombre de ponte par femelle en fonction du dispositif d'élevage

a. Résultats

Sur 63 femelles 9 ont pondu, les autres sont mortes. Les œufs de chaque femelle sont comptés et mis dans des pots numérotés (tableau15).

Le pot N°1 et N°2 contenaient les œufs de quatre femelles

Tableau15 : Résultats de l'émergence(F_1) de chaque femelle.

Pots	Œuf	Mâle	Femelle	Adultes
Pot n°1	129	18	12	30
Pot n°2	108	1	6	07
Pot n°3	30	10	10	20
Pot n°4	30	9	15	24
Pot n°5	20	3	3	06
Pot n°6	1	0	0	0
Pot n°7	10	0	0	0
Total	328	41	46	87

a. Interprétation

D'après le tableau 15 on note que sur les 328 œufs pondus, seul 87 individus ont achevé leur développement jusqu'au stade adulte. Le développement de *P. perniciosus* de l'œuf au stade adulte dure environ un mois, les mâles émergent les premiers suivis par les femelles deux jours après.

V.2.3 .Devenir des œufs non fertiles

L'infertilité de 328 œufs pondus, dans le pot N° 6 et 7 est dû à la contamination de ces derniers par un champignon *Penicillium. sp* qui les a détruit avant leurs éclosions.

VI. Analyse du test d'égalité des variances

La comparaison du nombre d'œuf pondu par chaque femelle entre les deux générations révèle un nombre important d'œufs pondu au laboratoire ce qui est confirmé par l'analyse du test d'égalité des variances (F-Test) avec un $p = 7.26 \cdot 10^{-5}$ exprimant une différence significative entre les deux générations (tableau 16).

Tableau 16: Estimation de la moyenne d'œuf pondu par femelle par génération.

Génération	Nombre d'œuf pondu
F0	19.75 ± 8.55
F1	40.86 ± 50.39

D'après le tableau 16 on note que La comparaison du nombre d'œuf pondu par chaque femelle entre les deux générations étudiées exprimant une différence significative entre les deux générations.

VI.1. Calcul de la moyenne et de l'écartype de chaque génération

VI.1.1. Résultats

Au cours du suivi le développement, la date d'apparition de chaque stade (gorgement, œuf, LI, LII, LIII, LIV, nymphe, et émergence) est notée. Nous avons calculé la moyenne et l'écartype de chaque stade des deux générations de l'espèce *P.perniciosus* ainsi que l'espèce *P.perfilewi*. Les résultats détaillés sont rapportés dans le tableau 17.

Tableau 17: moyenne et écart type du développement des phlebotomes.

Stades /espèces	<i>Ph. perniciosus</i> F0	<i>Ph. perniciosus</i> F1	<i>Ph. perfiliewi</i>
Œufs	5,75 ± 0,88 j	5,4 ± 2,19 j	5 j
L1	6,75 ± 1,16 j	6,4 ± 0,54 j	4 j
L2	4,5 ± 1,06 j	6,2 ± 0,83 j	4 j
L3	3,75 ± 1,16 j	3 ± 0,7 j	4 j
L4	3,37± 0,91 j	3 ± 1 j	3 j
Nymphe	6,87± 0,99 j	6,6 ± 1,34 j	5 j
Adulte	9,12± 1,8 j	9,2 ± 1,09 j	10 j

j : jour.

VI.1.2. Interprétation

D'après le tableau 17 on note que le développement totale de l'œuf jusqu'au stade adulte dure environ un mois pour les deux générations de l'espèce *P.perniciosus* ainsi que l'espèce *P.perfiliewi*. Après le gorgement des femelles, la maturation des œufs dure en moyenne 5 jours pour les deux générations de *P.perniciosus* ainsi que pour *P.perfiliewi*, et apparition de soie caudale visible par transparence (figure31).

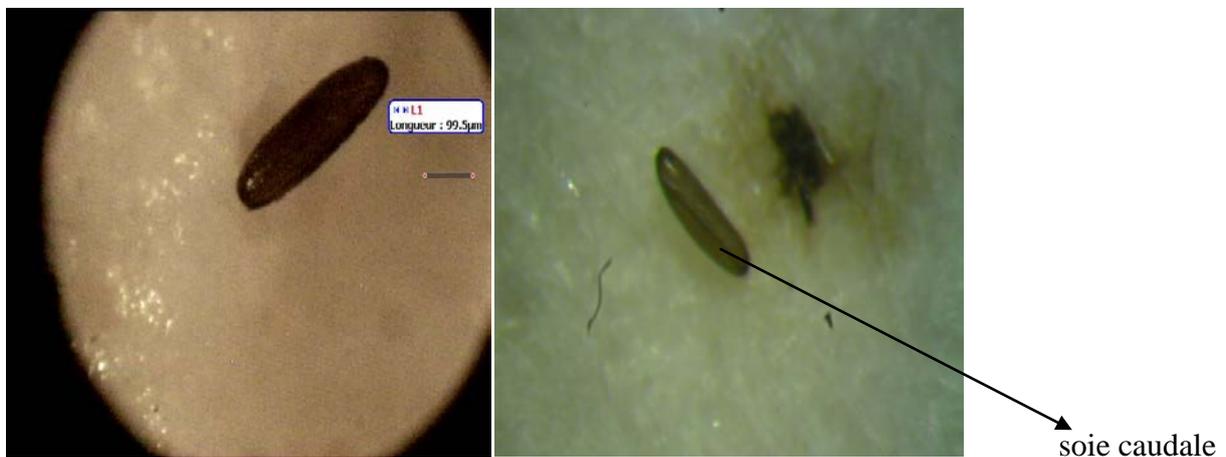


Figure 31 : Structures des œufs (photos originales).

