

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

Université de Blida 1
Faculté des Sciences de la Nature et de la vie
Département de Biologie des populations et des organismes



MEMOIRE

De fin d'Etudes en Vue de l'Obtention du Diplôme de Master en Biologie

Option : Entomologie médicale

Thème

Contribution à l'étude des insectes (Diptères) d'intérêt
médical dans la réserve de chasse de Zeralda.

Présenté par :

Mlle RAMDANE Meriem

Soutenue publiquement le 05 octobre 2017

Devant le jury composé de :

Mme KARA-TOUMI F/Z.	Professeur	BPO/Univ. Blida 1	Président
M. LAFRI I	Maître de Conférences A	ISV/Univ.Blida1	Examineur
M. BENDJOUDI D	Maître de Conférences A	BPO/.Univ.Blida1	Promoteur
Mme MARNICHE FIZA	Maître de Conférences A	ENSV / Alia/Alger	Co-promotrice

-Année universitaire 2016 – 2017 -

Remerciements

Avant tout, louange à Dieu le tout puissant. Je le remercie pour tout, et surtout pour m'avoir donné le courage, la volonté et la patience pour terminer ce travail.

Mes remerciements vont à mon promoteur **Dr. Djamel Bendjoudi Maitre de conférences A** au département des de Biologie des populations et des organismes de l'université de Blida pour son encadrement, son aide, sa patience, et son encouragement tout au long de la réalisation de ce travail.

Mes remerciements vont également à ma co-promotrice **Dr Faïza Marniche, Maitre de conférences A** à l'ENSV pour son accueil bienveillant et chaleureux au sein du laboratoire de zoologie, pour ses conseils, sa patience et ses orientations.

Mes remerciements très sincèrement à M m KARA-TOUMI **Maitre de conférences A** BPO/Univ. Blida 1.pour m'avoir fait l'honneur d'accepté de présider ce jury et à M.LAFRI **Maitre de conférences A** ISV/Univ.Blida1 d'avoir accepté de faire partie du jury et d'examiner ce présent travail.

Mes vifs remerciements s'adressent également :

A **Mr. Boukerbouza A.** Directeur de la RCZ et **Mme Benlameur** d'avoir accepté de ma accueillir au sein de son établissement et d'avoir mis à notre disposition tous les moyens et le personnel nécessaire pour la réalisation de ce travail.

A tout les personnages de la RCZ plus particulièrement Mr chaaban, Mouloud, Sofiane, Nadji, Hakim, khaled, Mohamed, d'avoir m'encourager et aider à réaliser ce travail.

Je remercie aussi le personnel de l'ENSV qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce modeste travail, particulièrement Yacine et Khaled sans oublier Mounira, Ward, mustapha les étudiant de l'ENSV.

Je remercie toutes les personnes qui ont contribué d'une façon ou d'une autre à l'aboutissement de ce travail : Wafa, Ibrahim, Sidaali, Sonia, Imen, Mm KHadar, Mm Rima, Mm Bélalia pour la réalisation des nombreux spectres de masse.

Un remerciement spécial :

A mes chers parents, mes sœurs et frères et mes grands parents, mes remerciements vont aussi à Tante chérifa pour son soutien morale.

Au département de Biologie, et tous nos enseignants et professeurs de tous les cycles

A Mr djad Nebti directeur de l'école organéva et la promo organéva alger 2017.

Résumé

Contribution à l'étude des insectes en particulier les Diptères d'intérêt médicale dans la réserve de chasse de Zéralda.

Le présent travail consiste à réaliser entre mars et juillet 2017, un inventaire systématique des insectes aux alentours du lac et du chenil d'élevage de la réserve de chasse de zéralda, ainsi à l'identification des larves de moustique récoltées dans cette zone. Cette étude consiste à connaître la composante taxonomique des communautés d'insecte d'intérêt médical, la répartition spatiale des différentes populations, leurs richesses et leur abondance relative, par l'utilisation des gobe-mouches, piège à l'huile de ricin et le filet troubleau.

Les résultats ont permis de recenser 116 espèces d'insectes (1264 ind.) qui se répartissent en 64 familles et 10 ordres dont le genre *Psychodaspest* le mieux représenté avec 378 individus. Les valeurs des indices de diversité H' et d'équirépartition E appliquées aux insectes piégés sont respectivement de 6,86 bits et 0,68. Ces derniers nous renseignent sur la richesse du milieu et l'équilibre des espèces entre les milieux et entre elles-mêmes.

Les larves récoltées dans la réserve en nombre de 2483 spécimens sont composées de 1798 larves de *Culex pipiens* et de 685 larves de *Culiseta longiareolata*. L'élevage de 50 larves nous a permis d'identifier l'espèce *C. longiareolata* avec 6 ♀, et 1 ♂ et l'espèce *C. pipiens* avec 12 ♀ et 3 ♂. Sur un élevage réussi à 100 %, nous avons obtenu un taux de 54,17 % de nymphes et 45,83 % de larves.

Mots clés : inventaire, zéralda, *Psychoda*, élevage, *Culex pipiens*, *Culiseta longiareolata*.

Abstract

Contribution to the study of insects in particular Diptera of medical interest
in the Zéralda hunting reserve.

The aim of this work is to carry out a systematic inventory of insects in the vicinity of the lake and the kennel of the zeralda hunting reserve in March and July 2017, as well as the identification of mosquito larvae harvested in this area. This study consisted of knowing the taxonomic component of insect communities of medical interest, the spatial distribution of the different populations, their richness and relative abundance, the use of fly gobes, castor oil trap and net troubleau.

The results have identified 116 insect species (1264 ind.), Which are divided into 64 families and 10 orders of which the genus Psychodaspest is best represented with 378 individuals. The values of indices of diversity H 'and equispread E applied to insects trapped are 6.86 bits and 0.68 respectively. The latter inform us about the richness of the environment and the balance of species between the environment and between itself.

The larvae harvested in the reserve in number of 2483 specimens are composed of 1798 larvae of *Culex pipiens* and 685 larvae of *Culiseta longiareolata*.

The breeding of 50 larvae allowed us to identify the species *C.longiareolata* with 6 ♀, and 1 ♂ and the species *C. pipiens* with 12 ♀ and 03 ♂. On a 100% successful breeding, we obtained a rate of 54.17% of nymphs and 45.83% of larvae.

Keywords: inventory, zéralda, Psychoda, breeding, *Culex pipiens*, *Culiseta longiareolata*.

ملخص

المساهمة في دراسة الحشرات الطبية خاصة ذات الأجنحة

يتمثل هذا العمل في تحقيق جرد منظم للحشرات ما بين مارس و جويلية عام 2017 بالقرب من بحيرة و حظيرة تربية الكلاب لحظيرة الصيد زرالدة إضافة إلى تحديد نوع يرقات البعوض المجمعة في هذه المنطقة و الهدف من هذه الدراسة يتمحور على معرفة مجتمعات الحشرات الطبية و توزيعها الفضائي و نسبة وفرتها باستعمال فخ الذباب . فخ زيت الخروع و شباك الماء المعكر.

مكنت النتائج المتحصل عليها العثور على 116 نوع و عددها الكلي 1264 فرد و التي تنتمي إلى عشرة أنواع و أربعة و ستون عائلة حيث نوع بسيكودا هو الأكثر 378 فرد

قيمة دليل التنوع = 6.86 و قيمة الظهور 0.68 تعلم 0.68 هذه الأخيرة حول ثروة المنطقة و توازن أنواع الحشرات حول المنطقة و حول نفسها .

بلغ عدد اليرقات 2484 حيث 1798 كيلاكس بينس و 685 كيليسيتا لون جيا غيولاتا .

مكنت نتائج تربية 50 اليرقات من الحصول على ستة إناث و ذكر واحد لنوع كيليسيتا لون جيا غيولاتا و 12 إناث و 3 ذكور من كيلاكس بينس بنسبة 54.17 بالمائة للحوريات و 45.83 بالمائة لليرقات.

كلمات البحث: المخزون، زيرالدا، بسيكودا، تربية، كولكس بيبينز، كوليسيتا لونجيار يولاتا

Liste des tableaux

N° Tableau	Titre	page
1	Classification simplifié des insectes	5
2	Principales infections humaines à transmission vectorielle	17
3	Précipitations moyennes mensuelles de la région d'étude de l'année 2016/2017.	22
4	Température moyenne mensuelle de l'année 2016/2017	23
5	Précipitation et Température pour la station de la RCZ (2004-2014)	23
6	Tableau des insectes recensés entre mars et juin 2016 dans la R.C.Z.	24
7	Richesse total (S) et moyen (Sm) des insectes retrouvé dans la réserve de chasse de zéralda	39
8	L'abondance relative des espèces d'insecte en fonction des ordres et familles.	39
9	Valeurs de H'et E appliquées aux espèces de Diptera	51
10	Nombre totale de différentes espèces des larves en fonction des mois par stations dans la RCZ	58
11	Nombre de larves de Chironomidae et de Culicinae collectés dans le lac inférieur de la RCZ en fonction des mois de l'année 2017.	62
12	Nombre des nymphes et des imagos obtenu de l'élevage.	62

Liste des figures

Figure 1	Aspect général d'un insecte typique	4
Figure 2	Classification des insectes d'importance médicale	5
Figure 3	Morphologie générale schématique d'un moustique adulte	8
Figure 4	Illustration sémantique du cycle de vie des moustiques	10
Figure 5	Nacelle d'œuf de <i>Culex</i>	11
Figure 6	Œufs d' <i>Aedesegypti</i>	11
Figure 7	Forme typique des œufs d'Anophèles	11
Figure 8	Larve des Cullicina(A et B)	12
Figure 9	Larve d' <i>Anopheles</i>	12
Figure 10	Nymphe d'anophèles	12
Figure 11	<i>Aedes</i>	13
Figure 12	<i>Anophelegambie</i>	13
Figure 13	<i>Culex</i>	13
Figure 14	<i>P.dubosqi</i>	13
Figure 15	Simulie	14
Figure 16	Culicoides	15
Figure 17	Situation géographique de la Réserve da chasse de zeralda	20
Figure 18	Réseau hydrographique de la réserve de chasse de Zéralda.	21
Figure 19	Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gaussen de la station R.C.Z	25
Figure 20	Climagramme d'Emberger pour la station de RCZ	26
Figure 21	Stations d'études dans la R.C.Z	27
Figure 22	Station 1 Lac inférieur et Lieux de récolte des larves .	28
Figure 23	Station (2) au niveau du chenil	29
Figure 24	Piège à l'huile de ricin	30
Figure 25	Filet troubleau	31
Figure 26	Piège à gobe mouche	31
Figure 27	Conservation des insectes capturés dans de l'alcool	31
Figure 28	Les différentes étapes d'élevage des larves de moustiques	32
Figure 29	Montage d'une larve de moustique	33
Figure 30	Matériel du laboratoire utilisé	34
Figure 31	Quelques espèces d'intérêt médicale capturées dans la RCZ	43
Figure 32	Quelques espèces d'insectes recensés dans la RZC	44
Figure 33	poursentage des différents ordres d'insectes au niveau de la réserve de chasse de zéralda en 2017	49
Figure34	Fréquence centésimal des insectes en fonction des familles	49
Figure 35	Fréquence centésimal des diptères en fonction des familles	50

Figure 36	Répartition des espèces piégées grâce aux gobes mouches et l'huile de ricin durant 4 mois d'étude par l'analyse factorielle des correspondances (A.F.C.).	55
Figure 37	Critères morphologiques d'identification de culex	56
Figure 38	Critères morphologiques d'identification de larve de Culexeta	57
Figure 39	Nombre de larves récoltées en fonctions des mois dans la RCZ 2017	58
Figure 40	Histogramme d'abondances relatives (AR %) des larves en fonctions des mois au niveau de la réserve de chasse de zéralda de l'année 2017	59
Figure 41	Variation des larves en fonction des stations par mois de la RCZ durant l'année 2017.	61
Figure 42	Variation des larves de différents espèces au niveau du lac station 1 de la R.C.Z selon les mois durant l'année 2016-2017.	62
Figure 43	Abondance relative (AR %) des nymphes et des imagos durant l'élevage.	63
Figure 44	Nombre de nymphes et imagots en fonction de la températures (°C.)	64

Liste d'abréviation

RCZ	Réserve de Chasse Zeralda
ind	individu
C.long	<i>Culiseta longiareolata</i>
C.p	<i>Culex pipiens</i>

SOMMAIRE	Nombre de page
Introduction	
Chapitre I :	
1.1.- Généralités sur les insectes	3
1.2.- Classification des insectes	4
1.3.- Rôle pathogène des insectes	4
1.4.- Rappel sur les insectes d'intérêts médical	6
1.4.1.- Position systématique	6
1.4.2.- Ordre des Diptera	7
1.4.2.1.- Développement des diptères	7
1.4.2.2.- Classification des diptères	7
A.- Les Brachycères	7
a.- Les Taons	7
b.-Les Muscidés	7
B.- Les Nématocères	8
a.- Pouvoir pathogène et rôle vecteur des Nématocères	9
a.1.- Les Culicidés	9
a1.1.-Cycle de vie	9
a1.2.-Rôle pathogène des Culicidae	10
a1.3.- Morphologie des culicidés selon leurs stades de vie	11
a.2.-Les psychodidés	13
a.3.- Les simullidés	14

a.4.- Les cératopogonidés	15
1.5.- Les pathogènes à transmission vectorielle	16
1.6.- Transmission vectorielle	16
1.7.- Les principales infections humaines à transmission vectorielle, avec leurs principales caractéristiques épidémiologiques	17
Chapitre II : Matériel et méthodes	
2.1- Objectif de l'étude	19
2.2-Région d'études	19
2.2.1.- Présentation et localisation	20
2.2.2.-Les facteurs édaphiques	20
2.2.2.1.- Topographie, relief et pédologie	20
2.2.2.2.- Réseau hydrographique	20
2.2.3.- Facteurs climatiques	22
2.2.3.1.- Précipitations	22
2.2.3.2.- Températures	22
2.2.3.3.-Synthèse climatique	23
2.2.3.- La faune de la R.C.Z	25
2.2.4.- Choix et description des stations d'études	25
2.2.4.1.- Choix des stations	25
2.2.4.2.- Description des stations	26
2.3.- Méthodes d'échantillonnage	28
2.3.1.- Piège à l'huile de ricin	28
2.3.1.1.- Avantages de piège à l'huile de ricin	29
2.3.1.2.- Inconvénients	29
2.3.2.- Le Filet troubleau	29
- . Le filet Wisconsin	30
2.3.3.- Le piège à Gobe mouche	30
2.4.- Technique de tri et de conservation des insectes piégés	31
2.5.- Élevage des larves	32
2.6.- Montage des larves	33

2.6.– Matériel	34
2.7.- Exploitation des résultats par les indices écologiques et statistiques	35
2.7.1.- Indices écologiques de compositions	35
2.7.2.- Indice écologique de structure	35
2.7.2.- Méthode d'exploitation statistique des résultats	36
2.7.2.1.- Utilisation des méthodes d'analyse statistique : l'Analyse factorielle des correspondances (AFC)	36
Chapitre III : Résultats et discussion	
3.1.- Résultats de l'inventaire systématique des insectes d'intérêt médical capturés dans la réserve de chasse de zéralda.	39
3.1.2.- Richesse total et moyen des insectes retrouvés dans la réserve de chasse de zéralda	44
3.1.3.- L'abondance relative (AR%) ou fréquence centésimale (FC%)	45
3.1.3.1.-L'abondance relative des espèces d'insecte par rapport aux ordres et familles	45
3.1.3.4.-Résultats de calcul de l'indice de diversité de shannon-weaver (H') et d'équirépartition (E) appliquées aux espèces d'insectes capturés dans la R.C.Z.	50
3.1.3.5.- Exploitation des espèces piégées grâce aux gobes mouches et l'huile de ricin durant 4 mois d'étude par l'analyse factorielle des correspondances (A.F.C.).	51
3.2.- Résultats des larves capturées dans la réserve de chasse de zéralda.	56
3.2.1.- Variations des effectifs des différences espèces de moustiques capturés dans les stations de la RCZ	59
3.2.2.- L'abondances relatives (AR %) des larves en fonctions des mois au niveau de la RCZ en 2017.	63
3.2.3.-Résultats d'élevage des larves dans le laboratoire de zoologie de l'E.S.N.V. et L'identification des larves	64
discussion	65
conclusion	67
référence	68
Annex	74

Introduction

Introduction

Les maladies parasitaires et virales à transmission vectorielle sont de nos jours une grande cause de mortalité (**Mouchet, 1995**). Ce sont des maladies pour lesquelles l'agent pathogène est transmis d'un individu infecté à un autre par l'intermédiaire d'un arthropode hématophage comme les insectes et les tiques (**Tran, 2005**).

Les arthropodes représentent plus 85 % des espèces animales connues, soit plus d'un million d'espèces dont les trois quarts sont des insectes. La plupart des insectes sont inoffensifs, par contre d'autres tels que les diptères hématophages ont un impact sur la santé humaine et animale. En effet, ces insectes, en raison de leurs hématophagies, représentent un fléau à la fois par leur nuisance directe (**Foil, 1989**), mais aussi par leur rôle de vecteur potentiel de divers agents pathogènes (**Foil et Gorhan, 2000 ; Mavoungou et al., 2008**).

Les diptères sont cosmopolites par leurs répartitions, ils jouent un rôle d'agent actif dans la transmission de maladies, pouvant être légères, graves, ou voir même mortel. Leurs connaissances et leurs identifications sont indispensables pour les médecins, écologistes, hygiénistes, zoologistes, et entomologistes (**Seguy, 1924**). L'entomologie médicale et vétérinaire considère que les diptères notamment les hématophages sont les principaux vecteurs de maladies infectieuses (**Deeks, 1946**). Parmi ceux-ci les moustiques, qui sont catalogués comme étant les animaux les plus dangereux au monde, car ils sont fréquemment à proximité de l'homme et responsables de nombreuses maladies d'évolution mortelle. En effet, les principaux moustiques venant se nourrir sur l'homme tels que les *Anopheles*, les *Culex* et les *Aedes* transmettent des maladies tropicales graves d'emblée (**Ensaf et Bouree, 2017**) comme le paludisme (**Deeks, 1946**), ou graves à l'état chronique telle que la filariose de Bancroft, ou encore la fièvre jaune et la dengue (**Brunhes et al., 2000 ; Ensaf et Bouree, 2017**).

Des campagnes de démoustication régulières sont menées contre ces insectes dont l'efficacité des diverses méthodes de lutte est tributaire de la connaissance de la biologie de ces insectes (**Himmiet et al., 1998**).

Parmi les travaux réalisés en Algérie concernant la taxonomie et la biologie de certaines familles de Diptères, Brachycères et Nématocères, celui de Berchi (2000) qui s'est penché sur la bioécologie des Culicidae dans le Constantinois, Hassaine (2002) à Tlemcen et Lounaci (2003) dans l'algérois et enfin les travaux de Tamaloust (2004, 2007) près de Tizi-Ouzou.

Au niveau de la réserve de chasse de zéralda deux travaux ont été déjà réalisés tels que celui de Boubrouta et Iguernlaala (2015) et Ouidier et Bouklachi (2016). Ces derniers ont permis de connaître mieux la diversité biologique des arthropodes de la réserve de zéralda, soulevés les perspectives à entretenir d'autres études par l'emploi d'autres méthodes pour le contrôle des populations larvaires dans cette région.

Notre étude a pour but d'étudier les insectes en particulier les diptères d'intérêt médical dans la réserve de chasse de zéralda en fonction des mois, suivi par l'élevage des larves retrouvées dans cette zone. Ce manuscrit est structuré en trois chapitres dont le premier se veut une synthèse bibliographique sur les insectes en particulier les diptères d'intérêt médicale et leurs importances médicale. Le deuxième chapitre est consacré au matériel et les méthodes utilisés pour la capture et l'identification des espèces recensés ainsi, les indices utilisés pour l'exploitation des résultats. Quant au troisième chapitre, il regroupe les résultats, obtenus et leur interprétation, ainsi que leurs discussions. Nous finalisons ce travail par une conclusion et proposons des perspectives.

Chapitre I

Dans ce chapitre seront présentés des données bibliographiques sur les insectes et leurs caractéristiques généraux.

1.1.- Généralités sur les insectes

La classe des insectes représente environ les 3 quarts de l'embranchement des arthropodes, de plus, par leur variété morphologique et leur plasticité écologique, particulièrement les insectes ont pu coloniser la quasi-totalité des milieux naturels et s'adapter à un très grand nombre de modes de vie (**Rodhain et Perez, 1985**).

Les insectes sont des arthropodes, à pattes et corps articulés (**Guillaune, 2009**). Cette classe renferme les 4 /5 des espèces animales actuellement connues (**Beaumont et Cassier, 2000**).

La classe des insectes comporte environ 30 ordres et plus de 600 000 espèces. Dans ce nombre, quelques certaines d'espèces seulement sont importantes du point de vue médical (**Ripert, 2007**).

Les Insectes sont caractérisés par la présence :

*. Une paire d'antennes, organes sensoriels, typiquement formés de 3 segments mais le 3^{ème} souvent multi-articulé.

*. Pièces buccales, comportant notamment : une paire de mandibules à rôle primitivement masticateur et une paire de mâchoires, ou maxilles (**Bussiéraset Chermette, 1991**).

*Adulte avec 3 paires de pattes et généralement deux paires d'ailes typiquement au nombre de deux paires, mais il peut n'y en avoir qu'une et certains insectes sont aptères (**Ripert, 2007**)

Les insectes sont des animaux à symétrie bilatérale (**Guillaune, 2009**). Leur développement plus au moins complexe, ce qui permet de distinguer les insectes amétaboles, les hétérométaboles et les holométaboles. Il faut rappeler que le corps des insectes adultes est divisé en 3 régions bien distinctes : la tête, le thorax et l'abdomen. Ce dernier, est formé de 18 à 22 segments, cependant, du fait de l'agrégation de certains d'entre eux au niveau de la tête (processus de céphalisation), ou de leur profonde modification en rapport avec une spécialisation fonctionnelle (organes génitaux), le nombre de segments visibles est bien inférieur à ce nombre de base (**Rodhain et Perez, 1985**).

Enfin, le corps des insectes est protégé par un exosquelette ou carapace qui est riche en chitine (**Arabet al., 2013**).