- L'éclosion des œufs est libération des larves stade I dure en moyenne 6 jours pour les deux générations de *P.perniciosus* et 4 jours pour *P.perfiliewi*. Ce qui caractérise la larve stade I est la présence de 1 paire de soie caudale (figure 32A).

- Le passage de stade I au stade II dure en moyenne 4 jours chez *P. perniciosus* (F0) et *P. perfiliewi* de la génération parentale. Contrairement la génération F1 a une durée moyenne de 6 jours. Ce qui caractérise larve stade II est la présence de 2 paire de soies caudales (figure 32B).

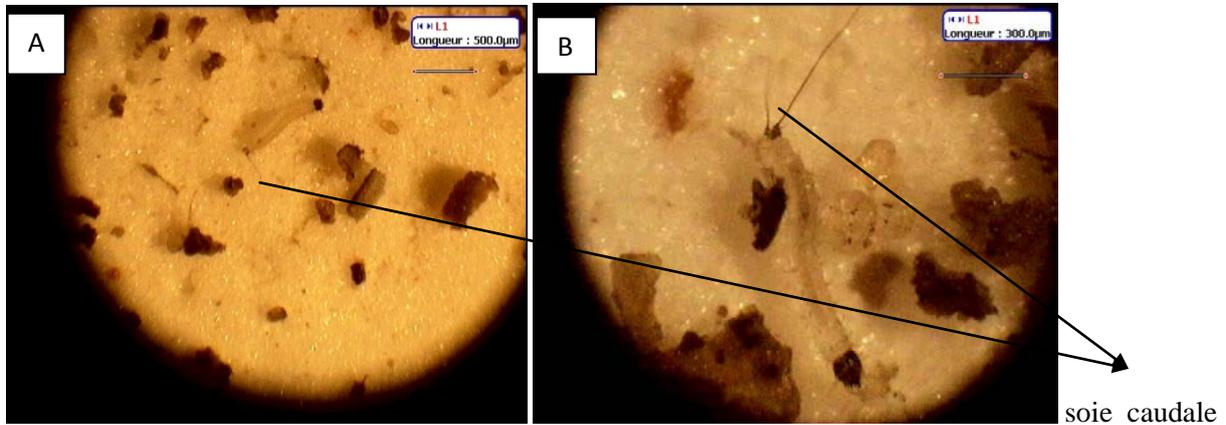


Figure 32 : A : larve du stade I, B : larve du stade II (photos originales).

- Le passage de stade II au stade III dure en moyenne 3 jours pour les deux générations de *P. perniciosus* et 4 jours pour le *P. perfiliewi*, stade III caractérise par la formation de plaque dorsale du dernier segment abdominal (figure 33 A).
- Le passage de stade III au stade IV dure en moyenne 3 jours pour les deux générations de *P. perniciosus* ainsi que pour *P. perfiliewi*, au stade IV la plaque dorsale noir bien visible du dernier segment (figure 33 B).

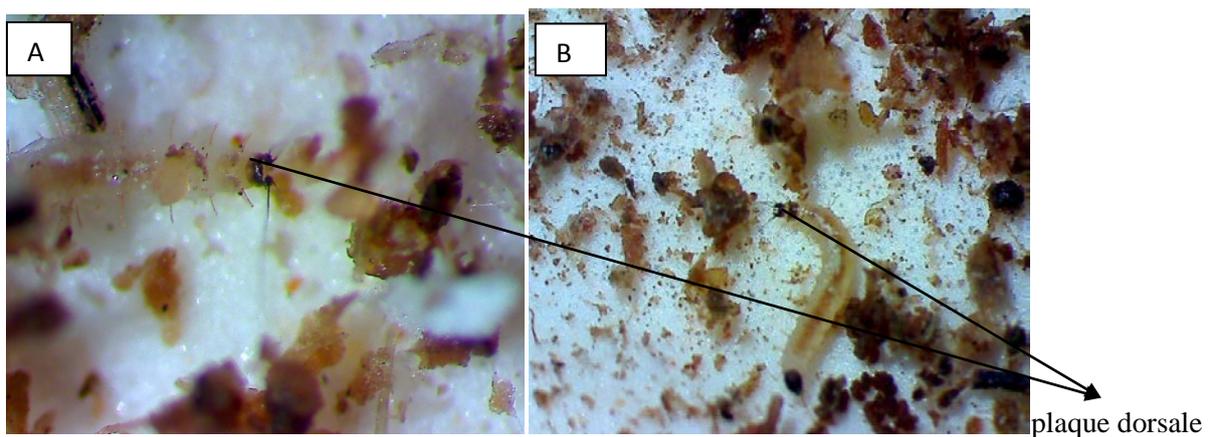


Figure 33 : A : larve du stade III, B : larve du stade IV (photos originales).