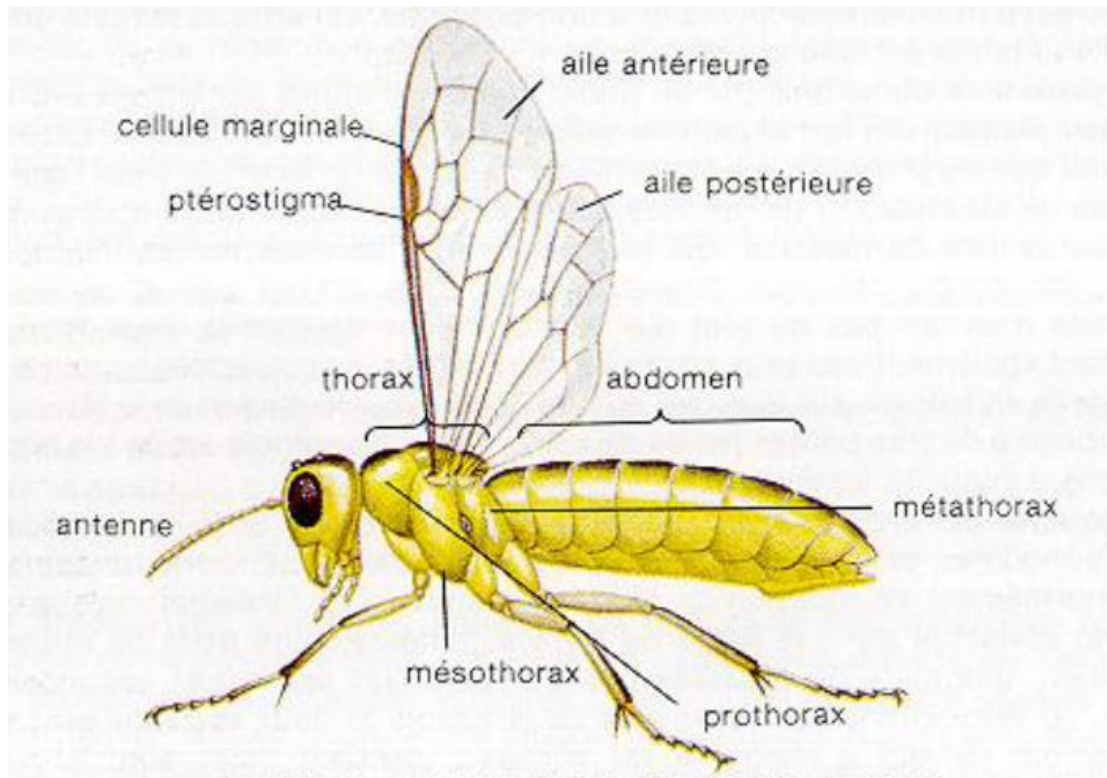


Figure 1- Aspect général d'un insecte typique (Chinery, 1998)

1.2.- Classification des insectes

La classification des insectes est en constante évolution et suit les progrès technologiques en biologie moléculaire et en génétique (Guillaune, 2009).

1.3.- Rôle pathogène des insectes

Les insectes sont des vecteurs de maladies parasitaires (Ripert, 2007). Un certain nombre d'insectes sont hématophages et interagissent donc de manière régulière avec des vertébrés. Ces interactions les ont conduits à devenir au fil de l'évolution des vecteurs de pathogènes dont le cycle se partage entre ces vertébrés et les insectes. Les insectes sont parfois de simples véhicules pour les pathogènes, mais ils peuvent aussi être des hôtes intermédiaires voire obligatoires pour les pathogènes qui, dans ce dernier cas, réalisent une partie essentielle de leur cycle vital chez l'insecte (Frolet, 2006).

Tableau 1 -Classification simplifié des insectes

Sous ordres	Ordres	Exemples
Aptérygotes	Thysanoures	---
	Diploures	---
	Protoures	---
	Collemboles	---
Hémimétaboles (=Exoptérygotes)	Ephéméroptères	Ephémères
	Odonates	Libellules
	Dictyoptères*	Blattes
	Cheleutoptères	Phasmes
	Mantoptères	Mantes
	Isoptères	Termites
	Plécoptères	Perles
	Notoptères	Grylloblattes
	Dermaptères	Forficules
	Orthoptères	Sauterelles
Ptérygotes	Embioptères	---
	Zoraptères	---
	Pscocoptères	Psoques
	Thysanoptères	Thrips
	Mallophages *	---
	Anoploures *	Poux
	Hémiptères*	Punaises
Holométaboles (=Endoptérygotes)	Névroptères	Fourmilions
	Mécoptères	Panorpes
	Trichoptères	Phryganes
	Lépidoptères*	Papillon
	Diptères *	Mouches
	Siphonaptères *	Puces
	Hyménoptères*	Guêpes
	Coléoptères *	Scarabées
Strepsiptères	----	

(*) Désigne les groupes comprenant des espèces d'importance médico-vétérinaire.

(Ripert, 2007)

Parmi les insectes les espèces vectrices d'agent pathogènes appartiennent à 4 ordres ou les Diptères est l'ordre le plus important en entomologie médicale, les principales familles concernées sont les culicidae (moustiques) vecteurs d'arbovirus, de protozoaires et de filaires ; les phlébotomidae vecteurs d'arbovirus, de protozoaires ; la famille de simulidae vecteurs de protozoaires et de filaires ; les ceratopogonidae vecteurs d'arbovirus et de filaires ; Tabanidae vecteurs de protozoaires et les mouches agents des myiases (Rodhain et Perez, 1985).

1.4.- Rappel sur les insectes d'intérêts médical

1.4.1.- Position systématique

D'après Ripert (2007), la classification des insectes à intérêt médical est donné comme suite (Fig. 2) :

- Classe -Insecte
 - Hémi-métaboles
 - Anoploures (poux)
 - Hétéroptères (punaises, réduves)
 - Holométaboles
 - ❖ - Siphonaptères (puces)
 - ❖ Ordre- Diptères
 - ✓ Sous-ordre - Nématocères
 - Famille -Culicidés (moustiques)
 - Famille -Psychodidés (phlébotomes)
 - Famille - Simulidés (simulies)
 - Famille - Cératopogonidés (Culicoides)
 - ✓ Sous-ordre - Brachycères
 - Orthorhaphes (taons, chrysops)
 - Cycloraphes (mouches)
 - Piqueurs (glossines, stomoxes)
 - Agents de myiases (oestre, Cordylobia, Dermatobia, Hypoderma)

Figure 2– Classification des insectes d'importance médicale (**Ripert, 2007**)

1.4.2.- Ordre des Diptera

Sur le plan de la médecine humaine et vétérinaire, l'ordre des Diptera occupe la première place, soit par le rôle de vecteur d'organismes pathogènes de certains de ses représentants, soit par la nuisance d'autres (**Rodhain et Perez, 1985**). Se sont des insectes ptérygotes, holométabole, pièces buccales de type piqueur ou lécheur, avec présence d'une seule paire d'ailes (parfois atrophiées) (**Busséras et Chermette, 1991**), la deuxième paire est réduite et sert de balancières (**Guillaume, 2009**).

1.4.2.1.- Développement des diptères

Ils subissent des métamorphoses complètes, les larves sont vermiformes, dépourvues de pattes, et leur tête est plus ou moins différenciée. Les nymphes sont libres, immobiles ou non, certaines sont enfermées dans un paparium, sorte d'enveloppe dure et lisse constituée par la dernière mue larvaire (**Séguy, 1951**).

1.4.2.2.- Classification des diptères

Selon les caractères donnés par les antennes, les palpes et les ailes, les diptères se divisent en deux sous-ordres (**Grasse, 1985**).

A.- Les Brachycères

Ce sont des diptères au corps trapu, antennes courtes, généralement à 3 articles (**Borroret al., 1992**). Ils sont caractérisés par des palpes dressés et ils se divisent en deux grandes groupes les orthorrhaphes (Taons, Asilides, Bombyles...etc.) et les cyclorrhaphes (syrphes, trypétides, muscides, calliphorides...etc) (**Chopardet al., 1963**).

a.- Les Taons

Les taons sont des diptères de grande taille dont la distribution est cosmopolite (**Chopardet al., 1963**). Ils transmettent la Loase (filariose sous-cutanée) due à l'espèce *Loa loa* ou les tabanidés du genre *Chrysops* assurent la transmission (**Poinsignon, 2005**).

b.- Les Muscidés

Diverses espèces sont hématophages et les plus importantes sont les stomoxys qui transmettent des trypanosomiasés et les glossines ou TséTsé fréquentes en Afrique qui transmettent à l'homme la maladie du sommeil et aux animaux le nagana particulièrement néfaste au bétail (**Chopardet al., 1963**).

B.- Les Nématocères

Diptère de type moustique (Fig. 2) : corps élancé, antennes généralement longue et filiforme, à plus de six articles, développement orthorhaphes. Espèces parasites à femelles seules hémaphages (**Busséras et Chermette, 1991**). Les Nématocères hémaphages sont caractérisés par leurs pièces buccales de type piqueur (labium ventral, labium dorsal, deux maxilles pour les femelles uniquement et l'hypopharynx) groupées pour constituer une trompe .la base de la trompe porte deux palpes maxillaires et l'extrémité de la gaine (labium) deux labelle servant à guider les pièces buccales lors de la pique. (**Ripert, 2007**).

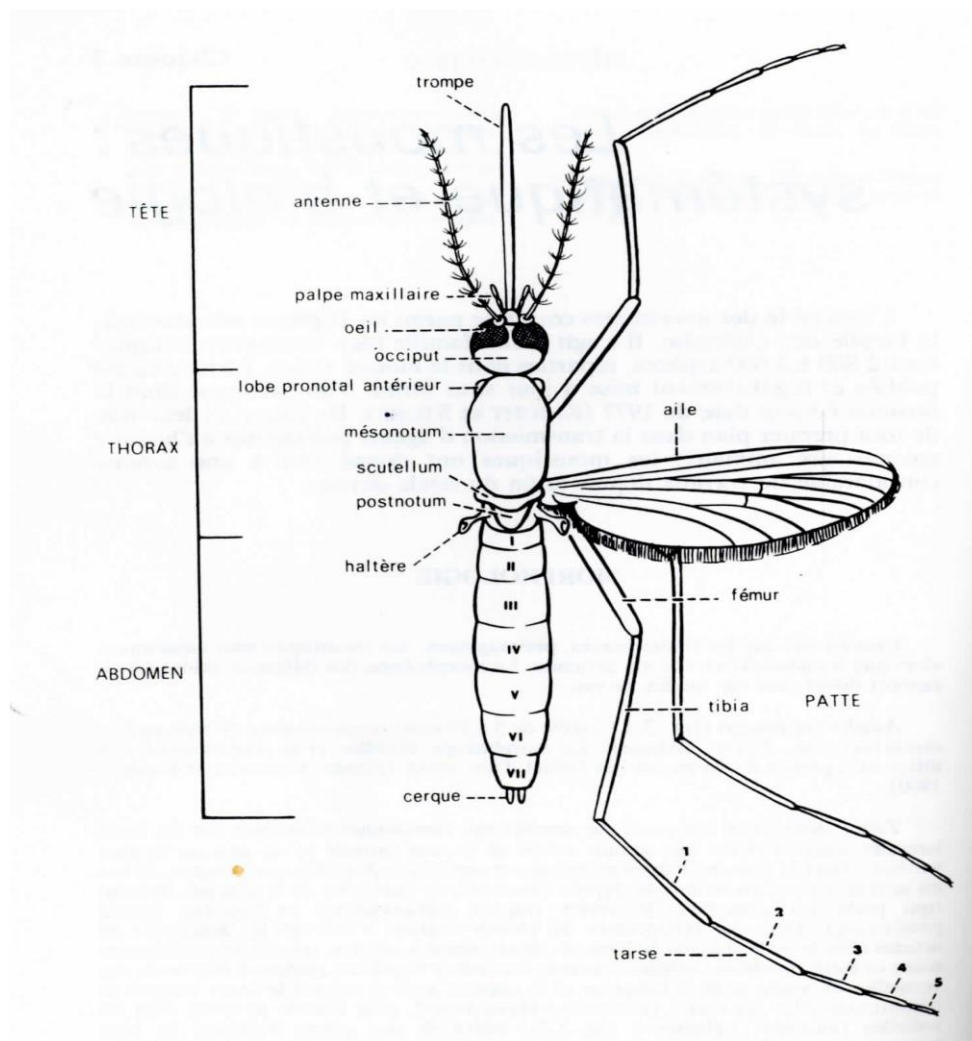


Figure 3- Morphologie générale schématique d'un moustique adulte (**OMS, 1973**)

a.- Pouvoir pathogène et rôle vectorielle des Nématocères

Les nématocères hématophage anthropophiles (moustiques, simulies, phlébotome, culicoïdes) peuvent être réellement pathogène par eux-mêmes, du simple fait de leur pique. Leur salive est urticante et allergisante. Elle est à l'origine de démangeaisons. Les lésions de grattage qu'elle engendre peuvent s'infecter. Mais c'est surtout en véhiculant des pathogènes que ces insectes sont importants pour la santé en transmettant plasmodium et leishmania, microfilaires et arbovirus (**Ripert, 2007**). Les Nématocères compte quatre familles :les culicidés, les cératopogonidès, les psychodidés et les simulidés (**Bussérias et Chermette, 1991**).

a.1.- Les Culicidés

Les culicidés ou moustiques font partie de l'ordre des Diptères et au sous-ordre des Nématocères. Selon **Seguy(1951)**, les moustiques se distinguent des autres Nématocères piqueurs par leur trompe longue et la présence d'écailles sur les nervures alaires.

Les Culicidés se divisent en trois sous- familles : les Taxorhynchitinae, les Anophelinae, les Culicinae. La famille des Culicidae comprend environs 3000 espèces (**Knight et Stone,1977**).En Algérie, 50 espèces des Culicidés de 6 genres différents sont regroupés dans les sous familles des Anophelinae et les Culicinae(**Hassaine, 2002**).

a1.1.-Cycle de vie

Les moustiques sont des insectes holométaboles passant par 4 phases de développement ; œuf,larve (4 stades larvaires), nymphe et adultes. Les trois premiers sont aquatiques, le dernier aérien (Fig. 3). La durée totale de ce développement, fortement influencé par la température, est de 10 à 15 jours pour les zones tropicales du monde qui rassemblent les plus fortes densités d'espèces (**Seguy, 1951**).

Le cycle vital des moustiques présente de nombreuses variations selon les espèces.Tous sont des insectes à métamorphose complète, ou holométaboles. Les stades de l'œuf, de la larve et de la nymphe sont aquatiques, alors que l'adulte est aérien.

L'accouplement des moustiques a lieu en vol ou dans la végétation. Un seul mâle peut s'accoupler avec plusieurs femelles à intervalles plus ou moins rapprochés (**Seguy, 1950**).

Quelques jours plus tard, selon son espèce, elle pond dans différents milieux aquatiques ou sur le sol humide. Après sa sortie de l'œuf, la minuscule larve grandit en passant par quatre stades larvaires. Lorsqu'elle a terminé sa croissance, la larve devient moins active. Elle se

transforme en nymphe. La nymphe des moustiques, même si elle est active, ne se nourrit pas. Elle respire l'air par trompette respiratoire (Pihan, 1986). Les formes adultes (imago) émergent à l'air libre en fendant l'enveloppe nymphale (exuvie) qui leur sert de flotteur pour déplier leurs ailes avant de s'envoler. La durée de ce cycle biologique varie considérablement en fonction de la température atmosphérique et de la nourriture des larves et des femelles. (Guillaumot, 2005).

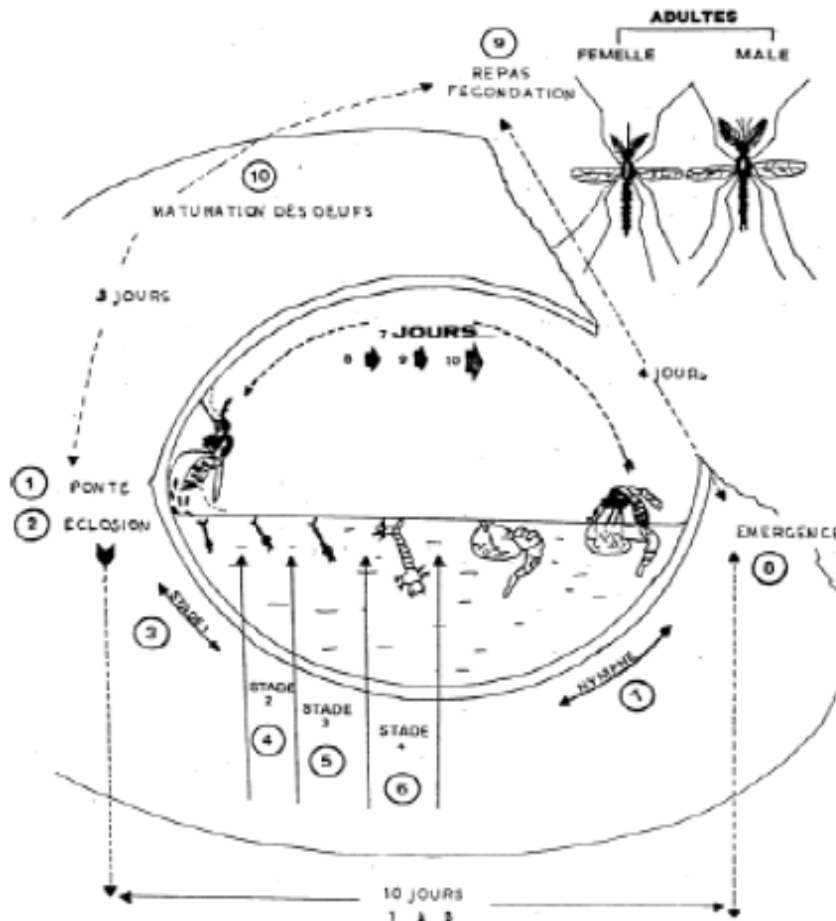


Figure 4- Illustration sémantique du cycle de vie des moustiques (Guillomot, 2005)

a1.2.-Rôle pathogène des Culicidae

Les Culicidés ont un rôle majeur dans la transmission des maladies, il s'agit des micro-parasites (virus, parasites, bactéries). Certains parmi eux tirent profit de leur hôte sans causer de dégâts. D'autres ont la capacité de transmettre des agents pathogènes qui peuvent amener la mort de leur hôte. (Benyoub, 2007).

a1.3.- Morphologie des culicidés selon leurs stades de vie

✚ Œuf

Selon **Busséras et Chermette (1991)**, pratiquement toujours les œufs sont pondus dans l'eau de rares espèces peuvent pondre dans un sol humide.

-. **Cas de *Culex*** : Ponte de 200-400 œufs réunis en nacelle (Fig. 5)

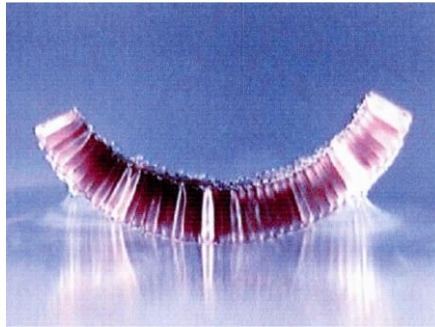


Figure 5 -Nacelle d'œuf de *Culex* (**Berchi, 2000**)

-. **Cas d'*Aedes*** : Œuf isolés avec nombreuse petites ponctuations (Fig. 6).



Figure 6 – Œufs d'*Aedes aegypti* (**IPNC**)

-. **Cas des Anophèles** : Œuf isolé, avec chambre à air, pondus par série de 100 à 150 et chaque femelle peut pondre 5 – 6 fois dans sa vie (Fig. 7).



Figure 7- Forme typique des œufs d'Anophèles (**Berchi, 2000**)

✚ La larve

La larve mesure 1 mm à la naissance, et atteint finalement environ 10 mm (Fig. 8) et caractérisée par une vie aquatique mais respiration aérienne par un siphon (**Busséras et Chermette, 1991**). Elles sont vermiformes et apodes dont leur abdomen est divisé en 9 segments, sur la face dorsale du 8^{ème} segment s'ouvrent les stigmates, soit directement chez les anophèles (Fig. 9), soit à l'extrémité d'un siphon chitineux chez les Culicinae (Fig. 9) (**Guilloteau et al., 2007**).



A - Larve d'*Aedes aegypti*



B- Larve de *Culex quinquefasciatus*

Figure 8- Larve des Culicina (A et B) (**Houdant, 2004**)



Figure 9- Larve d'*Anopheles* (**Doggett, 2002**)

✚ Nymphe

Les nymphes ont une forme générale en virgule ou en point d'interrogation ; elles sont formées d'un céphalothorax globuleux et d'un abdomen recourbé (Fig. 10). Au niveau du céphalothorax : ébauches des yeux et différents appendices (antennes, trompe, pattes, ailes), deux trompettes respiratoires prothoraciques, de forme très variable, équivalents physiologiques du siphon respiratoire de la larve (**Rodhain et Perez, 1985**).



Figure 10- Nympe d'anophèles (Dogget, 2002)

+ Imago ou adulte

L'adulte ou imago (11, 12 et 13), dont le corps est couvert d'écailles, possède une tête, un thorax et un abdomen bien individualisés (Guilloteauet *al.*, 2007). Taille de 5 à 20 mm (Rodhain et Perez, 1985).



Fig. 11 –*Aedes* (Rodhain et Perez, 1985)



Fig. 12 *Anopheles gambiae* (Guillaume, 2009)

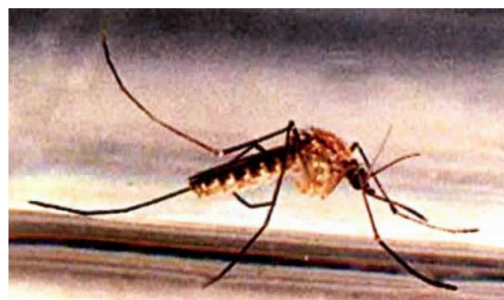


Figure13- *Culex* (Guillaume, 2009)

a.2.-Les psychodidés

Les psychodidae ont des Antennes de calibre uniforme, Ailes velues, un seul genre important *Phlebotomus* qui sont cosmopolite mais surtout abondants dans les régions chaudes,

la femelle est hémaphage par télémphagie (**Busséras et Chermette, 1991**). Ce sont des insectes de petite taille 1 à 4 mm de couleur pale (jaune, grisâtre ou brunâtre), fortement velus, d'aspect bossu, très fragiles (Fig. 14). Ils sont caractérisés par des pièces buccales formées de (labre, mandibule, maxilles, hypopharynx, labium) forment un proboscis assez court et ailes très velues, en forme lancéolée (**Rodhain et Perez, 1985**). La famille du phlébotominae regroupe environ 700 espèces. 70 espèces des genres *Phlebotomus* et *Lutzomyia* transmettent les protozoaires du genre leishmania, diverses arboviroses (phlébovirus, vésiculovirus, et orbivirus) ainsi. Ils ont une activité nocturne ou crépusculaire (**Dieng, 1995**). Les phlébotomes sont le pivot central de l'épidémiologie des leishmanioses dont ils sont les vecteurs exclusifs, C'est l'exemple même de la maladie à focalisation vectorielle (sans phlébotomes pas de leishmanioses). Ils transmettent aussi à l'homme les arbovirus responsables du groupe des fièvres à phlébotomes et bartonelle bacilliformis, agent de la verruga péruvienne et de de la fièvre de Oroya (**Léger et Depaquit, 2007**).



Figure 14-*P. dubosqi* (**Pesson, 2004**)

a.3.- Les simullidés

Ce sont de Petits insectes noire et trapus, les simulies mesurent entre 2 et 4 mm de long (Fig. 14). Elles ont les pattes courtes, un corps ramassé, un thorax vouté et des ailes larges et transparentes (**Raastad, 2007**). Leurs antennes sont relativement courtes, mais formées de 11 articles empilés, concernant la transmission des maladies le *Simulium* est le genre principale avec 38 sous-genre dont le *Simulium damnosum* est l'espèce qui pique notamment l'homme en Afrique (**Busséras et Chermette, 1991**). Ce sont des petites mouches bossues dont les femelles hémaphages du genre *Simulium*, ils transmettent la filaire encochera volvulus qui provoque l'onchocercose ou la cécité des rivières qui ce rencontre en Afrique Centrale et du sud (**Poinsignon, 2005**) et les réactions allergiques à leurs piques sont d'une grande importance chez l'homme et les animaux domestiques, à la différence des

moustiques qui piquent (solénophages), les simulies mordent la peau de leurs hôtes et lèchent ensuite le sang qu'elles ingèrent (télmophages) (Raastad, 2007).

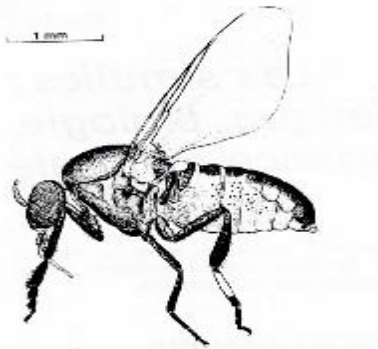


Figure 15- Simulie (Seguy, 1951)

a.4.- Les cératopogonidés

Les cératopogonidae sont des insectes minuscules. Leur taille varie de 0,8 à 2,5 mm, agressifs pour l'homme et les animaux (Ripert, 2007). Ils sont caractérisés par une trompe courte et une faible dimension. ils ont des antennes longues, moniliformes et des ailes velues, parfois appelés bibets ou guibets dans l'ouest de la France (Bussérias et Chermette, 1991). Le genre *Culicoides* (Fig. 16), *Culicoides imicola*, est la principale espèce vectrice de la fièvre catarrhale en Afrique (Ripert, 2007). Beaucoup de ces diptères attaquent l'homme ou les vertébrés (mammifères, oiseau), surtout crépusculaires. Ils constituent une importante nuisance et certaines espèces sont vectrices d'agents pathogènes (filaires, arbovirus) (Rodhain et Perez, 1985).

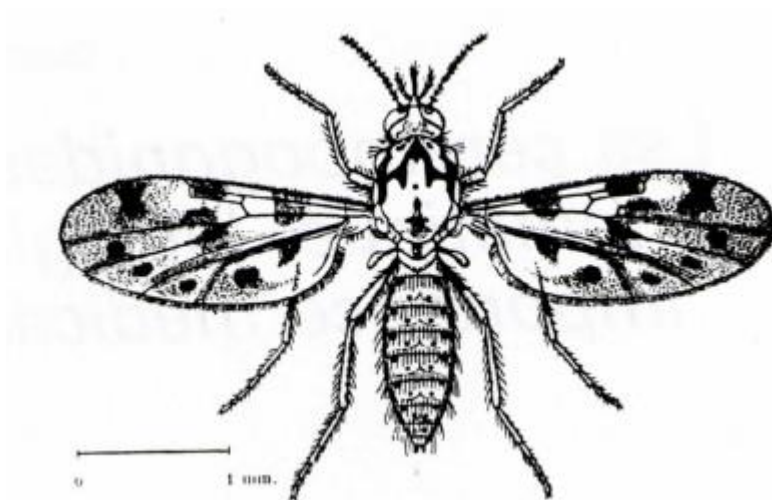


Figure 16- Culicoides (Seguy, 1951)

1.5.- Les pathogènes à transmission vectorielle

Les pathogènes à transmission vectorielle peuvent être des arbovirus, des bactéries, des protozoaires comme ils peuvent être des filaires (voir **Annexe 1**) (**Frolet, 2006**)

1.6.- Transmission vectorielle (Annexe 2)

Le parasite est transmis au vecteur au cours du repas de sang de l'insecte femelle sur un hôte contamine selon l'aptitude de l'espèce à laquelle appartient l'insecte à transmettre et assurer le cycle biologique du parasite, l'infection affectera un hôte sain au cours d'un autre repas sanguin (**Guillaume, 2009**).

De la pique à l'infection du vecteur

- Localisation de l'hôte

Selon l'activité de l'insecte, de son site d'évolution, des variations saisonnières, de l'état larvaire, des fonctions sensorielles des l'insecte, un hôte est repéré, puis localisé.

La pique elle à lieu sur une zone de peau exposée où les capillaires sont nombreux. si les pièces buccales sont un proboscis long : l'insecte se nourrit directement dans le capillaire .les stylets percent la peau et aspirent le sang (solénophagie) par le canal alimentaire situé dans l'une des ses pièces buccales et si les pièces buccales sont un proboscis court le canal alimentaire est formé par le labium et labre. Une pompe située dans la tête permet d'aspirer le sang à partir du microhématome (telmophagie), cependant que la salive est injectée par un fin canal à partir de l'hypopharynx. La salive facilite la prise du repas sanguin.

- L'infection du vecteur

Obstacles à franchir par le parasite

La membrane péritrophique : composée de protéines et de chitine protège l'estomac en s'opposant au passage des parasites. Sa formation débute rapidement après le repas sanguin. Elle est perméable aux enzymes et aux produits de la digestion. L'hémolymphe : est le site d'activation de la réponse immunitaire.

Compétence vectorielle

Selon l'arthropode considéré, ces obstacles peuvent être franchis et le parasite va poursuivre son évolution chez le vecteur. Au cours d'une prochaine pique l'insecte transmet le parasite par un mécanisme qui lui est propre et qui sera envisagé avec les parasites étudiés.

La capacité à s'infecter et à assurer le développement du pathogène est sous contrôle génétique.

1.7.- Les principales infections humaines à transmission vectorielle, avec leurs principales caractéristiques épidémiologiques

Dans le tableau suivant sont résumées les principales infections humaines vectorielles en fonction de leurs principales caractéristiques épidémiologiques.

Tableau 2 - Principales infections humaines à transmission vectorielle

	Agent de la maladie	La maladie	Vecteurs	Hôte réservoirs	Répartition
Virus (arbovirus)	Flaviviridae Flavivirus	Dengue	<i>Ae. Aegypti.</i> <i>Ae. Albopictus</i> <i>Ae. polynesensis</i>	Homme Vecteurs	Cosmopolite
	Flaviviridae Flavivirus	Encéphalite Japonaise	<i>Culex</i> <i>Tritaniorhynchus</i>	Porcs : Oiseaux Sauvages	Zones rurales d'Extrême-Orient Asie du sud-est Papouasie
	Togaviridae Alphavirus	Chikungunya	<i>Ae. Aegypti.</i> <i>Ae. Albopictus</i>	Homme Singes Vecteurs	Afrique Océan Indien Asie , Europe du sud dont France
	Bunyaviridae Phlebovirus	Infection à virus toscana	Phlébotomes	Homme (autre mammifères)	POURTOUR Méditerranée
Bactéries	<i>Bartonella Quintana</i>	Fièvre de tranchée	Poux de corps	Homme	Cosmopolite
	<i>Rickettsia prowazekii</i>	Thyphus à T. exanthématique	Poux de corps	Homme	Cosmopolite
	<i>Coxiella burnettii</i>	Fièvre Q ou coxiellose	Tiques	mammifères	Cosmopolite
	<i>Batonella Baciliformis</i>	Fièvre Oroya=maladie De carrion	Phlébotomes	Homme	Dans les hautes vallées de la Cordillère des Andes, en Amérique du sud intertropicales
Protozoaires	<i>Plasmodium</i> Sp.	Paludisme	Moustique <i>Anophelessp</i>	Homme	Régions intertropicales
	<i>Trypanosoma Brucei Gambiense</i>	Maladie du sommeil	Mouche tsé-tsé	Homme	Afrique Quest et centrale

Helminthes	Filaire Wuchereria Bancrofti Brugia Malayi	Filariose Lymphatique	Moustique <i>Aedes</i> <i>Anopheles</i> <i>Culex</i> <i>Mansonia</i>	Homme	Afrique, Océan Indien, pacifique (dont Polynésie française, Wallis et Futuna). Asie
	Filaire <i>Loaloa</i>	loase	Taons chrysope	Homme	Afrique central foret
	Filaire Onchocerca volvulus	Onchocercose Céciter des rivières	Simulies	Homme	Afrique Ouest et centrale, Amérique du sud
	Filaire <i>Mansonella</i> Sp.	Filariose des séreuses	Cératopogonidae	Homme	Afrique Ouest et centrale, Amérique du sud

(Gérard, 2012)

Chapitre II

2.1- Objectif de l'étude

La présente contribution consiste à réaliser un inventaire systématique des insectes aux alentours du lac et du chenil d'élevage de la réserve de chasse de Zéralda, ainsi à l'identification des larves de moustique récoltées dans cette zone. La période expérimentale s'est étalée sur 5 mois du début de mars jusqu'à juillet de l'année 2017.

L'objectif de ce recensement entomologique réalisé sur les peuplements d'insectes dans cette réserve est multiple : il s'agit de connaître la composante taxonomique de ces communautés, connaître les insectes agents vecteurs potentiels de maladies transmissibles à l'homme et aux animaux d'élevage, leur répartition spatiale, leurs richesses et leurs abondances relatives. L'utilisation de piège à l'huile de ricin et le gobe mouche et renseignera également sur l'efficacité de ces types de pièges utilisés. Afin d'atteindre ces objectifs, nous avons opté au recensement des insectes dans deux stations.

Le site "RCZ" est choisi selon leur latitude et longitude ainsi que par leur situation bioclimatique, et leur accessibilité (sécurité). Cette zone est également reconnue comme étant un foyer de différentes maladies vectorielles.

2.2-Région d'études

2.2.1.- Présentation et localisation

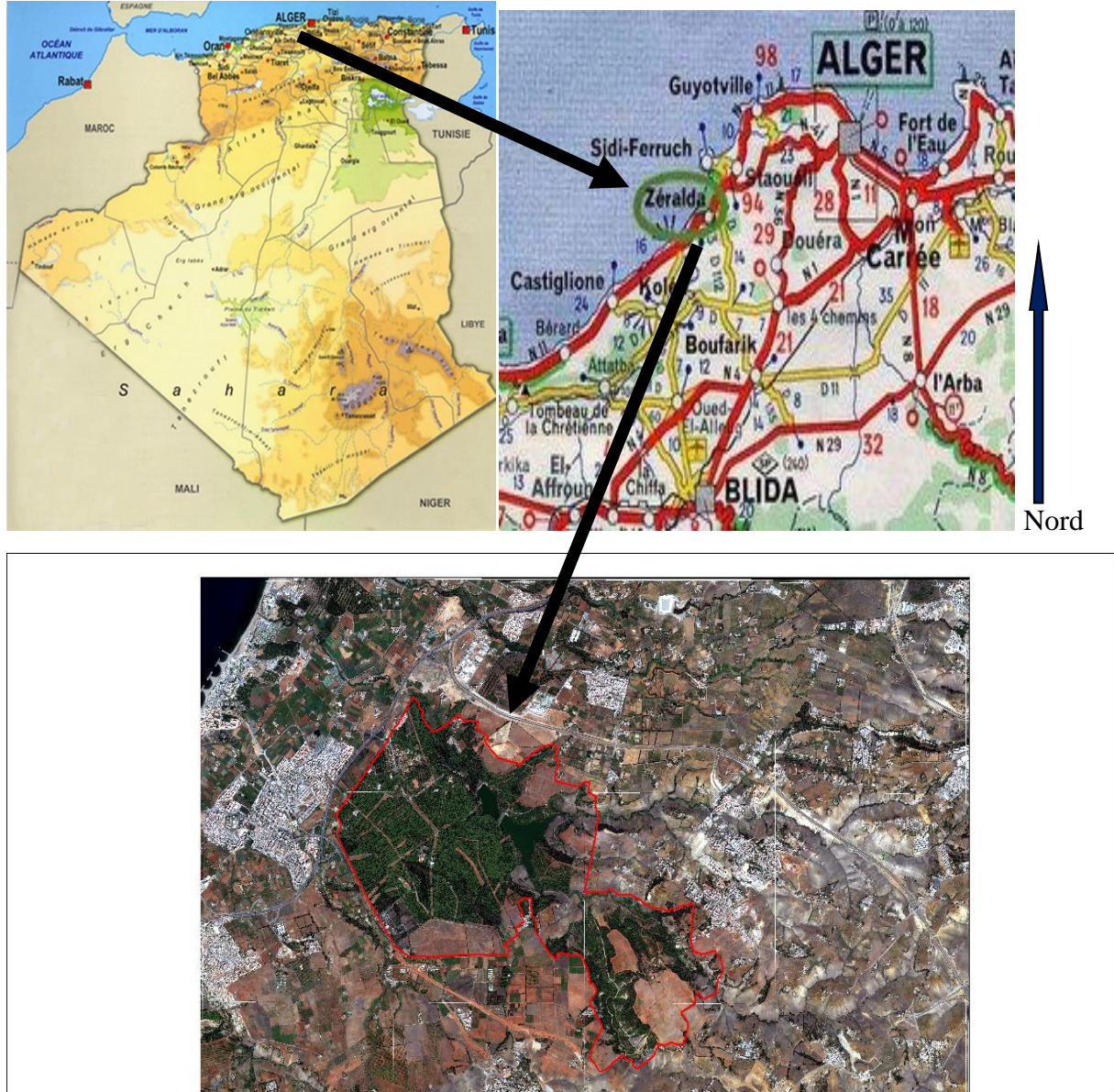
La réserve de chasse de Zéralda est un établissement public, situé en dehors de l'agglomération. Elle fait le contraste avec une urbanisation galopante. La forêt de la R.C.Z qui est à l'origine, une subéraie dégradée, est un reboisement en majorité de pin d'Alep et son cortège floristique formé essentiellement par le groupement d'oléo-lentistique, constituent un véritable sanctuaire écologique. Cette forêt joue le rôle d'un véritable poumon de la région. Elle s'étend sur une superficie de 1078 ha dont 460 ha représentée par la forêt domaniale d'Oued Elle Aggar située dans le territoire de Zéralda, 574 ha est représentée par des terrains de cultures et de maquis couvrant le territoire de Mahelma, Souidania, Staouéli et Rahmania, le reste est occupé par le territoire de Sidi Fredj d'une superficie de 44 ha. La réserve offre les meilleures conditions pour le développement des espèces végétales et animales.

La réserve de Chasse de Zéralda est située à 30 km à l'ouest d'Alger, à 50 km à l'est de Tipaza et à 2 km de la mer méditerranéenne. Elle est limitée au nord, nord-ouest, nord-est et sud-est respectivement par les communes de Staouéli, Zéralda, Souidania et Rahmania (Fig. 17). Elle s'étend sur une superficie de 1078 ha.

Comprise entre les coordonnées Lambert suivant :

X= 4064 m Y= 487 m

X= 4059 m Y= 492 m



Echelle 1cm = 5 km

Figure 17– Situation géographique de la Réserve da chasse de Zéralda (**Google Earth, 2016**)

2.2.2.-Les facteurs édaphiques

Les facteurs édaphiques comprennent toutes les propriétés physiques et chimiques du sol qui ont une action écologique sur les êtres vivants (**Dreux, 1980**).

2.2.2.1.- Topographie, relief et pédologie

La zone d'étude fait partie du Sahel occidental d'Alger. Elle est formée de relief relativement accidenté qui se présente sous forme de plaines, de collines et de vallons. Le plus haut point culmine à une altitude de 190m et le plus bas est de 10m.

Généralement, elle est constituée de plusieurs versant, d'exposition multiples (Sud, Nord, Est, Nord-est...) entre lesquelles se dessinent des vallons collectant les eaux de réception dévalant des pentes environnantes. Ces dernières sont comprises entre 3% et 50.

Les sols rencontrés sont les sols bruns forestiers sur l'argiles et sur marnes sous les peuplements de Pin d'Alep et des sols rouges méditerranéens sur des grès et les sables qui sont des sols du groupement du chêne liège, ce sont en générale des sols profonds caractérisés par trois (03) horizons (A.B.C).(Saidi, 2005)

2.2.2.2.- Réseau hydrographique

Les principaux oueds qui constituent le réseau hydrographique de la R.C.Z sont présentés dans la figure 18. Ces oueds déversent directement dans le barrage de la R.C.Z dont la majorité de ces derniers sont temporaire à un débit faible (Sumarski, 1986).

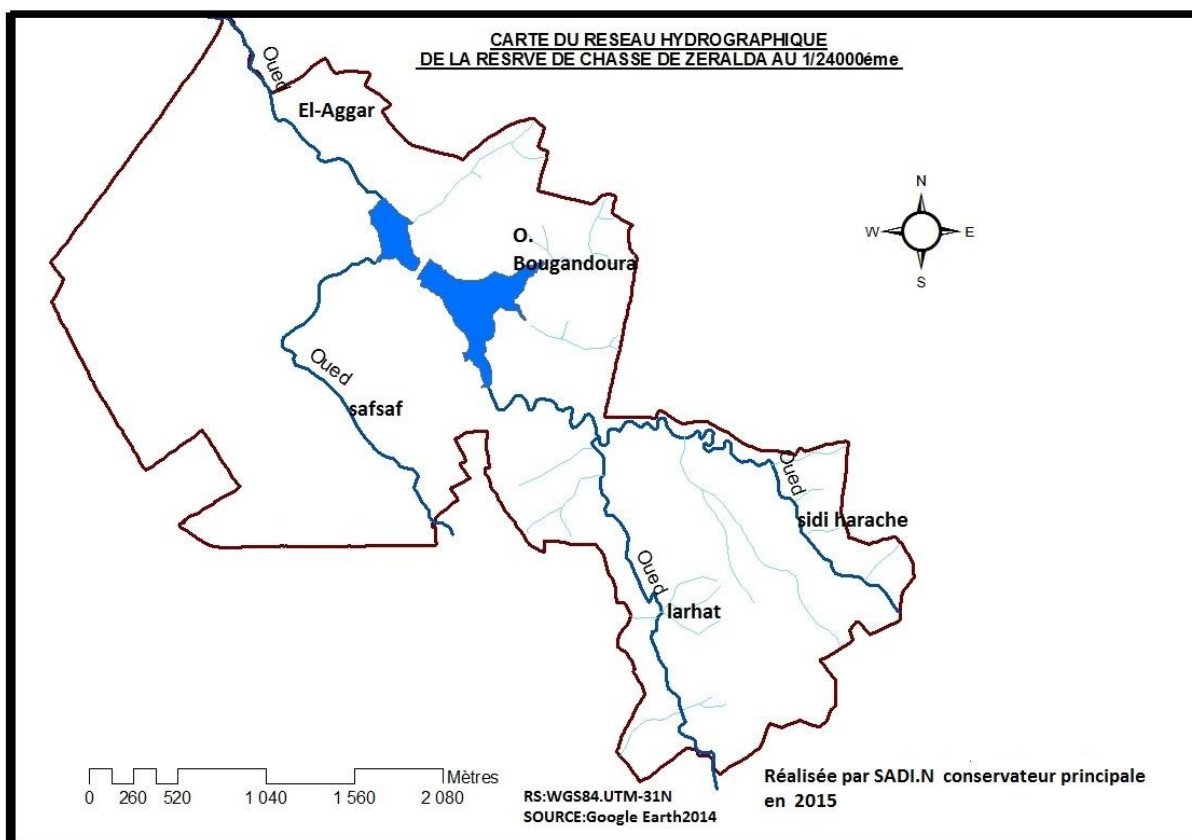


Figure 18- Réseau hydrographique de la réserve de chasse de Zéralda.

Il faut rappeler que le plan d'eau de la R.C.Z est classé typologiquement dans la classe 13 de la classification Ramsar (zone humide artificielle). Il se situe au périmètre de la Réserve de chasse, dans une dépression à l'abri des vents, assez ombragée une bonne partie de la journée et entourée d'une belle forêt de *Pinushalepensis* conditionné par la configuration du terrain. Le barrage est constitué d'un ensemble de deux plans d'eau juxtaposés (**Sumarski, 1986**). Le plan d'eau supérieur à un niveau d'eau et une superficie variable respectivement de 62 m et 17 ha. Il sert de réservoir pour l'alimentation du plan d'eau inférieur, qui a un niveau et une superficie stable respectivement de 54 m et 5 ha (**A.N.B.T., 2007**).

2.2.3.- Facteurs climatiques

Deux grandes saisons caractérisent le climat de Zéralda : une saison hivernale peu rigoureuse et assez pluvieuse, s'étalant et sèche qui s'étend de la fin du printemps jusqu'à la fin de l'été.

Les caractéristiques d'un climat résultent de la combinaison des composantes telles que la température, les précipitations, l'humidité atmosphérique et le vent. Le climat présente une variabilité intra et interannuelle. Les variations de températures et de précipitations ont des répercussions sur la thermorégulation et sur les ressources alimentaires disponibles, en termes de qualité et de biomasse produite (**Baubet, 1998**).

2.2.3.1.- Précipitations

Les précipitations constituent un facteur écologique d'importance fondamentale pour le fonctionnement et la répartition des écosystèmes terrestres (**Ramade, 2009**). La pluviométrie a une influence importante sur la flore et sur la biologie des espèces animales (**Mutin, 1977**). Elles influent sur la vitesse de développement des animaux, sur leur répartition dans le biotope et sur la densité de leurs populations (**Dajoz, 2006**) de plus (**Deux 1980**), explique que les animaux terrestres ont tous besoin d'eau dans leurs alimentations, pour compenser les pertes inévitables dues à la transpiration et à l'excrétion.

Tableau 03 - Précipitations moyennes mensuelles de la région d'étude de l'année 2016/2017.

Mois	I	II	III	IV	V	VI	VII	8	9	10	11	12
P (mm)	13,9	9,0	20,5	2,3	2,0	3,7	3,7	2,0	10,7	5,0	16,3	8,9

2.2.3.2.- Températures

La température est le facteur le plus important au sein des agents climatiques. (**Dreux, 1980 ; Dajoz, 2006**). Elle représente chez la totalité des espèces un des facteurs limitant de toute première importance, car elle contrôle l'ensemble des phénomènes métaboliques et conditionne de ce fait la répartition de la totalité des espèces et des communautés d'êtres vivants dans la biosphère (**Ramade, 1984**).

Tableau 04-Température moyenne mensuelle de l'année 2016/2017

Mois	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X	XI	XII
T.max (C°)	15,6	18,3	19,9	19,8	22,6	26,0	29,0	27,4	26,9	26,1	21,4	17,8
T.moy (C°)	13,4	16,2	17,2	17,8	20,5	24,0	26,7	25,4	24,8	23,9	18,9	16,1
T.min (C°)	11,2	14,2	14,3	15,7	18,5	21,9	24,5	23,3	22,7	21,8	16,5	14,3

(O.N.M, 2017)

2.2.3.3.-Synthèse climatique

La synthèse climatique s'exprime par plusieurs indices nous retiendrons particulièrement :

- L'indice pluviométrique d'Emberger.
- Le diagramme ombrothermique de Bagnouls & Gaussen (1953).

a.- Le diagramme ombrothermique de Bagnouls & Gaussen

Le diagramme ombrothermique (Ombro = pluie, thermo = température) (Fig. 19) permet de déterminer les périodes sèches et humides d'une région à partir de l'exploitation des moyennes mensuelles de températures et de précipitations (Tab. 4).