- Le passage du stade IV au stade nymphal dure en moyenne 6jours pour les deux générations de *P.perniciosus* et 5 jours pour le *P.perfiliewi* (figure 34 A).
- Le passage de nymphe à l'adulte dure en moyenne 9jours pour les deux générations de *P.perniciosus* et 10jours pour le *P.perfiliewi* (figure 34 B).

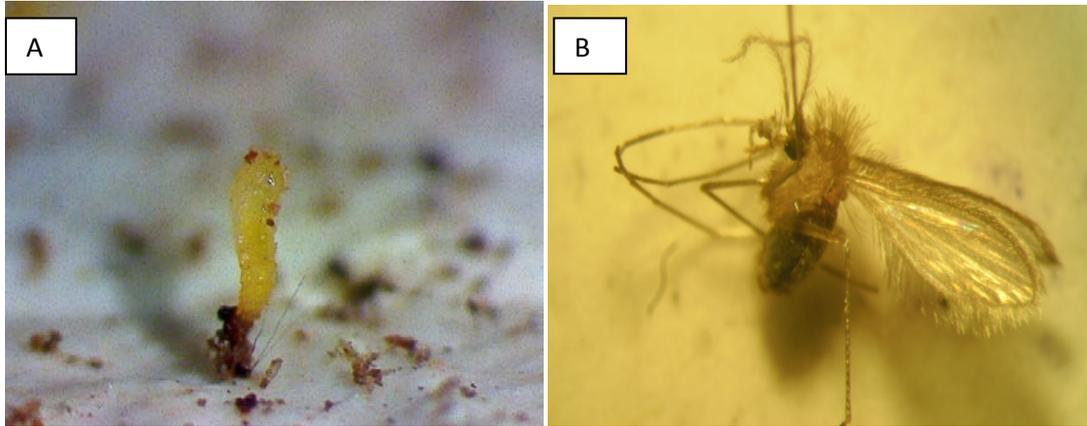


Figure 34: A : nymphe , B : adulte(photos originales).

La comparaison des différents temps nécessaire au passage d'un à un autre entre les deux générations et entre les deux espèces montre qu'il n'y a pas de différence et que quelque soit l'espèce ou la génération le temps écoulé entre les stades est le même.

VI. Discussion

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

Phlebotomus perniciosus, est l'espèce la plus abondante de nos récoltes à Médéa (71%). Elle est connue comme étant l'une des espèces qui occupent un très vaste territoire géographique dans tout le bassin méditerranéen, notamment dans les régions humides à sub-humides (Rioux et al, 1967). En Algérie, cette espèce a été identifiée dans les étages bioclimatiques humides, sub-humides et semi-arides (Dedet et al, 1984) dans plusieurs localités. En dehors de ces régions, l'aire de distribution de *P.perniciosus*, s'étend au sud (Aurès, Steppe pré-Saharienne), en bioclimat aride voire Saharien mais à de très faible pourcentage (Dedet et al, 1984).

L'abondance en grand nombre de *Phlebotomus perniciosus* à Médéa, confirme sa répartition au nord du pays, vecteur incriminé dans la transmission de la leishmaniose canine et viscérale humaine à *L. infantum* (Parrot et al, 1941; Bettini et al, 1986; Izri et al, 1990; Martin-Sanchez et al, 1994).

Le développement des phases préimaginales des phlébotomes comporte une métamorphose complète passant obligatoirement par quatre phases larvaires et un stade nymphal. Le suivi du processus de développement en laboratoire est rendu très délicat par la petite taille des stades préimaginaux, leur fragilité, les conditions requises pour éviter toute infestation du milieu et de la nourriture des larves par des champignons.

D'après Abonnenc, 1992 on pourra noter le nombre d'œufs pondus par une femelle, le nombre de jours écoulés entre le repas de sang et la ponte, la date d'éclosion des œufs, le temps de survie de la femelle après la ponte, la date des mues successives des larves, les dates des nymphes et celles des éclosions des adultes (Abonnenc, 1997).

Le développement de l'œuf au stade adulte dure environ un mois pour les deux générations de l'espèce *P.perniciosus* ainsi que pour *P.perfiliewi*. Les mâles émergent les premiers suivis par les femelles deux jours après, le sexe ratio est en très proche de 1.

Concernant Les premières études sur le développement préimaginal de *P. duboscqi* ont été réalisés par Abonnenc et Lariviere (1958) à Dakar. Ils ont obtenu, pour une ponte de 27 œufs placés en incubation dans une étuve à 29 °C, un temps minimum de développement de 32 jours réparti comme suit : incubation des œufs, 6 jours ; stades larvaires, 20 jours ; stade nymphal, 6 jours. De même, le cycle évolutif de *P. papatasi*, a été réalisé avec des durées variables (24 à 202 jours) par plusieurs auteurs dont Marett (1915), Whittingham et Rook (1923), Roubaud et Colasbelcour (1927).