Tableau 04-Moyennes mensuelles des températures et précipitation durant (2015)

Mois	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
P (mm)	70,8	85,14	69,3	52	45,5	10,8	1,6	13,9	28,1	65,5	118,2	100,8
T (c°)	13,05	13,8	15,3	18,0	21,4	25,1	27,8	28,7	26,2	23,3	19,7	15,4

(O.N.M, 2017)

Le diagramme ombrothermique est tracé en portant en abscisses les mois et en ordonnées les précipitations sur l'axe principal et les températures sur l'axe secondaire. Bagnouls et Gaussen (1953) considèrent qu'un mois est sec lorsque le rapport $P / T \leq 2$, c'est-à-dire que la sécheresse s'établit lorsque la pluviosité mensuelle (P) exprimée en mm est inférieure au double de la température moyenne mensuelle (T) exprimée en °C, soit $P \leq 2 T$. durant 2015, la période sèche s'étale sur 5 mois et demi du mois de mai au début du mois

d'octobre et la période humide le reste de l'année avec notamment les mois de novembre, décembre, janvier et février qui sont les plus pluvieux.

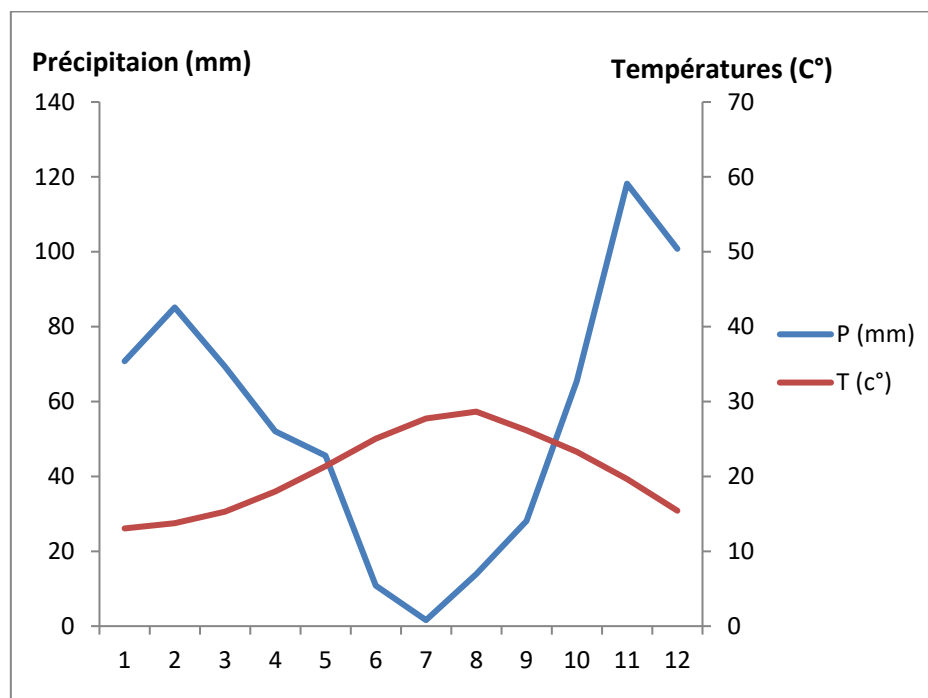


Figure 19 - Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gausson de la station R.C.Z.(photo originale)

b.-Climagramme d'Emberger (quotient pluviothermique)

Pour classer le type de climat d'une région, il faut calculer un indice qui permet de déterminer les différents types d'étages bioclimatiques : le climagramme pluviothermique d'Emberger Cet indice est d'autant plus élevé quand le climat est plus humide (Dajoz, 1985).

- . Q2 est calculer selon la formule suivant $Q2 = 3,43 (P/(M-m))$ Avec :
- . P : la pluviométrie annuelle (mm).
- . M : la moyenne des températures maximales du mois le plus chaud,
- . m : la moyenne des températures minimales du mois le plus froid (Tab. 05)

Tableau 05 - Précipitation et Température pour la station de la RCZ (2004-2014)

Mois	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X	XI	XII	Moy
P(mm)	72,6	84,8	70,5	55,4	54,1	8,7	1,6	12,5	27,1	58,7	102,9	112,1	661
T max	14	15,4	17,66	19,8	22,7	26,4	29,1	26,8	26,8	24,6	20	16,31	21,63
T min	5,5	5,6	7,7	9,8	12,6	16,2	19,4	16,9	17,9	14,6	10,7	7,2	12,01
T moy	9,75	10,5	12,68	14,8	17,3	21,3	24,25	21,85	22,35	19,6	15,35	11,75	16,82

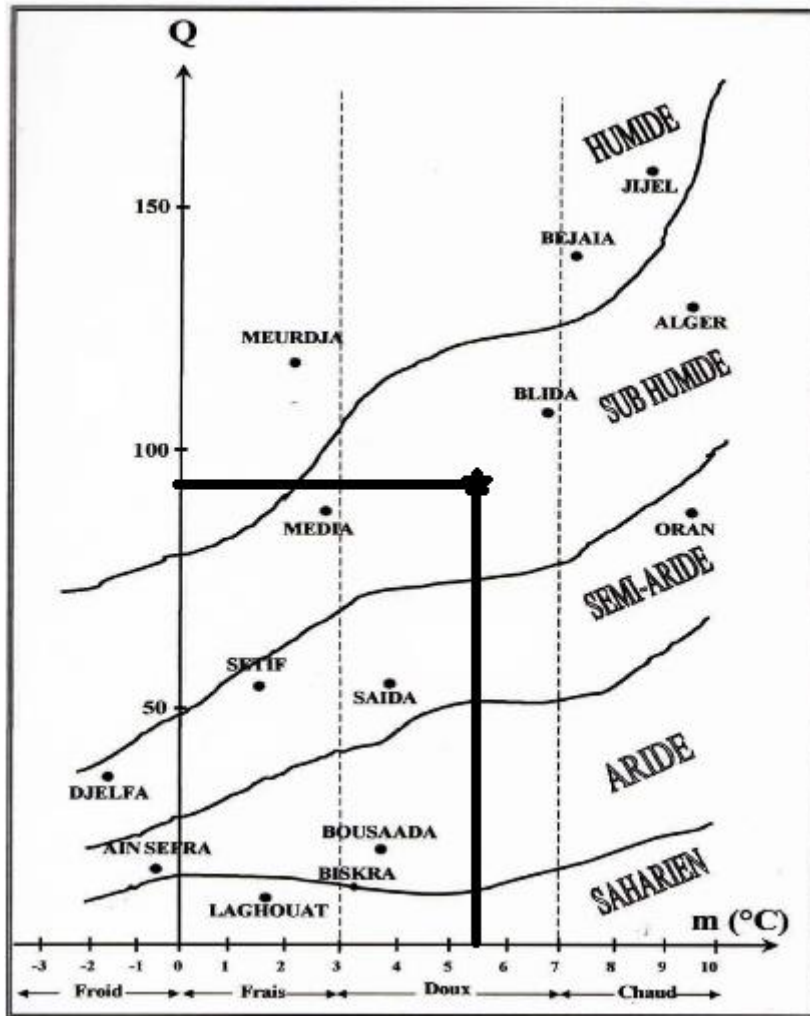


Figure 20 -Climagramme d’Emberger pour la station de RCZ (2004-2014)

Pour la réserve de chasse de Zéralda, le quotient pluviométrique d’Emberger (2004-2014) égale à 87,86. Cette valeur nous a permis de classer cette région dans l’étage subhumide à hiver doux(Fig. 20).

2.2.3.- La faune de la R.C.Z

La faune de la R.C.Z est composé de mammifères, la faune avienne, la population piscicole, les reptiles et les amphibiens est développée en annexe1.

2.2.4.- Choix et description des stations d’études

2.2.4.1.- Choix des stations

Les deux stations choisies pour l'échantillonnage des arthropodes correspondent à deux milieux différents.

- La première station située aux abords du marais (le barrage de la réserve) qui est un milieu riche en faune et en flore.
- La deuxième station est un milieu d'élevage d'animaux. Il réunit des conditions favorables pour l'installation et la multiplication des insectes.

2.2.4.2.- Description des stations

Les stations d'études choisies sont présentées dans la figure 20 :

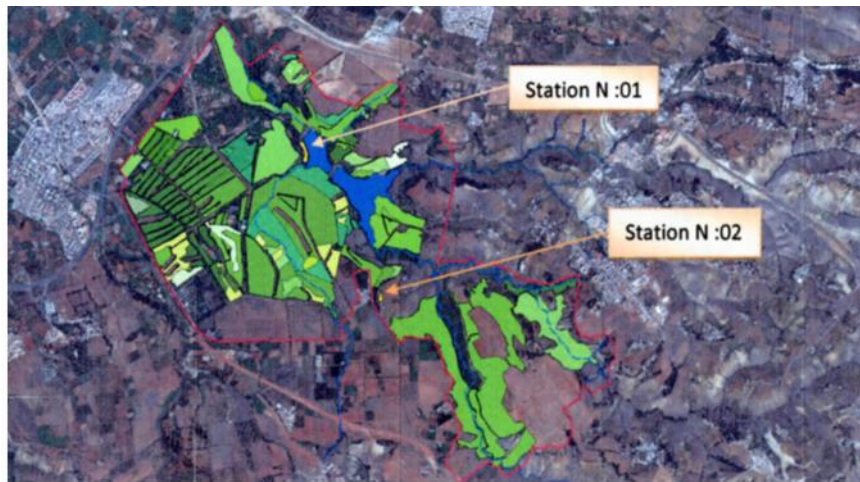


Figure 21 - Stations d'études dans la R.C.Z (Boubrouta et Iguernlaala, 2015)

a.- Station 1

Cette station se trouve en bordure de la retenue inférieure d'Oued El-Agare d'une superficie de 4956 m², ornée d'une végétation très riche en *Typha latifolia* et de *Papyrus*. La végétation se présente en trois strates, arborescente, et herbacée (annexe 3).



A -Lac inférieur de la RCZ (Originale)



B - Basin

C – Pont

Figure 22– Station 1 Lac inférieur et Lieux de récolte des larves (Originale)

b.- Station 2

Celle-ci est située au sein d'un chenil près d'un verger d'abricotier, sa superficie est de 2500 m³. Comme le but de notre étude est de chercher à mieux connaître les insectes agents vecteurs potentiels de maladies transmissibles à l'homme et aux animaux d'élevage, notre station a été choisie dans un site d'élevage des chiots, la végétation de cette station caractérisée par la présence de trois strates, arborescente, arbustive et herbacé.



A : fontaine



B : niche



C : bassin lieu de récolte des larves



D : niche



E : les niches des chiens

Figure23 - Station (2) au niveau du chenil (**Originale**)

2.3.- Méthodes d'échantillonnage

Nous avons utilisé trois méthodes de piégeage à savoir, le piège à huile de ricin, les gobes mouches, et le Filet troubleau.

2.3.1.- Piège à l'huile de ricin

Connue depuis les importants travaux des épidémiologistes Russes Vlazow (1932) et Pertrischeva (1935). La technique des pièges adhésifs est sans doute la mieux adapté a l'inventaire qualitatif et quantitatif des phlébotomes en région méditerranéenne et tout particulièrement aux études chronologiques (Abonnenc, 1972 ; Madulo-Leblond, 1983).

La méthode de piégeage à l'huile de ricin est non sélective qui a été largement utilisée dans ce genre d'enquête dans divers pays de la région méditerranéenne (**Rioux *et al.*, 1964, 1969 ; Schleinet *al.*, 1982**).

Un carton est coupé en rectangle et couvert avec du papier aluminium puis étalé avec de l'huile de ricin et attaché à l'aide d'un fil de fer sur le grillage des niches des chiens à la hauteur du visage. Une fois par semaine les insectes capturés sont récupérés soigneusement par un pinceau de peinture et ont mis dans des boites de coprologie qui contient de l'alcool 70% (**Marniche com.Pers.**).



Figure 24 -Piège à l'huile de ricin (photo originale)

2.3.1.1.- Avantages de piège à l'huile de ricin

L'absence de l'effet répulsif sur les diptères et l'environnement, Peu couteuse et facile à manipulée (soluble dans l'alcool ce qui facilite la récupération des insectes).

2.3.1.2.- Inconvénients

Le risque de perdre la morphologie générale d'insecte telle que les pattes et les ailes qui est la base de l'identification des insectes capturés.

2.3.2.- Le Filet troubleau

Le filet utilisé est le résultat d'une combinaison entre le filet troubleau simple et le filet Wisconsin. Adapté à notre condition de travail, le faite de la présence des larves dans des petits gites à faibles profondeurs et aussi la non-disponibilité du filet dans le marché.

Le filet est confectionné d'une manche en bois qui se termine par un cercle (qui s'emboite) qui retient un filet (tissu transparent qui filtre (Organza)) en forme de cône comme le simple

filet troubleau et se termine par un récipient d'une manière qu'on peut l'enlever et replacé comme le filet Wisconsin (Fig. 25). Le filet est plongé dans l'eau jusqu'à la moitié du poigner le manipulateur reste mobile jusqu'au les larves hivernantes remonte et avance vit le filet tout en ramassant ces dernières. Puis il enlève le récipient et récupère les larves avec une pipette dans une boîte de pétrie .à l'aide d'un pinceau les larves sont mis dans l'alcool 70° dans des flacons d'analyse.



Figure 25 - Filet troubleau (Originale)

Ressemble au filet fauchoir, le filet troubleau est utilisé pour la capture des insectes aquatiques. Il est nécessaire de troubler l'eau pour augmenter le nombre et la variété des captures (Khelil,1995).

-. Le filet Wisconsin :

Le filet Wisconsin est constitué d'un cerceau métallique qui retient un filet en forme de cône termine par un réceptacle. Ce filet est retenu dans l'eau grâce à des cordes attachées au cerceau. Il s'emploie de la même façon que le D-frame. (Sabri, 2013).

2.3.3.- Le piège à Gobe mouche

Ce piège est de forme circulaire, fabriqué en plastique et résistant aux intempéries. Il est composé d'un entonnoir inversé (Fellah et Dhouibi, 1995). C'est un piège chimique d'attraction provoquée artificiellement dont le quelle nous déposons une substance liquide attractive est placée dedans (Khelil, 1995).

Les gobe mouches sont appâtés avec une solution sucrée et colorée. Ils sont accrochée à l'aide d'un filet de fer aux branches des arbres. Le gobe mouche est placé à l'intérieur de la couronne foliaire de l'arbre sous l'ombre des branches et à la hauteur du visage de l'opérateur comme il est conseillé parArambourg(1986) et Lopez-Villata(1999).



Figure26 – Piège à gobe mouche (Originale)

Le gobe mouche résulte d'une bouteille en plastique coupée en deux et donnée un entonnoir et un récipient. L'entonnoir est inversé sur le récipient contenant l'eau et le vinaigre d'une façon à ce que le bouchon d'entonnoir ne soit pas trempé dans la solution (eau + vinaigre). Une fois par semaine, cette solution va-t-être changée par une nouvelle. A l'aide d'un pinceau ou/et pince entomologique, les insectes trempés dans l'initiale solution vont être récupérés et conservés dans l'alcool 70% dans des boites de coprologie.

2.4.- Technique de tri et de conservation des insectes piégés

Les insectes englués sont prélevés à l'aide d'un pinceau fine et transférés dans des boites contenant de l'alcool à 70°. Chaque boîte est munie d'une étiquette portant la date et le nom de la station de capture. Un séjour de 48 heures environ dans l'alcool à 95% est nécessaire pour solubiliser totalement l'huile de ricin puis nous la remplace par l'alcool à 70% qui servira de milieu de conservation (Fig. 27) (**Marniche com.Pers.**).

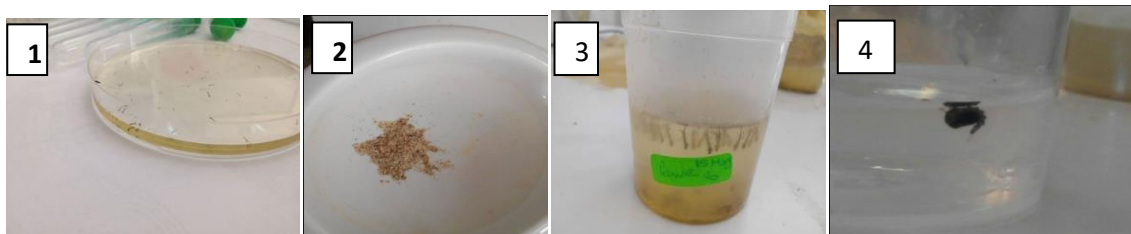


Figure 27- Conservation des insectes capturés dans de l'alcool (Originale)

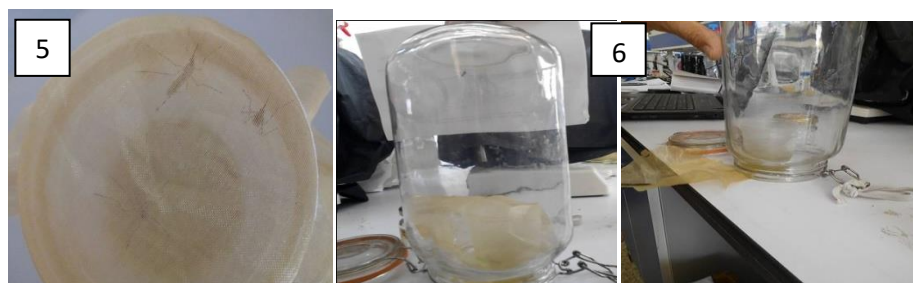
2.5.- Élevage des larves

L'élevage des larves est conditionné par différents facteurs qu'il importe de maîtriser, Ce sont, principalement : la lumière, la température, la qualité de la nourriture et sa quantité, ainsi que la densité de larves par unité de surface ou de volume d'eau dont la lumière est un facteur peu importante, la température est par contre un facteur majeur retentissant principalement sur la vitesse de développement et la qualité et la quantité de nourriture sont facteurs qui interviennent surtout sur la vitesse de croissance et le rendement de l'élevage. Les éléments nutritifs apportés aux stades pré-imaginaux doivent être divers : glucides, protides, éléments minéraux (**Marnich com.Pers.**).

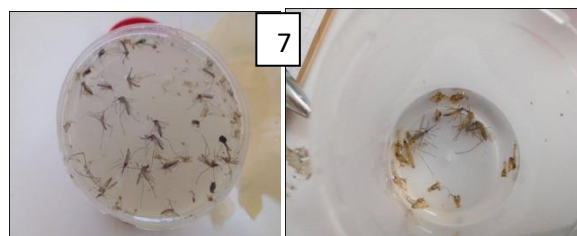
Nous avons réalisé l'élevage de 50 larves à l'ENSV (Lab. Zoologie) du 15 au 23 Avril. Les larves sont mises dans une boîte contenant de l'eau. Ces dernières sont fermées par un tissu transparent et qui laisse pénétrer de l'air. Nous avons utilisés les crochètes du chat avec la levure de bière et le biscuitcasse-croûte comme aliment (Fig. 28).



1 : Comptage des larves 2 : alimentation 3 : 50 larves 4 : Stade nymphale



5 : Émergence des imago 6 : Récupération des imago

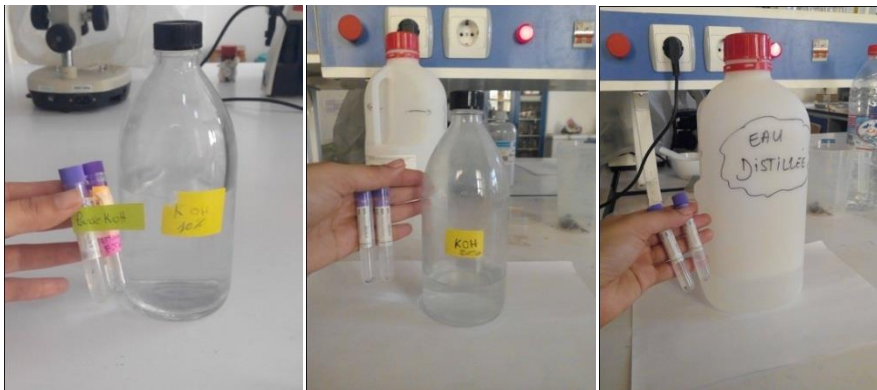


7 : Conservation des imago dans l'alcool

Figure28 – Les différentes étapes d'élevage des larves de moustiques (Originale)

2.6.- Montage des larves

Les larves récoltées doivent être passées par le lavage de KOH 10%, puis le lavage KOH 20%, le bain alcoolique du 70 jusqu'à 100% pendant 20 minutes pour chaque une (Fig. 29). Après nous les mettrons entre lame et lamelle dans le xylème et le baume du Canada (rôle de conservation). Cette lame doit être restée dans l'étuve pendant une semaine au minimum (Babacar, 1980).



A : Lavage des par KOH

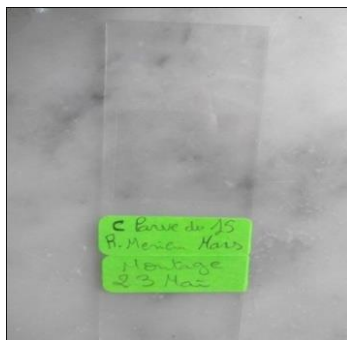
B : lavage par l'eau distillée



C : Bain alcoolique



D : Xylème + baume du Canada



E : larve entre lame et lamelle



F : lames des larves dans l'étuve

Figure 29 - Montage d'une larve de moustique (Originale)

2.6.– Matériel

Le matériel utilisé dans la présente étude est récapitulé comme suit (Fig. 30) :

- | | | |
|----------------------------------|-------------------------|--|
| - Boîtes de pétrie en plastique. | - L'eau distillée. | - Epingle entomologique. |
| - Pince fin. | - L'alcool à 95 % | - Pince entomologique. |
| - Pinceau de peinture neuf. | - L'alcool à 90% | - KOH à 10%. |
| - Boîte de coprologie. | - L'alcool à 70 % | - KOH à 20%. |
| - Pipette. | - Loupe binoculaire. | - lame porte objet et lamelles couvre objet. |
| - Pincette. | - Microscope photonique | - L'étuve. |



A : Microscope photonique et loupe binoculaire



B. Pince entomologique



C. Boîte de coprologie

Figure 30 - Matériel du laboratoire utilisé (originale)

2.7.- Exploitation des résultats par les indices écologiques et statistiques

Une expérience biologique est, peut-on dire, une action au moins partiellement contrôlée, surtout ou une partie d'un matériel vivant, dont le résultat, décrit en terme quantitatifs ou numérique, fait l'objet d'une interprétation (**Lellouche et Lazar, 1974**).

Les résultats sont exploités par des analyses de la distribution d'abondance, des indices écologiques sont utilisés et méthodes d'analyse statistique telle que l'analyse factorielle des correspondances ont été utilisées.

2.7.1.- Indices écologiques de compositions

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.

a.-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.

b.-Abondance relative

L'abondance relative des espèces dans un peuplement ou dans un échantillon caractérise la diversité faunistique d'un milieu donné (**Frontier, 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 prises en considération.
- **N** est le nombre total des individus de l'espèce confondue.

2.7.2.- Indice écologique de structure

Les indices écologiques de structure appliqués dans l'adresse des résultats sont l'indice de Shanonn-Weaver (H'), ainsi que l'équitabilité (E) ou l'équirépartition.

a.- Indice de Shanonn-Weaver (H')

Cet indice est défini comme étant la probabilité d'occurrence d'un événement et calculé selon la formule suivante :

$$H' = - \sum q_i \log q_i$$

- **q_i** : La fréquence relative de l'espèce ou $q_i = n_i / N$.
- **n_i** : le nombre d'individus d'une espèce donnée.
- **N** : le nombre total d'individus.

Si tous les individus du peuplement appartiennent à seule et même espèce, H' tend vers 0. L'indice est maximal quand tous les individus sont répartis d'une façon égale pour toutes les espèces (**Anonyme, 2004**).

b.- Equitabilité ou équirépartition (E)

L'indice d'équitabilité représente le rapport de l'indice de Shannon-Weaver H' à l'indice maximal théorique dans le peuplement (H'_{\max}).

$$E = H' / H'_{\max}$$

- **$H'_{\max} = \log_2 S$**
- **S** : la richesse spécifique

Cet indice peut varier entre 0 et 1, il est maximal lorsque chaque espèce est représentée par le même nombre d'individus, et il est minimal quand la quasi-totalité des effectifs correspond à une seule espèce du peuplement (**Ramade, 1984**).

2.7.2.- Méthode d'exploitation statistique des résultats

L'analyse factorielle des correspondances (A.F.C) avec le logiciel Excel Star est utilisée pour l'exploitation statistique des résultats.

2 7.2.1.- Utilisation des méthodes d'analyse statistique : l'Analyse factorielle des correspondances (AFC)

Dajoz(1982), signale que l'analyse factorielle des correspondances est une méthode récente qui permet de traiter des tableaux à double entrecroisement des ensembles. Les données initiales sont les n espèces représentées dans P relevés. On obtient un nuage de n points espèces dans un espace à p dimension. Selon **Ramade (1984)**, l'A.F.C permet d'individualiser de façon plus objective et statistiquement plus fiable les groupements.

C'est une extension des méthodes d'analyse des tableaux de contingence à plusieurs dimensions (**Dagneli, 1975**). Nous avons utilisés dans le cas de notre étude le logiciel XLSTAT-3DPLOT pour calculer.

Chapitre III

Dans ce chapitre seront présentés les résultats de l'inventaire des insectes d'intérêt médical capturés dans la réserve de chasse de zéralda et l'élevage des larves de moustiques collectées dans la même région.

3.1.- Résultats de l'inventaire systématique des insectes d'intérêt médical capturés dans la réserve de chasse de zéralda.

Tableau 6 -Liste des insectes recensés entre mars et juin 2016 dans la R.C.Z.

Ordres	Familles	Espèces	Mois				Total ni
			III	IV	V	VI	
Blattaria	Blattellidae	<i>Loboptera dicipiens</i>	0	0	0	1	1
Diptera	Chironomidae	Chironomidae sp.	4	0	35	8	47
		<i>Chironomus</i> sp.	7	28	10	0	45
	bibionidae	<i>Dilophus tibialis</i>	0	1	0	0	1
	Scatopsidae	Scatopsidae sp.	35	25	16	4	80
		<i>Apiloscotopse</i> sp.	0	0	1	0	1
		<i>Coboldia</i> sp.	0	49	18	0	67
	Hybotidae	<i>Stilpon</i> sp.	0	0	1	0	1
	Mycetophilidae	Mycetophilidae sp.	0	0	11	0	11
	Tephritidae	Tephritidae sp.	0	0	2	1	3
	Drosophilidae	Drosophilidae sp.	2	0	4	0	6
		<i>Drosophila</i> sp.	4	2	4	0	10
	Sphaeroceridae	<i>Leptocera</i> sp.	0	4	0	0	4
	Cecidomyiidae	Cecidomyiidae sp.	1	3	2	0	6
		<i>Contarinia</i> sp.	0	0	1	0	1
	Simuliidae	<i>Simulium</i> sp.	2	0	2	0	4
	Ceratopogonidae	<i>Culicoides</i> sp.	0	0	1	0	1
	Psychodidae	<i>Psychoda alternata</i>	205	115	58	0	378
		<i>Psychoda phalaenoides</i>	0	2	0	1	3
	Culicidae	<i>Culex</i> sp.	0	1	2	0	3
	Sciaridae	Sciaridae sp.	1	0	0	0	1
<i>Bradysia</i> sp.		4	7	2	1	14	
Phoridae	Phoridae sp.	3	0	0	0	3	
Bibionidae	Bibionidae sp.	0	4	0	0	4	
	<i>Bibiosp.</i>	1	0	0	0	1	

	Calliphoridae	<i>Calliphora vicina</i>	1	1	0	0	2
		<i>Lucilia caesar</i>	0	1	0	0	1
	Tachinidae	<i>Ligeria ocypterina</i>	0	0	0	1	1
	Muscidae	<i>Muscina stabulans</i>	1	2	1	0	4
	-	<i>Musca domestica</i>	0	1	0	1	2
		<i>Hydrotaea</i> sp.	0	1	0	0	1
	Trechoceridae	<i>Trichocera</i> sp.	1	2	1	0	4
	Stratiomyidae	<i>Hermetia illucens</i>	0	0	0	1	1
Embioptera	Oligotomidae	<i>Oligotomasp.</i>	0	0	0	1	1
Coleoptera	Buprestidae	<i>Agrilus</i> sp.1	0	0	0	4	4
		<i>Agrilus</i> sp.2	0	0	0	4	4
		<i>Antaxia</i> sp.	0	0	0	1	1
		<i>Trachysp.</i>	0	0	0	2	2
	Dermestidae	<i>Antherenus</i> sp.	0	3	4	5	12
		Dermestidae sp.	0	2	1	1	4
	Ptilidae	<i>Acrotrichis</i> sp.	0	0	1	0	1
		Ptiliidae sp.	0	0	1	0	1
	Scolytidae	Scolytidae sp.	0	1	2	0	3
		-	<i>Ips</i> sp.	0	0	1	0
	Curculionidae	<i>Mecinus</i> sp.	0	1	0	0	1
		<i>Lixus</i> sp.	0	1	0	0	1
	Cryptophagidae	<i>Cryptophagus</i> sp.	0	1	1	0	2
	Staphylinidae	<i>Athetas</i> sp.	16	21	2	2	41
		<i>Philonthus</i> sp.	0	2	2	0	4
		<i>Aleochara</i> sp.	0	4	0	2	6
		<i>Anotylus</i> sp.	0	5	0	0	5
		<i>Ocypus olens</i>	0	0	0	1	1
		<i>Plataraea</i> sp.	0	2	0	0	2
	Melyridae	<i>Psilothrix</i> sp.	0	0	0	1	1
<i>Enicopus</i> sp.		0	1	0	0	1	
Carabidae	<i>Trechus quadristriatus</i>	0	0	0	1	1	
	<i>Syntomus</i> sp.	0	1	0	0	1	
	<i>Agonum</i> sp.	0	1	0	0	1	
	<i>Amara</i> sp.	1	0	0	0	1	
Cetonidae	Cetonidae sp.	0	0	1	0	1	
Anthicidae	<i>Anthicus bifasciatus</i>	0	2	2	0	4	
Bruchidae	Bruchidae sp.	0	2	3	0	5	
Elateridae	Elateridae sp.	0	0	1	0	1	
Coccinellidae	Coccinellidae sp.	0	0	1	0	1	
	<i>Scymrus</i> sp.	0	0	0	2	2	

		<i>Coccinella algerica</i>	1	0	0	0	1
	Cerambycidae	Cerambycidae sp.	0	0	0	1	1
	Cantharidae	<i>Malthodes</i> sp.	0	1	0	0	1
	Nitidulidae	<i>Carpophilus</i> sp.	0	1	0	0	1
	Chrysomelidae	<i>Pachnephorus</i> sp.	0	1	0	0	1
	Histeridae	<i>Atholus duodecinstriants</i>	1	0	0	0	1
	Anobiidae	<i>Anobium</i> sp.	0	0	0	1	1
	Scarabaeidae	<i>Hoplias</i> sp.	0	0	1	0	1
		<i>Sisyphus schaefferi</i>	0	0	0	1	1
Heteroptera	Aphididae	<i>Macrosiphum</i> sp.	0	3	6	0	9
		<i>Aphis</i> sp.	5	7	5	0	17
		Aphididae sp.	4	3	10	0	17
		<i>Myzus persicae</i>	4	0	0	0	4
		<i>Myzus</i> sp.	0	1	0	0	1
	Psyllidae	Psyllidae sp.1	0	0	0	2	2
		Psyllidae sp.2	2	0	0	4	6
		<i>Glycospis</i> sp.	0	0	0	1	1
		<i>Diaphorina</i> sp.	0	0	0	2	2
	Miridae	Miridae sp.	0	0	1	2	3
	Lygaeidae	<i>Nysius</i> sp	0	1	0	0	1
	Anthocoridae	Anthocoridae sp.	0	0	0	1	1
	Aleyrodoidea	<i>Aleurothrixus floccosus</i>	0	0	1	0	1
	Cicodellidae	Cicodellidae sp.	0	0	1	0	1
	Phylloxeridae	Phylloxeridae sp.	0	0	1	0	1
Hymenoptera	Formicidae	<i>Crematogaster laestrygon</i>	2	5	6	12	25
		<i>Aphaenogaster depilis</i>	0	0	0	11	11
		<i>Plageolepis barbara</i>	0	22	16	19	57
		<i>Pheidole pallidula</i>	0	12	16	19	47
		<i>Tetramorium semilaeve</i>	0	0	11	1	12
		<i>Tapinoma nigerrimum</i>	4	12	13	13	42
		<i>Cotaglyphus viatica</i>	0	8	2	30	40
		<i>Hypoponera</i> sp.	0	0	0	1	1
		<i>Componotus ruber</i>	0	2	11	0	13
	<i>Tapinoma magnum</i>	2	4	5	0	11	

		<i>Camponotus barbaricus xanthones</i>	0	0	1	0	1
		<i>Crematogaster auberti</i>	0	0	0	1	1
	Braconidae	<i>Alysia</i> sp.	0	1	0	0	1
	Chalcididae	Chalcididae sp.	0	0	0	2	2
	Pteromalidae	<i>Nasonia</i> sp.	0	1	0	0	1
	Tiphiidae	Tiphiidae sp.	0	0	0	1	1
	Apidae	<i>Apis mellifera</i>	0	0	1	29	30
	Ichenemonidae	<i>Gelissp.</i>	0	1	0	0	1
Isoptera	Hodotermitidae	<i>Hodotermes</i> sp.	0	0	1	0	1
	Corydalidae	Corydalidae sp.	0	0	2	0	2
Orthoptera	Acrididae	<i>Calliptamus barbarus</i>	0	0	0	1	1
		<i>Acrotylus</i> sp.	3	0	0	0	3
		Acrididae sp.	0	1	0	0	1
		<i>Acrotylus patruelis</i>	0	1	0	0	1
Psocoptera	Psocoptera	Psocoptera sp.	0	16	16	9	41
Lepidoptera	Lepidoptera	Lepidoptera sp.	0	0	0	1	1
	Tineidae	Tineidae sp.	0	0	11	0	11
S=10	S= 64	S=116	403	333	211	211	1264

S : Richesse totale, ind : indéterminé.

D'après les résultats obtenus (Tab. 6), 116 espèces d'insectes sont signalées appartenant à 10 ordres et 64 familles. L'ordre des Diptera est mieux représenté avec 21 familles et 32 espèces dont les genres *Psychoda* sp, Scatopsidae sp et *Coboldia* sp sont les plus fréquents avec des effectifs variant respectivement 378, 80, 67 individus. Suivi par l'ordre des Coleoptera avec 21 familles et 40 espèces dont les plus dominantes sont *Atheta* sp et *Antherenus* sp mais avec des effectifs faibles 41, 12 ind. par rapport à l'ordre des Hymenoptera qui viennent en troisième position avec 7 familles et 18 espèces dont l'espèce la plus dominante est *Plageolepisbarbara* avec 57 individus (ind), *Pheidolepallidula* (47 ind), *Tapinomanigerrimum* (42 ind), *Cataglyphusviatica* (40 ind) et *Crematogasterlaestrygon* (25 ind).

Dans les figures suivantes, quelques espèces d'insectes capturés dans la R.C.Z sont présentés.



A : Calliphoridae



B : Simuliidae sp



C : Cératopogonidae

. **Figure 31** –Quelques espèces d'intérêt médicale capturées dans la RCZ (photo originale)

Les principaux insectes d'intérêt médical recensés dans la réserve de chasse de zeralda sont la famille des simuliidae (*Simulium* sp) vecteur de la filaire *Onchocerca volvulus* de la maladie de l'onchocercose, la famille de Ceratopogonidae (*Culicoides* sp) vecteur de la dermatite estivale récidivante chez les chevaux, le virus d'Oropouche en Amérique Centrale et du Sud et des maladies virales redoutables comme la peste équine, et les Calliphoridae qui transmettent les myasis.



A : *Chironomidae* sp



B : *Bradyzia* (Diptera – Sciaridae)



C : *Aphididae* – Hemiptera



D : *Scatopsidae*



E : *Cecidomyiidae* sp



F : *Psychodidae* sp

Figure 32-Quelques espèces d'insectes recensés dans la RZC (photo Originale)

3.1.2.- Richesse total et moyen des insectes retrouvés dans la réserve de chasse de zeralda

Le nombre des espèces total et moyen retrouvé dans la réserve de chasse de zeralda est représenté dans le tableau

Tableau 7 -Richesse total (S) et moyen (Sm) des insectes retrouvé dans la réserve de chasse de zéralda

Mois	III	IV	V	VI	Total
S	27	55	55	46	128
Sm	45,75				

S : richesse totale ; Sm : richesse moyenne

D'après le tableau 7, La richesse totale est égale à 128 espèce, cette dernière varie en fonction des mois dont la plus élevée est noté en moi d'avril et mais avec 55 espèces et la plus faible est noté en mois de mars avec 27 espèces.

3.1.3.- L'abondance relative (AR%) ou fréquence centésimale (FC%)

3.1.3.1.-L'abondance relative des espèces d'insecte par rapport aux ordres et familles

Les abondances relatives des différentes espèces d'insectes capturées au sein de notre étude sont présentées dans le tableau suivant.

Tableau 8 : L'abondance relative des espèces d'insecte en fonction des ordres et familles.

Familles	Espèces	Mois								Total Ni
		III		IV		V		VI		
		Ni	AR (%)	Ni	AR (%)	Ni	AR (%)	Ni	AR (%)	
Blattellidae	<i>Loboptera diciptens</i>	0	0,00	0	0,00	0	0,00	1	0,474	1
Chironomidae	Chironomidae sp	4	0,99	0	0,00	35	16,59	8	3,791	47
	<i>Chironomus</i> sp.	7	1,74	28	8,41	10	4,74	0	0,000	45
bibionidae	<i>Dilophus tibialis</i>	0	0,00	1	0,30	0	0,00	0	0,000	1
Scatopsidae	Scatopsidae sp.	35	8,68	25	7,51	16	7,58	4	1,896	80
	<i>Apiloscotopse</i> sp.	0	0,00	0	0,00	1	0,47	0	0,000	1
	<i>Coboldia</i> sp.	0	0,00	49	14,71	18	8,53	0	0,000	67
Hybotidae	<i>Stilpon</i> sp.	0	0,00	0	0,00	1	0,47	0	0,000	1
Mycetophilidae	Mycetophilidae sp.	0	0,00	0	0,00	11	5,21	0	0,000	11
Tephritidae	Tephritidae sp.	0	0,00	0	0,00	2	0,95	1	0,474	3
Drosophilidae	Drosophilidae sp.	2	0,50	0	0,00	4	1,90	0	0,000	6
	<i>Drosophila</i> sp.	4	0,99	2	0,60	4	1,90	0	0,000	10
Sphaeroceridae	<i>Leptocera</i> sp.	0	0,00	4	1,20	0	0,00	0	0,000	4
Cecidomyiidae	Cecidomyiidae sp.	1	0,25	3	0,90	2	0,95	0	0,000	6
	<i>Contarinia</i> sp.	0	0,00	0	0,00	1	0,47	0	0,000	1
Simuliidae	<i>Simulium</i> sp.	2	0,50	0	0,00	2	0,95	0	0,000	4

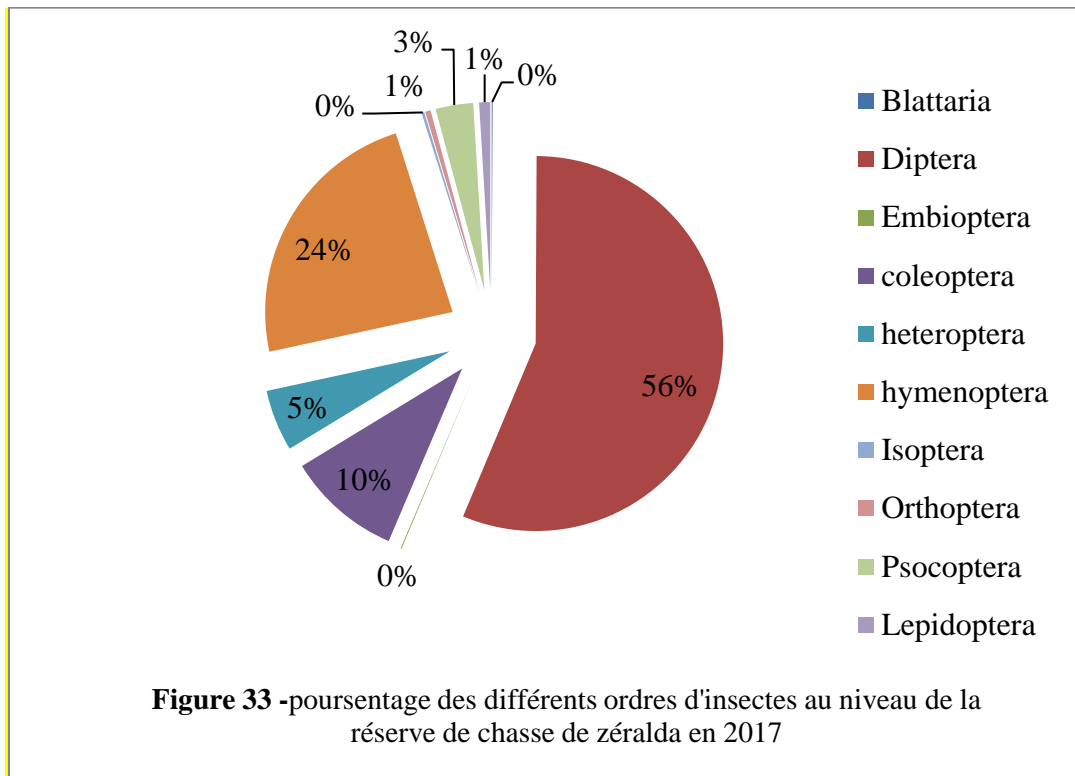
Ceratopogonidae	<i>Culicoiides sp.</i>	0	0,00	0	0,00	1	0,47	0	0,000	1
Psychodidae	<i>Psychoda alternata</i>	205	50,87	115	34,53	58	27,49	0	0,000	378
	<i>Psychoda phalaenoides</i>	0	0,00	2	0,60	0	0,00	1	0,474	3
Culicidae	<i>Culex sp.</i>	0	0,00	1	0,30	2	0,95	0	0,000	3
Sciaridae	Sciaridae sp.	1	0,25	0	0,00	0	0,00	0	0,000	1
	<i>Bradysia sp.</i>	4	0,99	7	2,10	2	0,95	1	0,474	14
Phoridae	Phoridae sp.	3	0,74	0	0,00	0	0,00	0	0,000	3
Bibionidae	Bibionidae sp.	0	0,00	4	1,20	0	0,00	0	0,000	4
	<i>Bibiosp.</i>	1	0,25	0	0,00	0	0,00	0	0,000	1
Calliphoridae	<i>Calliphora vicina</i>	1	0,25	1	0,30	0	0,00	0	0,000	2
	<i>Lucilia caesar</i>	0	0,00	1	0,30	0	0,00	0	0,000	1
Tachinidae	<i>Ligeria ocypterina</i>	0	0,00	0	0,00	0	0,00	1	0,474	1
Muscidae	<i>Muscina stabulans</i>	1	0,25	2	0,60	1	0,47	0	0,000	4
	<i>Musca domestica</i>	0	0,00	1	0,30	0	0,00	1	0,474	2
	<i>Hydrotaea sp.</i>	0	0,00	1	0,30	0	0,00	0	0,000	1
Trechoceridae	<i>Trichocera sp.</i>	1	0,25	2	0,60	1	0,47	0	0,000	4
Stratiomyidae	<i>Hermetia illucens</i>	0	0,00	0	0,00	0	0,00	1	0,474	1
Oligotomidae	<i>Oligotomasp.</i>	0	0,00	0	0,00	0	0,00	1	0,474	1
Buprestidae	<i>Agrilus</i> sp.1	0	0,00	0	0,00	0	0,00	4	1,896	4
	<i>Agrilus</i> sp.2	0	0,00	0	0,00	0	0,00	4	1,896	4
	<i>Antaxia sp.</i>	0	0,00	0	0,00	0	0,00	1	0,474	1
	<i>Trachyssp.</i>	0	0,00	0	0,00	0	0,00	2	0,948	2
Dermestidae	<i>Antherenus</i> sp.	0	0,00	3	0,90	4	1,90	5	2,370	12
	Dermestidae sp.	0	0,00	2	0,60	1	0,47	1	0,474	4
Ptilidae	<i>Acrotrichis</i> sp.	0	0,00	0	0,00	1	0,47	0	0,000	1
	Ptiliidae sp.	0	0,00	0	0,00	1	0,47	0	0,000	1
Scolytidae	Scolytidae sp.	0	0,00	1	0,30	2	0,95	0	0,000	3
	<i>Ipssp.</i>	0	0,00	0	0,00	1	0,47	0	0,000	1
Curculionidae	<i>Mecinus</i> sp.	0	0,00	1	0,30	0	0,00	0	0,000	1
	<i>Lixus</i> sp.	0	0,00	1	0,30	0	0,00	0	0,000	1
Cryptophagidae	<i>Cryptophagus</i> sp.	0	0,00	1	0,30	1	0,47	0	0,000	2
Staphylinidae	<i>Athetas</i> sp.	16	3,97	21	6,31	2	0,95	2	0,948	41
	<i>Philonthus sp.</i>	0	0,00	2	0,60	2	0,95	0	0,000	4
	<i>Aleochara sp.</i>	0	0,00	4	1,20	0	0,00	2	0,948	6
	<i>Anotylus sp.</i>	0	0,00	5	1,50	0	0,00	0	0,000	5
	<i>Ocypus olens</i>	0	0,00	0	0,00	0	0,00	1	0,474	1
	<i>Plataraea sp.</i>	0	0,00	2	0,60	0	0,00	0	0,000	2