La durée du développement est très variable ; elle est influencées par le milieu (température, humidité, nourriture). Dans les régions tempérées le repos hivernale débute au mois d'octobre, chez les larves de quatrième stade, et s'étend jusqu'au printemps. Dans les régions tropicales et équatoriales, il n'y a pas de repos hivernal et l'on peut voir des éclosions d'adultes, plus au moins abondantes, échelonnées sur tous les mois de l'année.

Dans l'élevage expérimental de 1955-1958, la durée du développement, à partir de l'éclosion de l'œuf, jusqu'à celle de l'adulte est : Pour le *P.duboscqi*, 26jours à 29° ; pour le *P.magnus* : de 25 à 34jours à 29-31C°, et 39 à 41jours à 23-28C°, et 62 à 76 jours à 20-23C°.

L'élévation de la température accélère le cycle de développement des phlebotomes dans les conditions expérimentales. Dans la nature, le développement doit se faire certainement à des endroits et des profondeurs convenables (ayant la température et l'humidité favorable).

Wanson (1942) entretient des élevages de *S. africana africana*, *S. schwetzi* et *S. squamipleuris*. Vattier-Bernard (1968) obtient quelques générations de *S. schwetzi* au Congo. Endris et al. (1982) mentionnent des élevages de *S. africana* (6générations) et *S. schwetzi* (7 générations) à Nairobi, Kenya. Trouillet (1981) mentionne dans ses élevages au Congo que les mâles émergent avant les femelles avec une sex-ratio très proche de 1.D'autre travaux indiquent une variation de 2 à 7jours (Sherlock et Sherlock., 1972) et 4 à 9jours (Killik-Kendrik et al 1977).

Presque tous les femelles meurt dans les 24h d'oviposition a été observées par : (Killick-Kendrick et al, 1977; Buescher et al, 1984; Elnaiem et Salle 1992).

A travers notre étude, la première génération la majorité des œufs (183) sont éclos est on suivi le développement jusqu'au stade adulte (149). Cependant la deuxième

génération la majorité des œufs (328) sont détruite par un champignon *Penicillium sp.* avant leurs éclosions. Ce dernier se trouve dans l'air ambiant et qui ne cause pas de problème pour la santé humaine.

Concernant la première génération dans nos travaux dans un pot d'élevage on remarque un acarien de l'espèce *Ledermuelleria dyemkounai*, qui vit en association avec les phlebotomes.

D'après Marett (1910), au cours de ses recherches sur les phlebotomes de Malte, remarque qu'un certain nombre portent, fixé à la partie inférieure du thorax, un ectoparasite présentant tous les caractères d'une larve d'*Hydrachnide*; cet acarien pondrait ses œufs sur les excréments des cloportes, nourriture courante des larves de phlebotomes.

Parrot (1918) trouve également des larves d'*Hydrachnides* chez 2% des phlebotomes Algériens.

D'après Hirst en 1925, cet acarien est parasite des adultes de *phlebotomus* il vit sur *P.papatasi* dans 4% des cas, dans le district de Peshawar (Indes).

Concernant ce même pot, nous avons remarqué la présence des nématodes de l'espèce *Anandranema phlebotophaga* vivent avec les larves des phlébotomes. Les phlebotomes sont infesté par les nématodes est aux cours de la ponte des œufs, la femelle phlebotome libère en même temps que ses œufs, ceux des nématodes. Les derniers se développent en même temps que les œufs de phlebotomes.

En Algarve au Portugal, un tétradonématode parasite de phlebotomes a été observé chez un *phlebotomus sergenti* mâle dont l'appareil génital n'avait pas subi une rotation normale. Il a été identifié comme appartenant au genre *Didilia* d'après la longueur du corps (3,4mm), la position de la vulve (antérieure) et l'aspect sculpté de l'œuf. Il s'agit de la première observation de *Didilia* en Europe.

Didilia Tang, Hominick, Killick-Kendrick, Killick-Kendrick et Page, 1993 ce genre monotypic des nematodes de tétradonématode à également retrouvé chez *phlebotomus papatasi* en Afghanistan (saveur et al, 1993).

VII. Conclusion

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). Parmi ces phlébotomes *p.perniciosus* est un insecte nématocère de la famille des Psychodides largement répandu dans le bassin méditerranéen. Il est responsable de nuisances de par ses piqûres douloureuses mais il est également impliqué dans la transmission d'agents pathogènes c'est le vecteur principal de la leishmaniose viscérale. Le parasite de la maladie a pour réservoir le chien domestique et le chacal cette forme touche surtout les enfants en raison de leur faible immunité. En Algérie elle s'étend sur toute la partie nord est particulièrement constante dans les étages bioclimatique humide et subhumide. Notre étude se base particulièrement sur l'élevage de *P.perniciosus* dans la région d'Ouamri qui est caractérisé par un climat favorisant le développement des phlébotomes. Les individus ont été capturés par la technique de piège lumineux de type « CDC miniature Light Trap » dans un d'abris d'animaux.