Melyridae	<i>Psilothrix</i> sp.	0	0,00	0	0,00	0	0,00	1	0,474	1
	<i>Enicopus</i> sp.	0	0,00	1	0,30	0	0,00	0	0,000	1
Carabidae	<i>Trechus quadristriatus</i>	0	0,00	0	0,00	0	0,00	1	0,474	1
	<i>Syntomus</i> sp.	0	0,00	1	0,30	0	0,00	0	0,000	1
	<i>Agonum</i> sp.	0	0,00	1	0,30	0	0,00	0	0,000	1
	<i>Amara</i> sp.	1	0,25	0	0,00	0	0,00	0	0,000	1
Cetonidae	Cetonidae sp.	0	0,00	0	0,00	1	0,47	0	0,000	1
Anthicidae	<i>Anthicus bifasciatus</i>	0	0,00	2	0,60	2	0,95	0	0,000	4
Bruchidae	Bruchidae sp.	0	0,00	2	0,60	3	1,42	0	0,000	5
Elateridae	Elateridae sp.	0	0,00	0	0,00	1	0,47	0	0,000	1
Coccinellidae	Coccinellidae sp.	0	0,00	0	0,00	1	0,47	0	0,000	1
	<i>Scymrus</i> sp.	0	0,00	0	0,00	0	0,00	2	0,948	2
	<i>Coccinella algerica</i>	1	0,25	0	0,00	0	0,00	0	0,000	1
Cerambycidae	Cerambycidae sp.	0	0,00	0	0,00	0	0,00	1	0,474	1
Cantharidae	<i>Malthodes</i> sp.	0	0,00	1	0,30	0	0,00	0	0,000	1
Nitidulidae	<i>Carpophilus</i> sp.	0	0,00	1	0,30	0	0,00	0	0,000	1
Chrysomelidae	<i>Pachnephorus</i> sp.	0	0,00	1	0,30	0	0,00	0	0,000	1
Histeridae	<i>Atholus duodecinstriatus</i>	1	0,25	0	0,00	0	0,00	0	0,000	1
Anobiidae	<i>Anobium</i> sp.	0	0,00	0	0,00	0	0,00	1	0,474	1
Scarabaeidae	<i>Hopliasp.</i>	0	0,00	0	0,00	1	0,47	0	0,000	1
	<i>Sisyphus schaefferi</i>	0	0,00	0	0,00	0	0,00	1	0,474	1
Aphididae	<i>Macrosiphum</i> sp.	0	0,00	3	0,90	6	2,84	0	0,000	9
	<i>Aphis</i> sp.	5	1,24	7	2,10	5	2,37	0	0,000	17
	Aphididae sp.	4	0,99	3	0,90	10	4,74	0	0,000	17
	<i>Myzus persicae</i>	4	0,99	0	0,00	0	0,00	0	0,000	4
	<i>Myzus</i> sp.	0	0,00	1	0,30	0	0,00	0	0,000	1
Psyllidae	Psyllidae sp.1	0	0,00	0	0,00	0	0,00	2	0,948	2
	Psyllidae sp.2	2	0,50	0	0,00	0	0,00	4	1,896	6
	Psyllidae sp.3	0	0,00	0	0,00	0	0,00	1	0,474	1
	<i>Diaphorina</i> sp.	0	0,00	0	0,00	0	0,00	2	0,948	2
Miridae	Miridae sp.	0	0,00	0	0,00	1	0,47	2	0,948	3
Lygaeidae	<i>Nysius</i> sp.	0	0,00	1	0,30	0	0,00	0	0,000	1
Anthocoridae	Anthocoridae sp.	0	0,00	0	0,00	0	0,00	1	0,474	1
Aleyrodoidea	<i>Aleurothrixus floccosus</i>	0	0,00	0	0,00	1	0,47	0	0,000	1
Cicodellidae	Cicodellidae sp.	0	0,00	0	0,00	1	0,47	0	0,000	1
Phylloxeridae	Phylloxeridae sp.	0	0,00	0	0,00	1	0,47	0	0,000	1

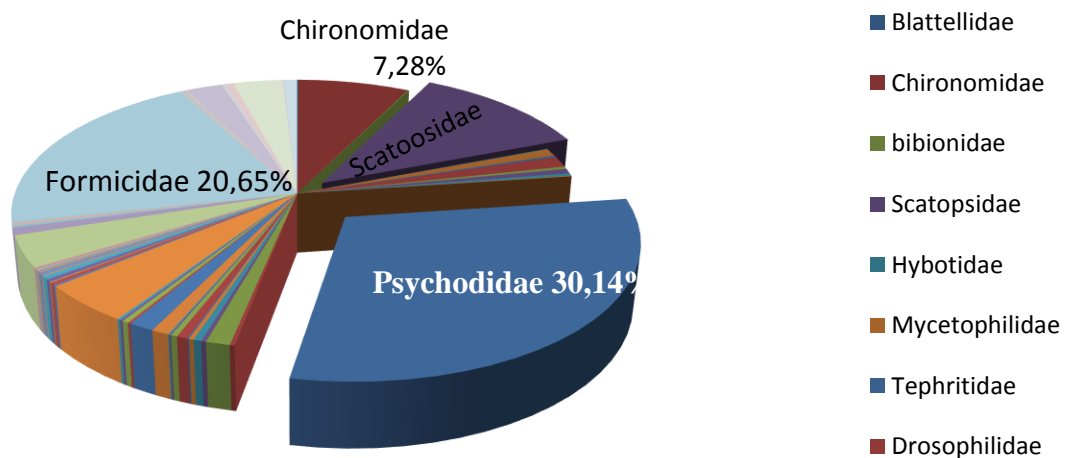
Formicidae	<i>CreMATogaster laestrygon</i>	2	0,50	5	1,50	6	2,84	12	5,687	25
	<i>Aphaenogaster depilis</i>	0	0,00	0	0,00	0	0,00	11	5,213	11
	<i>Plageolepis barbara</i>	0	0,00	22	6,61	16	7,58	19	9,005	57
	<i>Pheidole pallidula</i>	0	0,00	12	3,60	16	7,58	19	9,005	47
	<i>Tetramorium semilaeve</i>	0	0,00	0	0,00	11	5,21	1	0,474	12
	<i>Tapinoma nigerrimum</i>	4	0,99	12	3,60	13	6,16	13	6,161	42
	<i>Cotaglyphus viatica</i>	0	0,00	8	2,40	2	0,95	30	14,218	40
	<i>Hypoponera sp.</i>	0	0,00	0	0,00	0	0,00	1	0,474	1
	<i>Componotus ruber</i>	0	0,00	2	0,60	11	5,21	0	0,000	13
	<i>Tapinoma magnum</i>	2	0,50	4	1,20	5	2,37	0	0,000	11
	<i>Camponotus barbaricus xan.</i>	0	0,00	0	0,00	1	0,47	0	0,000	1
	<i>CreMATogaster auberti</i>	0	0,00	0	0,00	0	0,00	1	0,474	1
Braconidae	<i>Alysia sp.</i>	0	0,00	1	0,30	0	0,00	0	0,000	1
Chalcididae	Chalcididae sp.	0	0,00	0	0,00	0	0,00	2	0,948	2
Pteromalidae	<i>Nasonia sp.</i>	0	0,00	1	0,30	0	0,00	0	0,000	1
Tiphiidae	Tiphiidae sp.	0	0,00	0	0,00	0	0,00	1	0,474	1
Apidae	<i>Apis mellifera</i>	0	0,00	0	0,00	1	0,47	29	13,744	30
Ichenemonidae	<i>Gelissp.</i>	0	0,00	1	0,30	0	0,00	0	0,000	1
Hodotermitidae	<i>Hodotermes sp.</i>	0	0,00	0	0,00	1	0,47	0	0,000	1
Corydalidae	Corydalidae sp.	0	0,00	0	0,00	2	0,95	0	0,000	2
Acrididae	<i>Calliptamus barbarus</i>	0	0,00	0	0,00	0	0,00	1	0,474	1
	<i>Acrotylus sp.</i>	3	0,74	0	0,00	0	0,00	0	0,000	3
	Acrididae sp.	0	0,00	1	0,30	0	0,00	0	0,000	1
	<i>Acrotylus patruelis</i>	0	0,00	1	0,30	0	0,00	0	0,000	1
Psocoptera	Psocoptera sp.	0	0,00	16	4,80	16	7,58	9	4,265	41
Lepidoptera	Lepidoptera sp.	0	0,00	0	0,00	0	0,00	1	0,474	1
Tineidae	Tineidae sp.	0	0,00	0	0,00	11	5,21	0	0,000	11
S = 61	S = 116	403	100,00	333	100,0	21 1	100,0	21 1	100,00	1264

Les abondances relatives des espèces des insectes capturées dans la RCZ varient entre 50,87 et 0,00 % (Tableau 7). Nos résultats montrent que ce sont les diptères qui dominent selon l'abondance relative avec la famille des Psychodidae (mars = 50,87 %, avril = 34,53, mai = 27,49). Suivi par les Chironomidae (mai = 16,59%, juin = 3,791), puis la famille des Formicidae avec *Plageolepis barbaras* (avril = 6,61 %, mai = 7,58, juin = 9,005).

Nous avons présenté dans les figures suivantes, les pourcentages des insectes en fonction des ordres et familles et les pourcentages des diptères en fonction des familles.



La figure 33, montre que les insectes capturés dans la RCZ entre mars et juin 2017, sont composés en 10 ordres dont l'ordre de Diptera est le plus fréquent avec 56 % suivi par les Hymenoptera avec 24 % puis les Coleoptara avec 10 %, ensuite les Heteroptera avec 5 %. Les Psocoptera, Orthoptera, Lepidoptéa sont présentes mais à faible pourcentage.



D'après la figure 34, on remarque que les insectes inventoriés sont composés de 18 familles dont la famille de psychodidae est la plus fréquente avec 30,14 % suivi par les formicidae avec 20,65 % puis les scatopsidae avec 11,71 % et ensuite Les chironomidae avec 7,28 %. Les autres familles sont faiblement représentées.

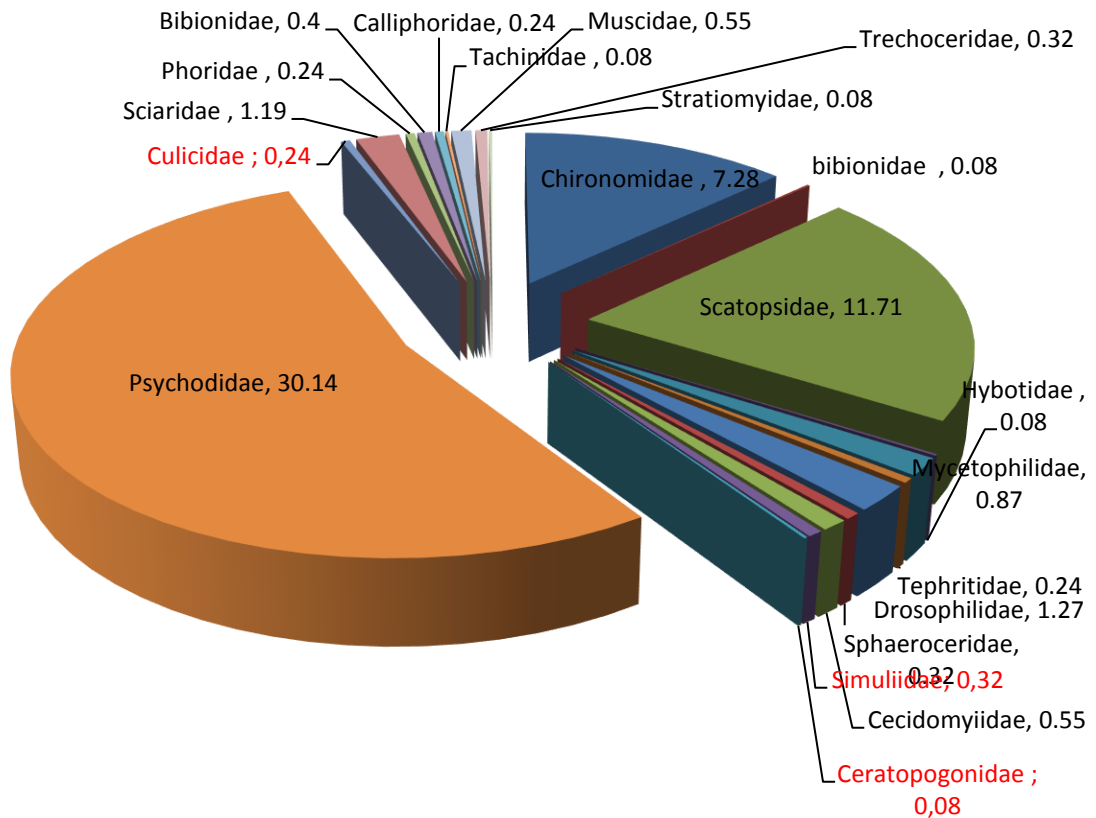


Figure 35 – Abondance relative des diptères en fonction des familles

Nous avons trouvés 21 familles, appartenant à l'ordre des Diptera. La famille des Psychodidae est la mieux représentée avec 30,14 %. Suivi par la famille des Scatopsidae (11,71%) et les Chironomida (7,28%). Les autres familles sont faiblement représentées et parmi eux les familles à intérêt médical qui font l'objet de notre étude, Les Simuliidae (0,32%) les Culicidae (0,24%) et les Ceratopogonidae (0,08%).

3.1.3.4.-Résultats de calcul de l'indice de diversité de shannon-weaver (H') et d'équirépartition (E) appliquées aux espèces d'insectes capturés dans la R.C.Z.

Dans le tableau 7, les valeurs de diversité de Shannon-Weaver et d'équirépartition appliqués aux espèces de l'ordre de Diptera sont mentionnés.

Tableau 9 : Valeurs de H'et E appliquées aux espèces de Diptera

	H max (bits)	H'	E
Indice	6,857981	4,64	0,68

L'indice de diversité se Shannon-Weaver (H') est calculé pour les insectes capturés par les pièges placés dans la R.C.Z est égal 4,64 bits et la diversité maximale H' max obtenus est de 6,857981bits. De ce fait nous pouvons dire que notre milieu échantillonné est très riche et diversifié et que le milieu étudié est peuplé en espèce.

La valeur de l'indice d'équirépartition E obtenue d'après le tableau est égale à 0,68. Comme elle tend vers 1, c'est-à-dire qu'il existe un équilibre entre les effectifs des espèces d'insectes recensés dans la réserve de chasse de Zéralda, comme exemple de la dominance des espèces

3.1.3.5.- Exploitation des espèces piégées grâce aux gôbes mouches et l'huile de ricin durant 4 mois d'étude par l'analyse factorielle des correspondances (A.F.C.).

Les espèces capturées dans la station de Zeralda durant 4 mois d'étude sont présentées sous la forme d'une liste placée en annexe (3). Cette analyse a pour but de mettre en évidence la répartition des espèces capturées en fonction des mois grâce aux deux techniques d'échantillonnages.

*** Contribution des axes 1 et 2 :**

La contribution des Invertébrés capturés dans les pots jaunes à l'inertie totale est égale à 31,43 % pour l'axe 1 et 26,03 % pour l'axe 2. La somme de ces deux taux est égale à 57,46 %. La totalité de l'information est renfermée dans le plan des axes 1 – 2.

*** La participation des mois pour la formation des axes 1 et 2 est la suivante :**

Axe 1 : Juin avec 74,35% et Avril avec 11,34% interviennent le plus dans la construction de l'axe 1.

Axe 2 : De même, ce sont Mars avec 57,48 % et Avril avec 41,57% qui participent le plus dans l'élaboration de l'axe 2.

*** La participation des espèces capturées à la formation des axes 1 et 2 est la suivante :**

Axe 1 : Les espèces qui interviennent le plus dans la formation de l'axe 1 ont un taux égal à 2,52 %. Ce sont *Loboptera diciptiens*(001), *Ligeria ocypterina* (028), *Hermetia illucens* (033), *Oligotoma* sp.(034), *Agrilus* sp1.(035), *Agrilus* sp2.(036), *Anthicus* sp.(037), *Trachys* sp. (038), *Ocypus olens* (052), *Psilothrix* sp. (054), *Trechus quadristriatus* (056), *Scymnus* sp. (065), *Cerambycidae* sp. (067), *Anobium* sp. (072), *Sisyphus schaefferi* (074), *Psyllidae* sp1. (080), *Psyllidae* sp.3 (082), *Diaphorina* sp. (083), *Anthocoridae* sp. (086), *Aphaenogaster depilis* (091), *Hypoconera* sp. (097), *Crematogaster auberti* (101), *Chalcididae* sp. (103), *Tiphidae* sp. (105), *Calliptamus barbarus* (110) et *Lepidoptera* sp. (115). Elle est suivie par celle qui participe avec 0,93 % telle que *Chironomus* sp. (003), *Drosophila* sp. (012), *Cecisomyiidae* sp.(014), *Psychoda alternata* (018), *Muscina stabulans* (029), *Trichocera* sp. (032), *Aphis* sp. (076), *Aphididae* sp. (077) et *Tapinoma magnium* (099). L'espèce qui participe avec 0,76 % est *Calliphora vicina* (026). Puis par celle qui participe avec 0,67 % comme *Tephritidae* sp. (010), *Miridae* sp. (084), *Tetramorium semilaeve* (094) et *Apis mellifera* (106). Ensuite par les espèces qui participent avec 0,60 % se sont *Drosophilidae* sp. (011) et *Simulium* sp. (016). Les autres espèces participent avec des taux plus faibles.

Axe 2 : Les espèces qui contribuent le plus dans l'élaboration de l'axe 2 ont un pourcentage égal 4,68 %. Ce sont *Sciaridae* sp. (021), *Phoridae* sp. (023), *Bibio* sp. (025), *Amara* sp. (059), *Coccinella algerica* (066), *Atholus duodecimstriatus* (071), *Myzus persicae* (078) et *Acrotylus* sp. (111). Les espèces qui interviennent en deuxième position avec un pourcentage égal à 2,77 % sont *Drosophilidae* sp. (011) et *Simulium* sp. (016). *Psyllidae* sp.1 (081) vient en troisième position avec 2,43 %. Puis l'espèce qui contribue le plus avec un taux égal à 1,92% est *Chironomidae* sp.(002). Ensuite par les espèces qui participent avec 1,66 % se sont *Dilophus tibialis* (004), *Leptocera* sp.(013), *Bibionidae* sp. (024), *Lucilia caesar* (027), *Hydrotaea* sp. (031), *Mecinus* sp. (045), *Lixus* sp. (046), *Anotylus* sp. (051), *Plataraea* sp. (053), *Enicopus* sp. (055), *Syntomus* sp.(057), *Agonum* sp. (058), *Malthodes* sp. (068), *Carpophilus* sp. (069), *Pachnephorus* sp. (070), *Myzus* sp. (079), *Nysius* sp. (085), *Alysia* sp.(102), *Nasonia* sp. (104), *Gelis* sp. (107), *Acrididae* sp. (112) et *Acrotylus patruelis* (113). Les espèces qui participent avec 0,78 % sont *Psychoda phalaenoides* (019), *Musca domestica* (030) et *Aleochara* sp. (050). Enfin les espèces qui interviennent avec des taux 0,60 % sont *Coboldia* sp. (007), *Culex* sp. (020), *Scolytidae* sp. (043), *Cryptophagus* sp.(047), *Philonthus* sp. (049), *Anthicus bifasciatus* (061), *Bruchidae* sp. (062), *Macrosiphum* sp. (075) et *Comptonotus ruber* (098). Les autres espèces participent avec des taux plus faibles.

*** Répartition des mois suivant les quadrants :**

Le mois de Mars et Mai se situe dans le quadrant I, celle de mois de juin dans le quadrant II, le mois de Avril est dans un quadrant différents dans ce qui implique que les espèces trouvées au cours des mois sont différent. Pour ce qui concerne de la répartition des espèces en fonction des quadrants, il est à noter la présence de 8 nuages de point soit les groupements A, B, C, D, E, F,G et H.

Le groupement A renferme l'espèce qui est présentes que dans le mois de mars. Il s'agit de Sciaridae sp. (021), Phoridae sp. (023), *Bibio* sp. (025), *Amara* sp. (059), *Coccinella algerica* (066), *Atholus duodecimstriatus* (071), *Myzus persicae* (078) et *Acrotylus* sp.(111). **Le groupement B**

rassemble les espèces qui n'apparaissent qu'au mois avril. Ce sont notamment *Dilophustibialis* (004), *Leptocera* sp. (013), Bibionidae sp. (024), *Lucilia caesar* (027), *Hydrotaea* sp. (031), *Mecinus* sp. (045), *Lixus* sp. (046), *Anotylus* sp. (051), *Plataraea* sp. (053), *Enicopus* sp. (055), *Syntomus* sp. (057), *Agonum* sp. (058), *Malthodes* sp. (068), *Carpophilus* sp. (069), *Pachnophorus* sp. (070), *Myzus* sp. (079), *Nysius* sp. (085), *Alysia* sp. (102), *Nasonia* sp. (104), *Gelis* sp. (107), Acrididae sp. (112) et *Acrothylus partruelis*(113).

Le nuage de points C est constitué par les espèces qui ne sont signalées qu'au mois de mai. *Apiloscotopse* sp.(006), *Stilpon* sp. (008), Mycetophalidae sp. (009), *Contarinia* sp. (015), *Culicoides* sp.(017), *Acrotrichis* sp. (041), Ptiliidae sp. (042), *Ips* sp.(044), Cetonidae sp. (060), Elateridae sp. (063), Coccinellidae sp. (064), *Hoplia* sp. (073), *Aleurothrixus floccosus* (087), Cicodllidae sp. (088), Phylloxeridae sp. (089), *Componotus barbaricus xantomenas* (100), *Hodotermes* sp. (108), Corydalidae sp. (109) et Tineidae sp.(116). **Le groupement**

Drenferme les espèces qui sont notées au mois de juin seulement comme *Lobopteradicipiens* sp.(001), *Ligeria ocypterina* (028), *Hermetia illucens* (033), *Oligotomas* sp. (034), *Agrilus* sp.1 (035), *Agrilus* sp.2 (036), *Anthaxia* sp. (037), *Trachys* sp.(038), *Ocytus olens* (052), *Psilothrix* sp. (054), *Trechus quadristriatus* (056), *Scymnus* sp. (065), Cerambycidae sp. (067), *Anobium* sp. (072), *Sisyphus shaefferi* (074), Psyllidae sp.1 (080), Psyllidae sp.3 (082), *Diaphorina* sp. (083), Anthocoridae sp. (086), *Aphaenogaster depilis* (091), *Hypoconera* sp. (097), *Crematogaster auberti* (101), Chalcididae sp. (103), Tiphiidae sp. (105), *Calliptamus barbarus* (110) et Lepidoptera sp. (115). **Le groupement E** réunis les espèces communes aux 4 mois. Il s'agit de Scatopsidae sp. (005), *Bradysia* sp. (022), *Atheta* sp. (048), *Crematogaster laestrygon* (090) et *Tapinoma nigerrimum* (095). **Le groupement F** concerne les espèces qui ne sont piégées qu'au niveau du mois d'avril, mai et juin notamment *Antherenus* sp. (039), Dermestidae sp. (040), *Plageolepis barbara* (092), *Pheidole pallidula* (093), *Cataglyphis*

viatica(096) et *Pscoptera* sp. (114). **Le groupement G** renferme les espèces qui ne se trouvent qu'entre le mois Avril et mai comme *Coboldia* sp. (007), *Culex* sp.(020), Scolytidae sp. (043), *Cryptophagus* sp. (047), *Philonthus* sp. (049), *Anthicus bifasciatus* (061), Bruchidae sp. (062) et *Macrosiphum* sp. (075). **Le nuage point H** contient *Chironomus* sp. (003), *Drosophila* sp. (012), Cecidomyiidae sp. (014), *Psychoda alternata* (018), *Muscina stabulans* (029), *Trichoptera* sp. (032), Aphis sp. (076) et Aphididae sp.(077) toutes ses espèces sont spécifiques de mois de mars, avril et mai.