L'étude de l'identification des phlébotomes de nos récoltes montre que le *P. perniciosus* est l'espèce la plus abondante (71%) que *Phlebotomus perfiliewi* et *Sergentomyia minuta* qui confirme que cette zone est favorable au développement de cette espèce. L'élevage de ces espèces a été réalisé dans un insectarium qui permet d'assurer les conditions favorables de développement à savoir : humidité, température et obscurité presque complète. La distinction entre un imago mâle et un imago femelle de l'espèce *Phlebotomus perniciosus* est principalement réalisée à l'œil nu, par la forme de l'abdomen, chez le mâle l'extrémité de l'abdomen est recourbée vers le haut et poilue.

Le suivi du cycle de développement de cette espèce dure environ 30 jours dans une température ambiante comprise entre 28-30 °C, et une humidité entre 70 à 100%. Les mâles émergent les premiers suivis par les femelles deux jours après. Les résultats des temps écoulés entre les stades durant le cycle de développement dans les deux générations ont pratiquement le même résultat, ceci dit les conditions de laboratoire sont favorables à un élevage de phlébotomes, le sexe ratio est proche de 1

A la fin la mise en place d'un élevage de phlébotomes a été réalisée pour la première fois en Algérie dans l'insectarium.

Bibliographie

- 1. Abonnenc E., Lariviere M., (1958).** Phlebotomus duboscqi Neveu-Lemaire, 1906 (Diptera, pshychodidae). Morphologie de l'œuf et des formes larvaires. Arch. Inst. Pasteur. Alger, 36, 259-265p.
- 2. Abonnenc E. (1970).** Notes sur les acariens parasites des phlébotomes. Cah. ORSTOM., Sér, Ent. Méd. Parasitol., vol III, N°1 : 89-94p.
- 3. Abonnenc E. (1972).** Les Phlébotomes de la région éthiopienne. O.R.S.T.O.M, Sér. Ent. Méd.Prasito., 55- 289p.
- 4. Abonnenc E., Leger N. (1976).** Sur une classification rationnelle des diptères Phlebotomidae. O.R.S.T.O.M, Ser. Ent. Med. Parasitol.14, 69-78p.
- 5. Anonyme. (1993).** La lutte contre les Maladies tropicales. Les leishmanioses. OMS, 20p.
- 6. Anonyme. (2008).** Manuel technique à l'usage des personnels de santé. « Contrôle des vecteurs de leishmanioses » : Institut National de Santé Publique en Algérie (INSP) p.
- 7. Anonyme. (2015).** Localisation de la région de Médéa.[http:// fr. wikipedia. Org/wiki/Médéa](http://fr.wikipedia.org/wiki/Médéa) p.
- 8. Antoine J.C., LangT., Prina E. (1999).** Biologie cellulaire de leishmania. Dedet J.P, Ed. Les leishmanioses. Ellipses, Paris, p. 41-62p.
- 9. Ba Y. (1999).** Phlébotomes du Sénégal : Dynamique des populations de trois régions biogéographiques - Rôle dans la transmission des Arbovirus. Thèse docteur de troisième cycle de Biologie Animale ; Université Cheikh Anta Diop de Dakar Faculté des Sciences et Techniques, 154p.
- 10. Baldet T. (2004).** Phlebotomidae .Master de Biologie USTL MPT 2 Biologie et Contrôle des vecteurs.14pp.

- 11. Bannuls A.L. Senghor M. Rougeron V (2010).** Etude des pathogènes et des Hôtes vers une Approche Intégrative : EPHA. Génétique et Evolution des Maladies Infectieuses UMR CNRS/IRD /Université centre IRD de Montpellier p.
- 12. Bellazoug S. (1986b).** Les leishmanioses en Algérie ; A propos de l'identification enzymatique de 32 souches d'origine humaine et animale. In: Leishmania. Taxonomie et phylogénèse. (Coll. Int. CNRS. INSERM, 1984). Ed by Rioux J.A. Montpellier: IMEER, 1986, 397-400 p.
- 13. Bellazzoug S. (1991).**The sandflies of Algeria.Parasitologia.33 (Suppl), 85-87 p.
- 14. Benallal K, Gassen B, Bouiba L, Depaquit J, Harrat Z (2013 a).** Entomological investigation following the resurgence of human visceral leishmaniasis in southern Algeria. Acta Trop. Doi: pii: S0001-706X (13)00197-6.10.1016/j.actatropica p.
- 15. Benallal K., Dib Y., Boubidi S.C., Harrat Z. (2013 b).** Nouvelles stations de *Sergentomyia schwetzi* (Adler, Theodor & Parrot; 1929) dans le Tassili N'Ajjer. Arch. Instit. Pasteur. (Sous presse) p.
- 16. Bergman, D.K. (1996).** Mouthparts and feeding mechanisms of haematophagous arthropods In: WIKEL, S.K., The immunology of host-ectoparasitic arthropod relationships, CAB International, Wallingford, 38-45 p.
- 17. Bessad A., Mouloua K., Kerrachi L., Benbetka S., Benikhlef R., Mezai G., Harrat Z. (2012).** *Leishmania infantum* MON-1 isolé d'un chacal doré (*Canis aureus*) en Grande Kabylie (Algérie). Bull. Soc. Path. Exo. 105, 5-7 p.
- 18. Bettini S, Gramiccia M, Gradoni L, Atzeni MC. (1986).** *Leishmania* sis in Sardinia: II. Natural infection of *Phlebotomus perniciosus* Newstead, 1911, by *Leishmania infantum* Nicole, 1908, in the province of Cagliari. Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg. 80(3), 458-459 p.

- 19. Boudrissa A., Harrat Z., Cherif K., Benthamienne et Belkaid M. (2006).** Leishmaniose cutanée zoonotique et facteurs de risque (Cas du foyer Chott El Hodna), Séminaire de formation sur la leishmaniose. Ecole de Formation Paramédicale, Biskra. Institut Pasteur d'Algérie, Agence Satellitaire Algérienne, Université Mohamed Boudiaf M'sila p.
- 20. Boussaa S. (2008).** Epidémiologie des leishmanioses dans la région de Marrakech, Maroc : effet de l'urbanisation sur la répartition spatio-temporelle des Phlébotomes et caractérisation moléculaire de leurs populations, Thèse Présentée pour obtenir le grade de Docteur de l'université Louis Pasteur Strasbourg I, 181p.
- 21. Brumpt E. (1949).** Précis de Parasitologie 2.Ed. Masson et C 2183p.
- 22. Charrel, R.N., Izri, A., Temman, S. et al (2007).** Cocirculation of 2 genotypes of Toscana Virus, Southeastern France *Emerging Infectious Diseases*, March, 13(3), 465-468 p.
- 23. Dajoz R. (1975).** Précis d'écologie Ed. Bordas Paris. 549p.
- 24. Dedet J.P., Addadi K. et Belazzoug S. (1984).** Les Phlébotomes (Diptera : Psychodidae) d'Algérie. Cah. O.R.S.T.O. M ; Sér. Ent. Méd et Parasito. XXI - I, 2: 99-127 pp.
- 25. Dedet, J.P. (1999).** Les leishmanioses. Edition Ellipses, 253pp.
- 26. Dedet.J.P. (2008).** Thérapeutique des leishmanioses. 19 Novembre p.
- 27. Dedet J.P. (2009).** Leishmanies, leishmanioses : Biologie, Clinique et thérapeutique. EMC. 1-14 p.
- 28. Depaquit, J (2008).** Phlebotomes et leishmanioses *Epidémiologie et Santé Animale* p.
- 29. Depaquit, J., Grandadam, M., Fouque, F. et al (2010).** Arthropod-borne viruses transmitted by phlebotomine sandflies in Europe: a review *Euro Surveillance*, 11 March, 15(10), 19507 p.
Available online: <http://www.eurosurveillance.org/ViewArticle.aspx?ArticleId=19507>

- 30. Desjeux P (2004).** Leishmaniasis: current situation and new perspectives. *Comp Immun Microbiol Infect Dis* 2004; 27:305-18 p.
- 31. Dolmatova A.V., Demina N.A. (1971).** Les phlébotomes (Phlebotominae) et les maladies qu'ils transmettent Office de la Recherche Scientifique et Technique d'Outre Mer (ORSTOM), 168p.
- 32. Endris RG, Perkins picovolte, jeune dg, Jonson RN (1982).** Techniques pour l'élevage de laboratoire des phlébotomes (diptère, Psychodidae). *42:400 de nouvelles de Mosq* – 407 p.
- 33. Euzeby, J. (2008).** Grand dictionnaire illustré de parasitologie médicale et vétérinaire Lavoisier, Tec et Doc, Editions médicales internationales (EMinter), Paris, 585-586p.
- 34. Frontier S. (1983).** Stratégies d'échantillonnage en écologie. Ed. Masson, Paris, 17, 494 p.
- 35. George O. Poinarjr., Cristina Ferro, Alberto Morales and Robert B. Tesh. (1993).** *Anandranema phlebotophaga* n. gen., n. sp. (Allantonematidae: Tylenchida), a new nematode parasite of Phlebotomine sand flies (Psychodidae: Diptera) with notes on experimental infections of these insects with parasitic rhabditoids. *Fundam. appl. Nematol.*, 16 (1),11-16 p.
- 36. Guerin P., Olliaro P., Sundar S., Boeleart M., Croft S., Desjeux P., Wasunna M. & Bryceson A. (2002).** Visceral leishmaniasis: Current status of control, diagnosis, and treatment, and a proposed research and development agenda. *The Lancet Infectious Diseases* 2(8): 494-501 p.
- 37. Harrat Z., Berrouane Y., Ben Abdesselam S., Belkaid M., Tabet-Derraz O., (1992).** Evolution de la leishmaniose viscérale dans le foyer de Grande Kabylie Arch. Inst. Algérie Pasteur. 58. 255-272 p.
- 38. Harrat Z, Pratlong F, Beniekhlef R, Chaffa N, Lami P et Levebre M. (1995).** Identification isoenzymatique de 58 isolats de leishmania d'origine humaine et canine obtenus en Algérie. Arch., Inst., Past., Algérie, 60:167-75 p.
- 39. Harrat Z., Boudrissa. A., Belkaid. M. (2006).** Evolution d'une campagne de lutte anti-vectorielle dans une zone pilote: le foyer de M'sila. IPA.p.
- 40. Harrat Z. (2010).** Epidémiologie des leishmanioses: Etat actuel. Journée Franco-Tunisienne de Parasitologie. Institut Pasteur de Tunis, 11-12 Novembre p.