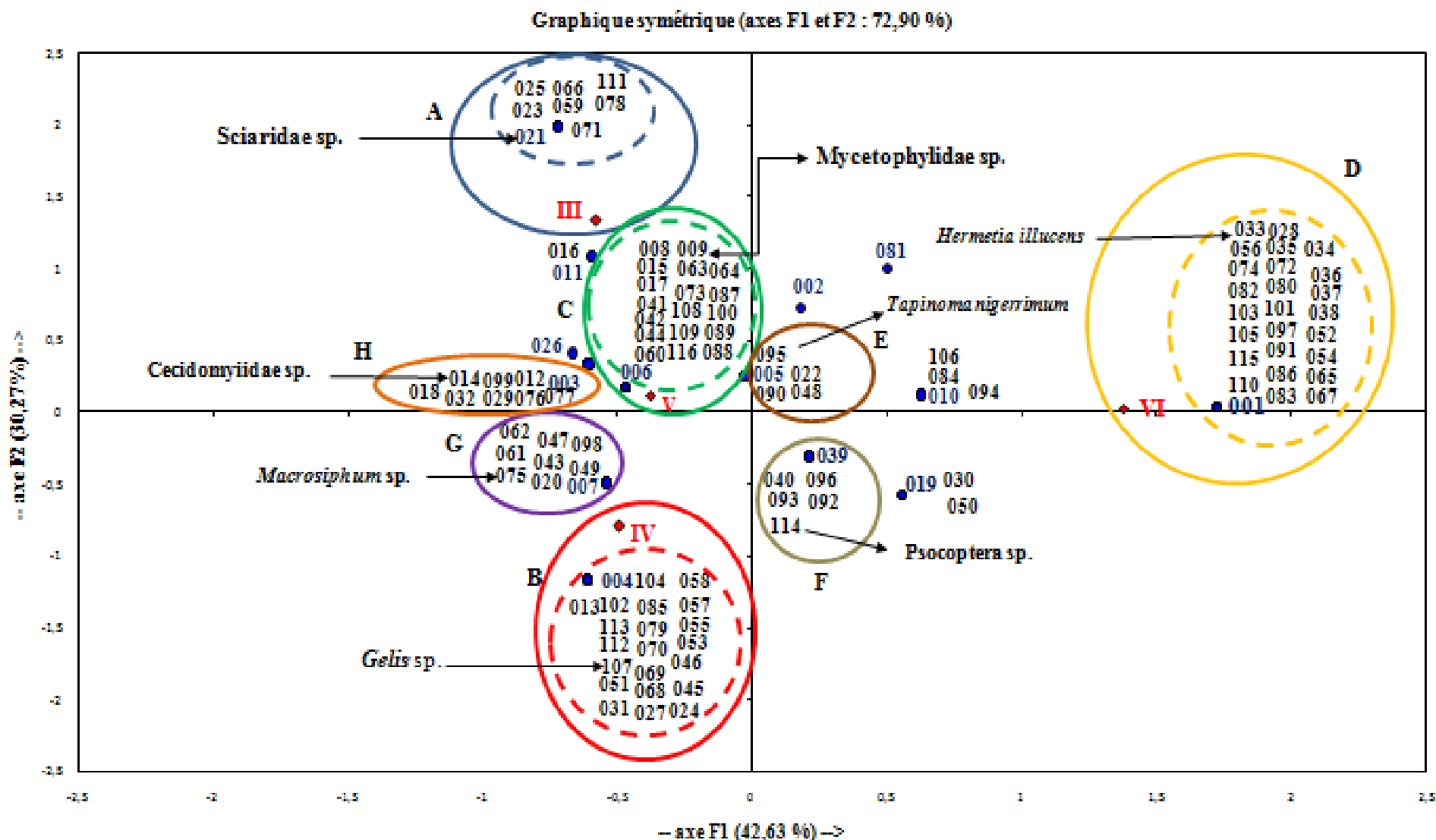


Figure 36 - Répartition des espèces inventoriées grâce aux pièges utilisés (gobe mouche et l'huile de ricin) aux alentours de la réserve de chasse de Zéralda, tel que déterminé par l'analyse factoriel de correspondance (AFC).

3.2.- Résultats des larves capturées dans la réserve de chasse de zéralda.

Dans la réserve de chasse de zéralda, nous avons capturés des larves de moustiques qui feront l'objet d'un dénombrement mensuel, voir les variations en fonction de leur abondances et en fonction des différentes stations de cette zone d'étude. Nous avons également effectués un élevages au laboratoire, pour identifications des différentes espèces de moustiques résidentes dans la réserve de chasse de zéralda. Les résultats obtenus sont exploités et présentés comme suite.

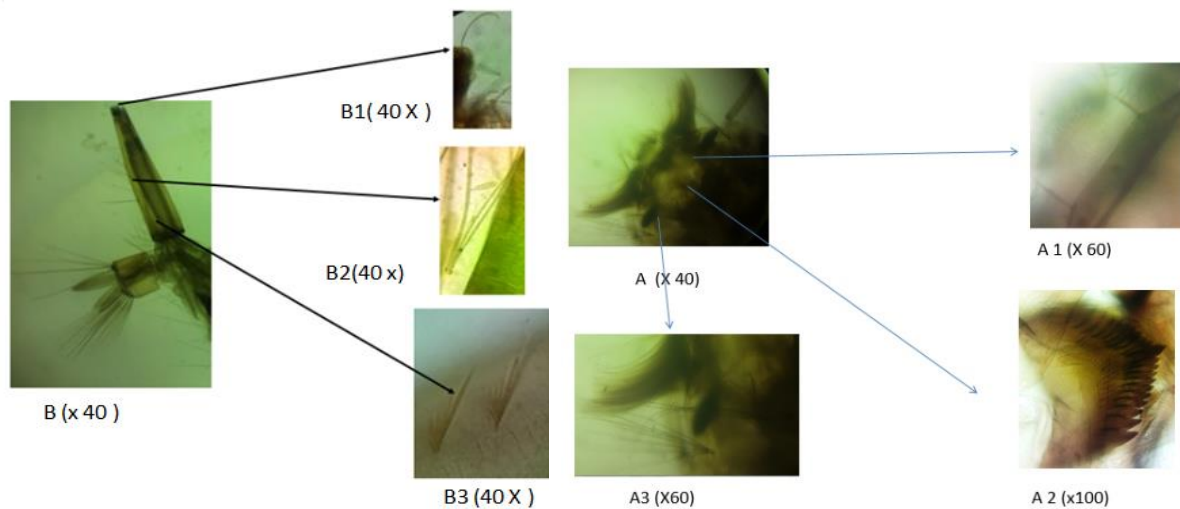


Figure (37) : Critères morphologiques d'identification de *Culex pipiens* A : tête, A1 : soi clypeale interne, A2 : mentum, A3 : soi forchu de la larve. B : siphon respiratoire, B1 : longue et crochu, B2 : branche de soi, B3 : dent distale. (Photo originale).

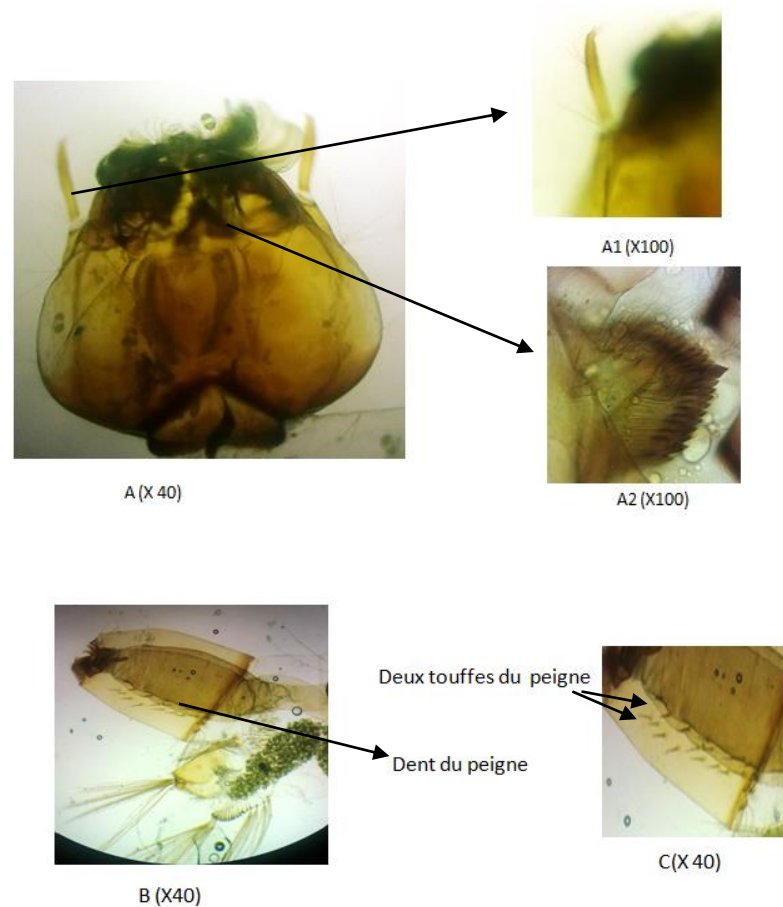


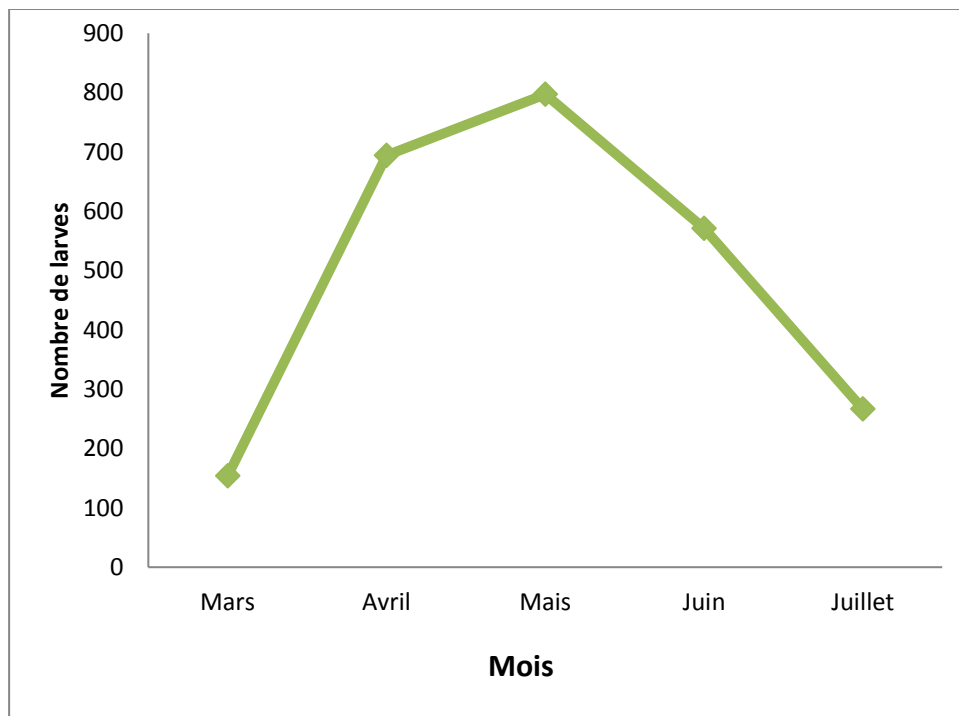
Figure (38) : Critères morphologiques d'identification de larve de *Culeseta longiareolata*. A : tête A 1 : antenne. A2 : mentum. B : Siphon respiratoire, C : les touffes basales.

3.2.1.- Variations des effectifs des différences espèces de moustiques capturés dans les stations de la RCZ

Dans le tableau 8, et la figure 37, les résultats du dénombrement des larves de différentes espèces de moustiques capturés dans les trois (03) stations de la RCZ sont donnés comme suite :

Tableau 10 : Nombre totale de différentes espèces des larves en fonction des mois par stations dans la RCZ

Mois	Mars			Avril			Mai			Juin			Juillet		
Stations	Lac		Chenil	Lac		Chenil	Lac		Chenil	Lac		Chenil	Lac		Chenil
Larves	Pont	Flac		pont	flac		pont	Flac		pont	Flac		Pont	flac	
<i>C.long</i>	0	43	36	66	30	98	49	52	132	78	10	61	19	0	11
<i>C.pipiens</i>	0	75	0	305	144	51	358	75	131	284	14	124	224	0	13
N	0	118	36	371	174	149	407	127	263	362	24	185	243	0	24
N	154			694			797			571			267		

**Figure 39** - Nombre de larves récoltées en fonctions des mois dans la RCZ 2017

D'après le graphe précédent on remarque que le nombre des larves récolté est très élevé et varie selon les mois, dont le nombre maximal des larves est 767 larves en mois de mai et le nombre minimal que nous avons obtenu est de 154 larves en mois de mars. Ce graphe montre bien l'augmentation du nombre des larves du 154 en mois de mars jusqu'à 767 en mois de mai, puis sa diminution jusqu'à 267 en mois de juin.

3.2.2.- L'abondances relatives (AR %) des larves en fonctions des mois au niveau de la RCZ en 2017.

Les résultats des abondances relatives des larves de *Culiseta longiareolata* et *Culex pipiens* récoltés dans les différentes stations de la réserve de chasse de zeralda sont développés dans la figure suivante en fonction de mois de mars à juillet.

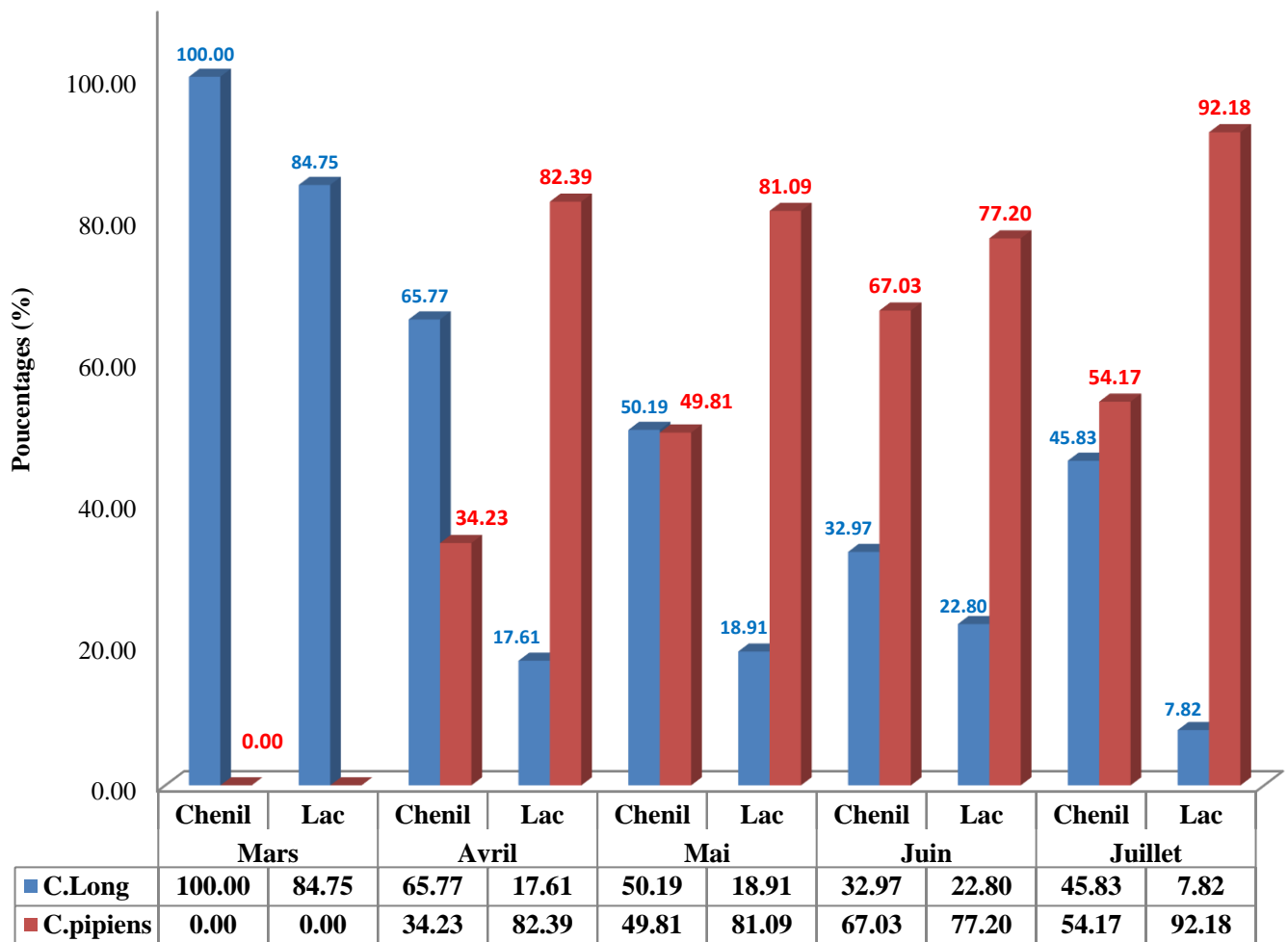


Figure 40- Histogramme d'abondances relatives (AR %) des larves en fonctions des mois au niveau de la réserve de chasse de zéralda de l'année 2017.

D’après la figure 39, on distingue que les abondances relatives (AR %) des deux espèces des larves récoltées telle les *Culiseta longiareolata* et *Culex pipiens* collectés au sein de notre étude varient entre 0,00% (AR minimal) pour *Culex pipiens* en mars et 92,18 % (AR

minimal) concerne *Culex pipiens* en juillet. Il faut ajouter que l'abondance relative de ces deux espèces varie selon les mois et des stations (lac, chenil) dont nous avons marqué :

- **En mars**

L'absence des larves de *Culex pipiens* et la présence de celle de *Culiseta longiareolata* dans les deux stations

- **En avril**

L'abondance relative des larves la plus grande est notée au niveau du lac est celle de *Culex pipiens* (AR = 82,39 %) et la plus petite est celle de *Culiseta longiareolata* (AR = 17,61). Par contre au niveau du chenil les abondances relatives sont respectivement 65,77 et 34,23 % pour *Culiseta longiareolata* et *Culex pipiens*.

- **En mai**

La valeur la plus grande de l'abondance relative des larves observée au niveau du lac est celle de *Culex pipiens* (AR = 81,09 %), et la plus petite valeur est celle de *Culiseta longiareolata* (AR = 18,91 %). Par contre, au niveau du chenil les abondances sont de 50,19% pour *Culiseta longiareolata* et 49,81% pour *Culex pipiens*.

- **En juin**

L'abondance relative des larves chez *Culex pipiens* est plus élevée au niveau du lac avec 67,03 %, et la plus petite est celle de *Culiseta longiareolata* (32,97 %). Il en est de même au niveau du chenil avec des AR de 77,20% pour *Culex pipiens* et 22,80 % pour *Culiseta longiareolata*.

- **En juillet**

L'abondance relative des larves la plus grande au niveau du lac est celle de *Culex pipiens* (AR = 92,18 %) et la plus petite est celle de *Culiseta longiareolata* (AR = 7,82 %). Il en est de même chose au niveau du chenil avec 54,17% pour *Culex pipiens* et 45,83% pour *Culiseta longiareolata*.

La figure suivante montre l'existence d'une relation entre l'abondance relative des larves de *Culex pipiens* et *Culiseta longiareolata* durant toute la période de notre étude. Nous voyons que pendant tous les mois si l'abondance relative de l'un des deux espèces augmente, celle de l'autre espèce diminue spontanément. Par exemple du fin mars jusqu'à fin avril nous voyons l'abondance relative des larves de *Culex pipiens* qui augmente par contre celle de *Culiseta longiareolata* diminue et le contraire durant la période (fin avril jusqu'à les 2 premières semaines de mai) dont celle de *Culiseta longiareolata* augmente et l'autre diminue.

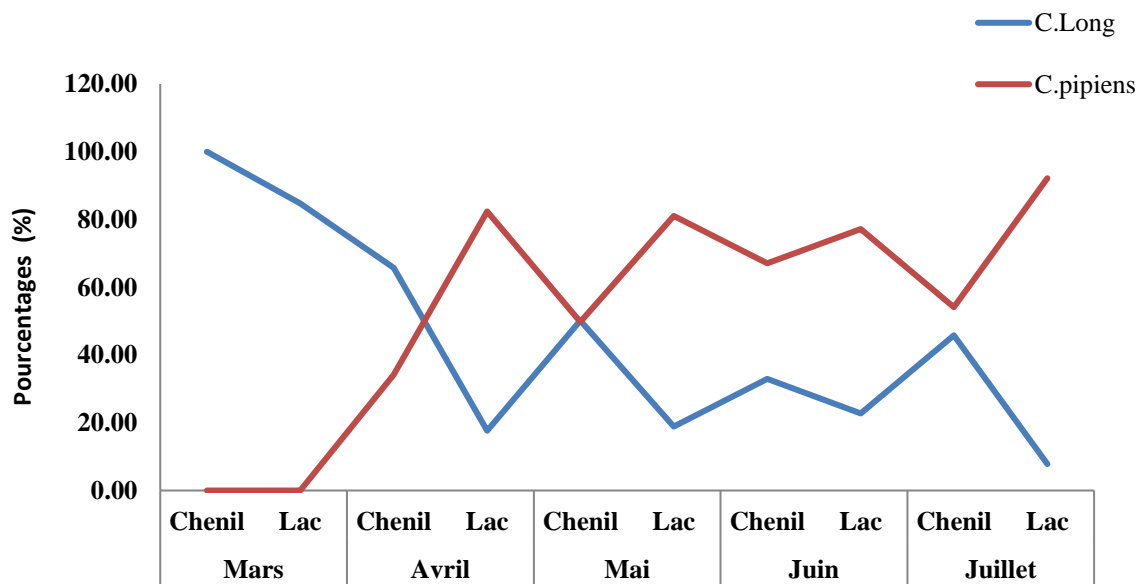


Figure 41- Variation des larves en fonction des stations par mois de la RCZ durant l'année 2017.

En effet on remarque que l'allure générale des variations des deux espèces de larves en fonction des mois est antagoniste et contenu a se formé un graphe qui est en dent de scie depuis avril pour les deux espèces dont le nombre de l'espèce *Culex pipiens* se varie entre l'intervalle (50-90 %) et l'espèce *Culiseta longiareolata* se varie entre l'intervalle (20-50 %). Enfin cet allure montre que le développement de ces deux espèces *Culiseta longiareolata* et *Culex pipiens* au niveau de la station 1 de notre étude (lac inferieure) dans la RCZ est en alternance.

Tableau 11 -Nombre de larves de Chironomidae et de Culicinae collectés dans le lac inférieur de la RCZ en fonction des mois de l'année 2017.