- 41. I.R. D., (2000).** Les phlébotomes d'Afrique de l'ouest un programme d'identification et d'enseignement. Réalisés par I.R.D : l'institut de recherche pour le développement en Collaboration avec l'institut fondamental d'Afrique noire Cheikh Anta Diop, Dakar, Sénégal p.
- 42. Izri A., Belazzoug S., Boudjebba Y., Dereure J., Pratlong F., Delalbre-Belmonte A., Rioux J.A. (1990).** *Leishmania infantum* MON-1, isolée de *Phlebotomus perniciosus* en Kabylie, Algérie. Ann. Parasitol. Hum. Comp. 65, 151-152 p.
- 43. Izri M.A., Belazzoug S., Pratlong F., Rioux J.A. (1992).** Isolement de *L. major* MON-25 de *Phlebotomus papatasi* à Biskra, Algérie. Ann. Parasitol. Hum. Comp, 67, 31-32 p.
- 44. Izri A., Depaquit J., Parola. (2006).** Phlébotomes et transmission d'agents pathogènes autour du bassin méditerranéen. Med Trop. 66, 429-435 p.
- 45. Kettle, D.S. (1995).** Medical and Veterinary Entomology - Second Edition CAB International, Wallingford. 177-19 154,43-53 p.
- 46. Killick-Kendrick R., Tang Y., Killick-Kendrick M. (1991).** The identification of female sandflies of the subgenus *Larrousius* by the morphology of the spermathecal ducts. Parasitologia; 33, 335-347pp.
- 47. Killick-Kendrick R. (1999).** The Biology and Control of Phlebotomine Sand Flies. Clinics in Dermatology; 17, 279–289pp.
- 48. Lane, R.P. (1993).** Sand flies. In: Medical Insects and Arachnids (ed. By R.P. Lane & R. W. Crosskey). Chapman and Hall, London. 78-119 p.
- 49. Lawyer, P.G., PERKINS, P.V. (2000).** Leishmaniasis and trypanosomiasis In: Medical Entomology – A textbook on public health and veterinary problems caused by arthropods, ELDRIDGE, B.F., EDMAN, J.D., Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, 231-298 p.
- 50. Leger N., Pesson B, Madulo-Leblond G et Abonnenc E (1983).** Sur la différenciation des femelles du sous-genre *Larrousius* Nitzulescu, 1931 (Diptera : Phlebotomidae) de la région méditerranéenne. Ann. Parasitol. Hum. Comp. 58, 611-623 pp.

- 51. Leger, N., Depaquit, J. (1999).** Les phlébotomes In: Les leishmanioses, coordinateur J.-P. DEDET, Editions Ellipses, Collection Universités Francophones, Paris, 89-109 p.
- 52. Leger N.et Depaquit J. (2001).** Les phlébotomes et leur rôle dans la transmission des leishmanioses. *Revue Française des Laboratoires*; Issue 338 : 41-48 pp.
- 53. Leger N.et Depaquit J. (2002).** Systématique et Biogéographie des phlébotomes (Diptera : Psychodidae). *Ann. Soc. Entomol.* 38(1-2), 163-175 p.
- 54. Lellouch J. et Lazar P. (1974).** Méthodes statistiques en expérimentation biologique. Ed. Flammarion. Médecine Sciences, Paris, 283 p.
- 55. Lewis, D.J (1971).** Phlebotomid sandflies *Bulletin of World Health Organisation*, 1971, 44, 535-551 p.
- 56. 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 p.
- 57. MARETT (P.J.), 1915.** - The bionomics of the Maltese Phlebotomi. *Bril. Med. J.*, 2: 172173 p.
- 58. Martin-Sanchez J, Guilvard E, Acedo-Sanchez C, Wolf-Echeverri M, Sanchiz-Marin MC, Morillas-Marquez F. (1994).** *Phlebotomus perniciosus* Newstead, 1911, infection by various zymodemes of the leishmania infantum complex in the Granada province (Southern Spain). *Int. J Parasitol.* 24(3), 405-408 p.
- 59. Marty P. & Rosenthal E. (2002).** Treatment of visceral leishmaniasis: a review of current treatment practices. *Expert Opin. Pharmacother.* 3(8): 1101-1108 p.
- 60. Moulinier C. (2002).** Parasitologie et mycologie médicales; Eléments de morphologie et de biologie. Editions Médicales Internationales, Paris, 796pp.
- 61. Moulinier, C (2003).** Parasitologie et mycologie médicales ; Eléments de morphologie et de biologie Lavoisier, Editions médicales internationales (EMinter), Paris p.
- 62. Nauke T.J., Menn B., Massberg D., Lorentz S. (2008).** Sandflies and leishmaniasis in Germany. *Parasitol. Res.*, 103 (Suppl 1), 65-68 p.

- 63. Niang A.A., Geoffroy B., Angel G., Trouillet J., Killik-Kendrik R., Hervy J.P., Brunhes J. (2000).** Les phlébotomes de l'Afrique de l'Ouest. Logiciel d'identification et d'enseignement, IRD edition p.
- 64. Organisation Mondiale de la Santé (OMS). (2002).** Relevé Epidémiologique hebdomadaire de l'OMS. Vol. 77(44): 365-372 p.
- 65. Parrot L, Donatien A, Plantureux E. (1941).** Sur l'infection naturelle des Phlébotomes par la leishmaniose générale du chien et de l'homme en Algérie. Arch. Inst. Pasteur. Alg. 14, 209-218 p.
- 66. 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 p.
- 67. Ramade F. (1984).** Eléments d'écologie. Ecologie fondamentale. Ed. McGraw-Hill, Paris p.
- 68. Richard M.L. (1995).** Leishmanioses. In: HARRISSON Médecine interne. Paris: Editions Arnette; p 896-899 p.
- 69. Rioux, J.A., Golvan Y.J., Crose T H., Houin R., Juminer B., Bain O., Tour S. (1967).** Ecologie des leishmanioses dans le sud de France. Echantillonnage. Ethologie. Ann. Paras. Humm. Comp. 42, 561-603 p.
- 70. Rodhain F. et Perez C., (1985).** Les phlébotomes : systématique, biologie, importance médicale in : Précie d'entomologie médical et vétérinaire, Ed. Maloine : 157-175 p.
- 71. Roqueplo C. (2003).** Influence du port d'un collier antiparasitaire contenant de la deltaméthrine sur les performances olfactives du chien, Thèse doctorat vétérinaire, Faculté de Médecine de Créteil, 183p.
- 72. Roubaud (E.), COLAS-BELCOUR (J.) (1927).** - Recherches biologiques sur les Phlébotomes de la Tunisie du Nord. Arch. Inst. Pasteur Tunis, **16** : 59-S0 p.
- 73. Vattier-Bernard (G.), (1968 a).** Contribution à la connaissance morphologique des imagos de *Phlebotomus emilii* Vattier, 1966 (Diptera Psychodidae), espèce caverni, cole du Congo-Brazzaville. Cah. O.R.S.T.O.M. sér. Ent. méd., VI (2): 119-125 p.

- 74. Rutledge, L.C., Gupta, R.K (2009).** Moth flies and sand flies (Psychodidae)
In: Medical and veterinary entomology – Second Edition, MULLEN, G.R.,
DURDEN, L.A., Elsevier, Amsterdam; 153-168 p.
- 75. Seguy., (1951).** Ordre des Diptères (Diptera Linné, 1758) :449-744 in Grasse
P-P., 1951 -Traité de zoologie, anatomie, système nerveux, biologie. Insectes
supérieurs et Hémiptéroïdes. Tome X, fasc., 975p.
- 76-Sergent, E.D. (1914).** première note sur les phlébotomes algériens. Bull.
Soc. path. exot., 7:660-662.
- 77. Theodor O. (1948).** Classification of the old world species of the subfamily
Phlebotominae (Diptera, Psychodidae). Bull. Em. Res. 39, 85-115 p.
- 78. Trouillet J., (1981).** Ecologie des Phlébotomes du Congo (*Diptera. Psychodide*).
Thèse de Doctorat ès-Sciences Naturelles, Université de Paris-Sud, 381 p.
- 79. Wanson M., (1942).** Sur la biologie des phlébotomes congolais. Rev. Trav.
Seiméd. Congo belge, 1, 23-43 p.
- 80. 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 p.
- 81. Wittingham (H.E.) et Rook (A.F.), (1923).** Observations on the life-history and
bionomics of *Phlebotomus papatasi*. BrU, Med. J., n° 3285, 1144-1154 p.
- 82. Young D.G., Perkins P.V. & Endris R.G. (1981).** A larval diet for rearing
Phlebotomine sandflies (Diptera: Psychodidae). J. Med. Entomol. 18, 446 p.

Sites utilisés

. [www.who.Into/fr](http://www.who.int/fr).

Annexes

Annexe1 : Matériel non biologique

A. Appareillage

- Aspirateur à bouche
- Congélateur -20°
- Loupe binoculaire
- Microscope optique
- Micropipette 100ml

Outils de manipulation : Aiguille, Boites en plastiques, Ciseau, Lame, Lamelle, Marqueur, Papier Watman, Pincés, Pipette de pasteur, Petits tubes eppendorfs.

B. Produits chimique

- Alcool 70°
- Liquide de Faure
- Potasse à 10% (KOH)

Annexe2 : Préparation des solutions

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

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