Larve	mars	avril	mais	Juin	Juillet
<i>C.pipiens</i>	0	0	0	0	0
<i>C. longiareolata</i>	5	0	0	0	0
Chironomida	33	60	51	11	0

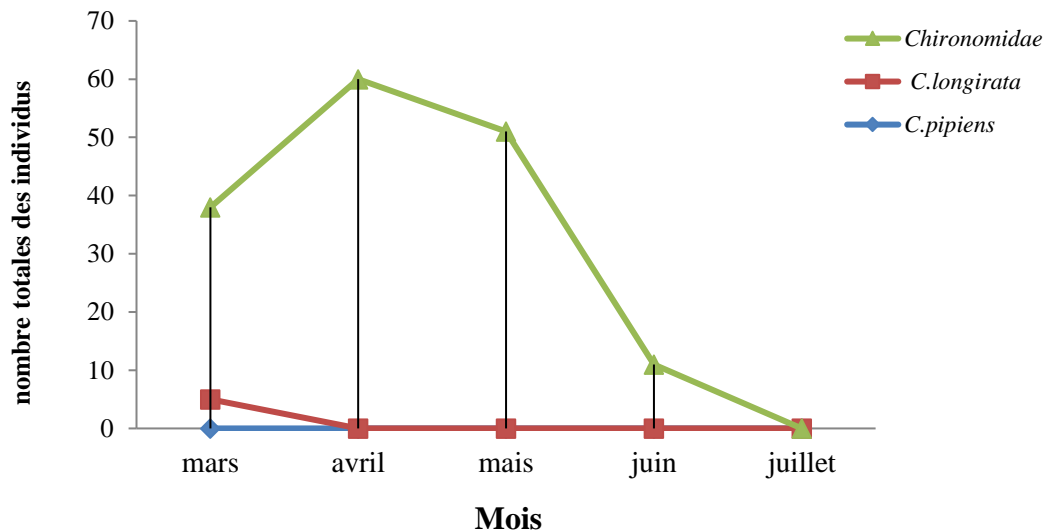


Figure 42 - Variation des larves de différents espèces au niveau du lac station 1 de la R.C.Z selon les mois durant l'année 2016-2017.

D'après cette figure 41, au niveau du lac inférieur de la RCZ, nous avons signalés la présence des larves de Chironomidae, et rarement de *Culex pipiens*. Le nombre de larve de chironomidae est 33 larves en mars. Il atteint 60 larves en avril, puis il commence à diminuer en juin avec seulement 11 larves. En juillet nous avons marqués l'absence de ces larves.

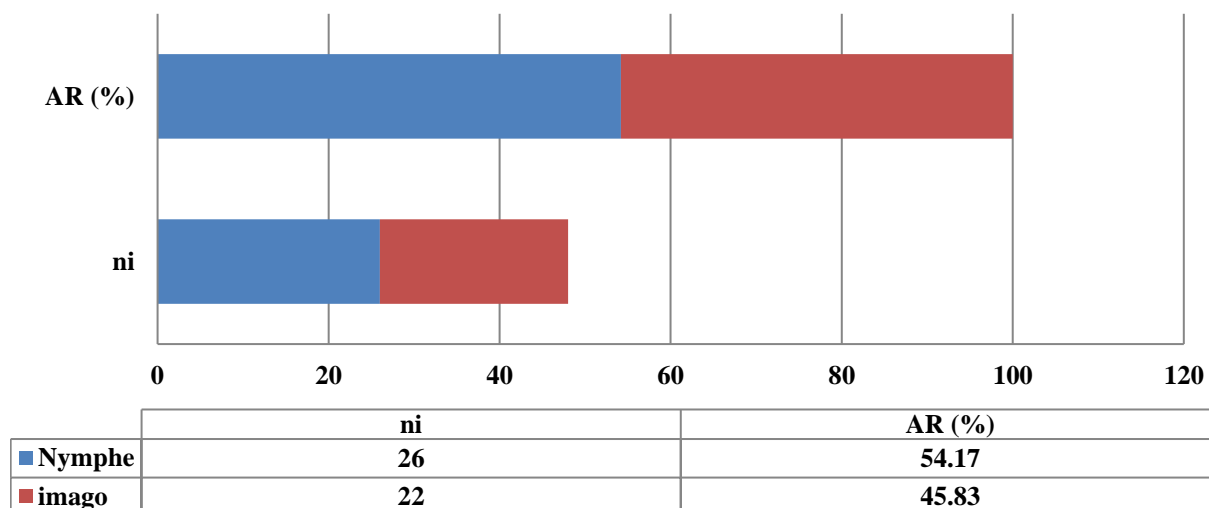
3.2.3.-Résultats d'élevage des larves du 15 à 23 avril dans le laboratoire de zoologie de l'E.S.N.V. et L'identification des larves

Le tableau 10, représente le nombre de nymphes et d'imagos obtenu par jours durant la période d'élevage au laboratoire de zoologie de l'E.N.S.V.

Tableau 12 - Nombre des nymphes et des imagos obtenu de l'élevage.

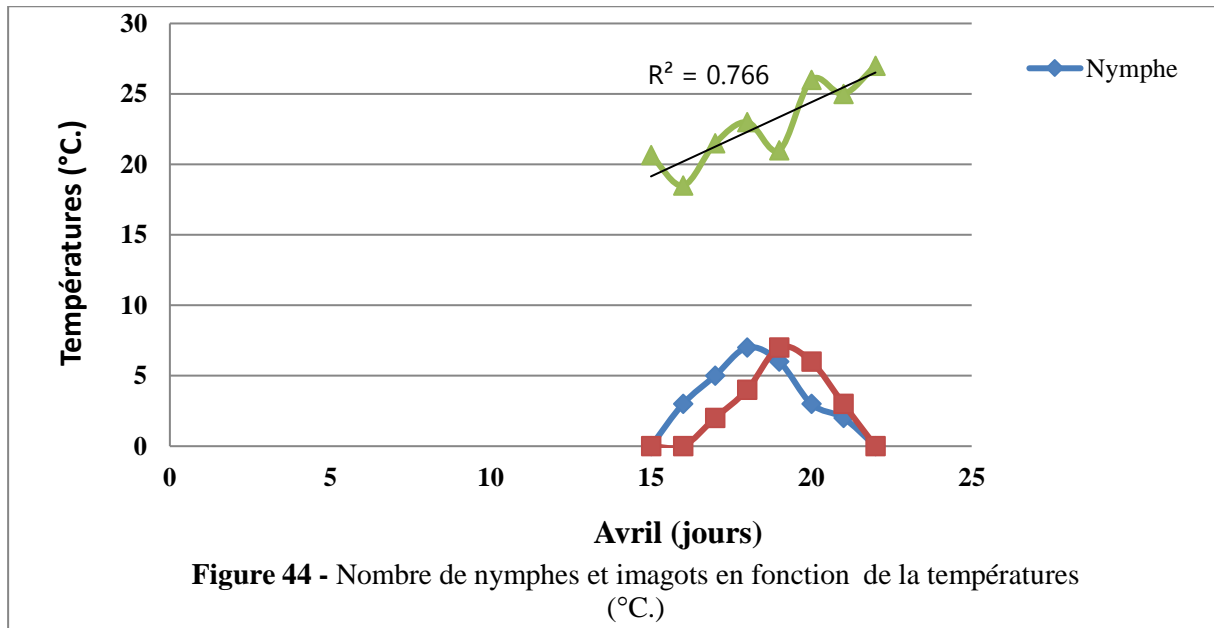
Avril	15	16	17	18	19	20	22	23	Total
Nymphe	0	3	5	7	6	3	2	0	26
imago	0	0	2	4	7	6	3	0	22

Sur un total de 50 larves qu'on a mis en élevage, 26 larves ont réussi à continuer leurs cycle de développement jusqu'à le stade nymphal. Parmi ces dernières, 22 larves ont réussi de compléter le développement jusqu'à l'imago. L'identification de ces larves par le Dr Marniche, à permis de les divisées comme suite : 16 Culicidae ♀, et 06 ♂ dont chez l'espèce *Culiseta longiareolata* avec un (01) seul ♂ et 4♀. Pour ce qui de *Culex pipiens* 12 ♀ et 04♂ (voire annexe 4).

**Figure 43**-Abondance relative (AR %) des nymphes et des imagos durant l'élevage.

Sur un total de 100% d'élevage, nous avons obtenu un taux de réussite de 54,17% pour les nymphes et 45,83% pour les larves.

Le nombre de nymphe et des imagos obtenu au sein d'élevage en fonction de température est donné comme suite (Fig. 44).



D'après la figure 44, Nous avons remarqués l'existence d'une corrélation entre la température et le nombre des larves et des nymphes obtenus du 1^{er} jours d'élevage (15 avril) jusqu'à le jour ou ces derniers arrivent à leurs nombre maximal (19 avril) pour les larves (18 avril) et pour les nymphes dont le $R^2 = 0,766$ tends ver le 1.

R^2 = Corrélation

3.4.-Discussion

La présente étude a pour but de dresser un inventaire systématique et l'identification des larves capturées afin de recueillir et d'enregistrer des renseignements sur la bio-écologie des insectes particulièrement les diptères d'intérêt médical dans la RCZ.

Ce travail, nous a permis de recensées 1264 insectes répartis en 10 ordres, 64 familles et 116 espèces dont 32 espèce appartiens a l'ordre de diptère. Par rapport à l'inventaire effectué par Boubrouta et Iguernlaala (2015) dans la même région, il semble que nos résultats sont pratiquement similaires, puisque ces derniers ont trouvé 2672 d'insectes composés de 8 ordre, 65 famille et 90 espèces dont l'ordre de diptère et composé de 21 espèces. Nos résultats et les résultats Boubrouta et Iguernlaala (2015) sont inférieurs à celle de Ouidier et Bouklachi (2016). Ces différences sont fonctions des méthodes de piégeages appliqués dans la région d'étude. Il faut rappeler que Ouidier et Bouklachi (2016) ont utilisés la technique des pièges colorés. Par contre Boubrouta et Iguernlaala (2015) ont employés les gobes mouches. Dans notre présente étude nous avons utilisés la technique du filet troubleaux, qui a montré des différences entre les résultats obtenus.

D'autres travaux réalisés dans d'autres régions, comme celle de tamaloust (2007), qui a employé des pièges jaunes dans le jardin d'essai du Hamma et des étables installés à El Alia. Ces pièges ont permis de capturés 38 espèces dans le premier site et 35 espèces dans le second. Dans une étude réalisée aux USA, Eisen *et al.*, (2009), ont recensé 28 espèces de moustiques. Brahmi *et al.*(2013), ayant établies un inventaire des diptères en particuliers ceux d'intérêt médico-vétérinaire dans le barrage Taksebt et la ferme d'élevage a Fréhaprès de tiziouzou, ont révélé l'existence de 57 espèces réparties en 22 familles dont les plus importantes sont les Tipulidae, les Psychididae, les Sciaridae, les Culicidae et les *Chironomidea*. Il est a signalé que la comparaison entre les travaux ne peut pas se faire, car les lieux sont différents par rapport a la réserve de chasse de zéralda.

Le piège à l'huile de ricin à permis de capturé un grand nombre d'individu appartenant à la famille des Psychodidae (205 ind.), En mars dont le nombre maximale des insectes capturés est de (403 ind) Par contre en juin nous avons remarques que le nombre d'insectes capturés est seulement 211 individus avec l'absence total des Psychodida, cela est dû au changement de l'emplacement des pièges à l'huile de ricin. Il faut noter que les premières niches sont petites et se rapproche d'entre elles, par contre les autres nids sont plus grandes et placés en plein air.

Concernant les larves récoltées, elles se répartissent sur deux espèces à savoir *Culex pipiens* et *Culiseta longiareolata*. Nos résultats sont similaires de ceux trouvés par Lafri (2011) qui a réalisé son étude dans la région de Zeralda. Cet auteur a remarqué la présence des nématocères représentés par le genre *Culex* et *Culiseta*. Il faut rappeler que ce moustique notamment *Culex pipiens*, est le plus fréquent dans le monde reconnu par son ubiquité, est capable de s'adapter à différents biotopes (Savage *et al.*, 1995).

Dans notre travail, nous avons marqué que les larves de diptère se répartissent différemment dans les différentes d'eaux douces dans la station 1. Au niveau du lac on trouve que les larves de Chironomidae et au niveau des bassins naturelles (sous le pont) et artificielles (bassin) on trouve que les larves des Culicidae. Ce qui confirme que la faiblesse des effectifs peut être due à de multiples causes dont les plus courantes sont la qualité de l'eau (Berchi, 2000).

Au sein de notre étude les lieux de récolte de larves des culicidae sont proches aux endroits où nous avons placés les gôbes mouches, mais nous n'avons pas marqué la présence de culicidae dans ces derniers. Ce qui nous a conduits à réaliser un élevage de moustiques.

Concernant les espèces d'insectes d'intérêt médical recensées, nous avons marqué la présence de *Simulium* sp, vecteur de la filaire (*Onchocerca volvulus*) de la maladie de l'onchocercose, *Culex pipien* un vecteur majeur de filariose de Bancroft en Egypte elle a été trouvée aussi naturellement infecté par les virus sindbis (**Baldet T., Mathieu B., Delécolle J.-C., 2003**).

et le virus de West Nile en Algérie (**Di Sabatino et al., 2014; Rudolfet al., 2014**).

Culiseta longiareolata vecteur de paludisme des oiseaux.

Dans la présente étude, nous avons marqués pour la première fois la présence des *Culicoide* sp vecteur de la dermatite estivale récidivante chez les chevaux, le virus d'Oropouche en Amérique Centrale et du Sud et des maladies virales redoutables comme la peste équine qui n'ont pas été recensés par les travaux effectués par Boubrouta et Iguernlaala (2015) et Ouidir et Bouklachi (2016).

Conclusion

Conclusion

Ce travail a porté sur l'inventaire systématique des insectes particulièrement les diptères d'intérêt médical et l'élevage des larves de moustiques récoltées dans la Réserve de chasse de Zeralda. L'inventaire systématique nous a permis de recensées 1264 insectes répartis en 10 ordres, 64 familles et 116 espèces dont 32 espèces appartiennent à l'ordre des Diptera. Les effectifs des insectes capturés par le piège à l'huile de ricin et à gobe mouches varient en fonction des mois dont la valeur maximale est notée en mars avec 403 individus. L'ordre des Diptera est le plus fréquent avec 56 %, suivi par les Hymenoptera avec 24 % puis les Coleoptera (10 %) et les Heteroptera (5 %). Nous avons trouvés 21 familles, appartenant à l'ordre des diptera. La famille des psychodidae est la mieux représentée avec 30,14 %.Suivi par les Scatopsidae (11,71%) et les Chironomidae (7,28%). Les autres familles sont faiblement représentées et parmi eux les familles à intérêt médical qui font l'objet de notre étude, les Simulidae (0,32%) responsable de la maladie de l'onchocercose, les Culicidae (0,24%) et les Ceratopogonidae (0,08%) de la dermatite estivale récidivante chez les chevaux, et le virus d'Oropouche en Amérique Centrale et du Sud, ainsi que les maladies virales redoutables comme la peste équine. La récolte des larves, nous a permis de recensé 2483 larves dont 685 larves de *Culiseta longiareolata* et 1798 larves de *Culex pipiens*. L'indice de diversité de Shannon-Weaver appliqué aux insectes piégés est égal à 6,86 bits, ainsi que l'équirépartition 0,68. Ces derniers nous renseignent sur la richesse du milieu et l'équilibre des espèces entre les milieux et entre elle mêmes. L'analyse factorielle des correspondances montre l'existence de 8 groupements, répartis dans 3 quadrants. On retrouve les mois mars et mai dans le premier quadrant, juin dans le deuxième quadrant et avril dans le quatrième quadrant. L'espèce *Culex pipiens* vecteur majeur de filariose de bancroft en Egypte, trouvée aussi infecté par les virus sindbis et West Nile en Algerie. *Culiseta longiareolata* vecteur de paludisme des oiseaux, elle provoque des parasitoses, et nous avons marqués pour la première fois la présence des *culicoides* vecteur de la dermatite estivale récidivante chez les chevaux. En perspective, il serait souhaitable de poursuivre l'étude par la recherche de nouveau gîte larvaire par l'emploi du filet troubleau pour le contrôle des populations.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

- **ABONNEN C, 1972-** Les phlébotomes de la région Ethiopienne (Diptera: Psychodida). Mem ; O.R.T.O.M, Ser. Med. Prasitol., 55, 289 p.
- **ANONYME, 2004** - Les vecteurs. [http:// www. ind.ucl.ac.be/ stage/ hygtrop/ wery/ vecteurs/ wery 2008.html](http://www.ind.ucl.ac.be/stage/hygtrop/wery/vecteurs/wery2008.html).
- **ARAMBOURG Y., 1986** - Traité d'entomologie oléicole. Les Tephritidae. *Dacusoleae*GMEL. Ed Cone. Oleic. Int., 115-159.
- **A.N.B.T. , 2007-** Rapport d'étude du phénomène d'eutrophisation du barrage de la réserve de Chasse de Zéralda. Ed. Réserve de Chasse, Zéralda, 5p.
- **ARAB A., CHERBI M., KHERBOUCHE-ABROUS O., AMINE F., BIDI AKLI S., HADDOU-SANOUN G. et KOURTAA-FERGANI H., 2013-***Zoologie des protozoaires aux Métazoaires protostomiens.*, Ed. O.P.U . Tome1., Alger, 152p.
- **BABACAR M., 1980.** *Rapport de stage sur l'entomologie effectuée l'1 f a n décembre 1980.*Centre institut Sénégalais De Recherches Agricoles, 44p.
- **BAGNOULS, F. & GAUSSEN, H., 1953** - Saison et indice xérothermique.Doc. Cart. Prod. Vég. Serv. Gén. II, 1, art. VII, Toulouse. 47 p. + 1 carte.
- **BAUBET E., 1998-** *Biologie du sanglier en montagne : biodémographie, occupation de l'espace et régime alimentaire.* Thèse doctorat, UniversitéClaude Bernard, Lyon I, 285 p.
- **BEAUMONT A. et CASSIER P., 2000-** *Biologie Animale - Des Protozoaires Aux MetazoairesEpithelioneuriens, Tome 2.* Ed. Dunod, 500p.
- **BENYOUB N., 2007** - *Contribution à l'étude de la bio écologie des Culicides (Diptera-Nématocéra) dendrotelmes dans la commune de Mansourah, (w.Tlemcen).* Mem.Ing.Uni.Tlemcen.Fac.Scien : 85p
- **BERCHI S., 2000** -*Bioécologie de Culex pipiens L. (Diptera: Culicidae) dans la région de Constantine et perspectives de lutte.*Thèse de doctorat. Université de Constantine, 133 p.

- **BOUBROUT A. et IGUERNLAAL A., 2015** – *Contribution à l'étude des arthropodes à intérêt médical et vétérinaire dans la réserve de chasse de Zéralda (RCZ)*. Mémoire master en entomologie médicale, Université de Blida 1, 56 p.

- **BUSSIERRAS J. et CHERMETTE R.1991** - *Abrégé de parasitologie vétérinaire*. Ed. service parasitologie, Ecole Nationale Vétérinaire, Fasc. IV, Entomologie vétérinaire, Alfort, 163 p.

- **CHINERY M., FASTRE-KOK H., SYNAVE H., RAMIER J. Bordas, 1995. 288 p.**

- **DAGNELIE P., 1975** - *Analyse statistique à plusieurs variables*. Gembloux, Presses agronomiques de Gembloux, 362 p.

- **DAJOZ R., 1982-** *Préci d'écologie*. Ed. Bordas, Paris, 483 p.

- **DAJOZ R., 2006-** *Eléments d'écologie*.Ed. Dunod, Paris, 504 p.

- **Di Sabatino, D., Bruno, R., Sauro, F., Danzetta, M., Cito, F., Iannetti, S., Narcisi, V., De Massis, F., Calistri, P., 2014.** Epidemiology of West Nile disease in Europe and in the Mediterranean Basin from 2009 to 2013. Biomed Res Int. 907852

- **DREUX P., 1980-** *Précis d'écologie*. Ed. Presses, Paris, 231 p.

- **ENSAF A. et BOUREE P. (2017).** Entomologie médicale Aspects élémentaires. Ed. World. 195 p.

- **FELLAH H. & DHOUBI M.H., 1995:** Piège sexuel de la mouche méditerranéenne des fruits, *Ceratitiscapitata*Wied (Diptera, Tephritidae). Act. Des 2ème Jour. Nat. Sur les acquis de la Rech. Agro. Halie. Et Vété. Vol. 2 : Horti.: 282-295.

- **FROLET C. 2006** – *Rôle des voies de signalisation de type Ikb/NF-Kb dans la réponse immunitaire du moustique Anophelesgambiae*. Thèse de doctorat. Université louis pasteurStrasbourg I, 158p.

- **FRONTIER S., 1983-** *Stratégies d'échantillonnage en écologie*. Ed. Masson, Paris, 494 p.

- **GUILLAUME V., 2009** -*Parasitologie sanguine*. Ed. De Book, Bruxelles, 200 p.
- **GUILLOTEAU J., CHOUIN S., COURTIN C., 2007**- Epidémiologie des maladies parasitaires. 4. Affections provoquées ou transmises par les arthropodes Culicidae. In : Ripert C, editor Cachan : Lavoisier, 230p.
- **GERARD D. et LUDAVIC G., 2012**– Protection personnelle anti-vectorielle, *Institut De Recherche Pour Le Développement* : 25-46 . [.http://horizon.documentation.ird.fr/exl-doc/pleins_textes/divers14-01/010057696.pdf](http://horizon.documentation.ird.fr/exl-doc/pleins_textes/divers14-01/010057696.pdf)
- **GRASSE P.P. et TETRY A., 1963**-*Zoologie. II, Les arthropodes*. Ed. Gallimard, Paris, 1038 p.
- **GRASSE P.P., 1985**- *Abrégé de zoologie*. Ed. Masson, Paris, 250 p.
- **HASSAINE K., 2002** - *Biologie des espèces les plus vulnérantes (Aedes caspius, Aedes detritus, Aedes mariaae et Culex pipiens) dans la région occidentale algérienne*. Thèse doctorat, Univ Aboubaker Belkaïd Tlemcen, 191 p.
- **HOUDANT B., 2003** - Contribution à l'amélioration de la prévision hydrométéorologique opérationnelle. Pour l'usage des probabilités dans la communication entre acteurs. Thèse doctorat, Ecole nationale de génie rurale des eaux et des forêts, Canada, 210p.
- **KHELIL M. A., 1995** - *Abrégé d'entomologie*. Ed. O.P.U. Alger. 101 p.
- **KNIGHT, K.L. and STONE A., 1977** - *A catalog of the mosquitoes of the world (Diptera: Culicidae)*. 2nd edition. Thomas Say Found., Entomol. Soc. Am., vol. 6, xi+ 611 p.
- **LAFRI I, 2011** - *Contribution à la surveillance des vecteurs d'arbovirose en algérie*. Thèse de magister en sciences vétérinaire Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire. Alger. 123 p.
- **LEGER N., DEPAQUIT J., 2001** - *Les phlébotomes et leur rôle dans la transmission des leishmanioses*. *Rev. Fr. labo*, N° 338, 41-48.
- **LELLOUCHE J. et LAZAR P. 1974** - *Methodes Statistiques En Experimentation Biologique*. Ed. Flammarion, Paris, 283 p.

- **LÓPEZ-VILLALTA M.C., 1999** - *Olive Pest and Disease Management*. Ed. International Olive Oil Council, 207 p.
- **LOUNACI Z., 2003**. *Biosystématique et bioécologie des Culicidae (Diptera : Nematocera) en milieux rural et agricole*. Thèse de magister en sciences agronomiques, option entomologie appliquée. INA, El Harrach. 120 p.
- **MADULO-LEBLOND M., 1983** - *Les phlébotomes (Diptera : phlebotomidae) des Iles Ioniennes*. Th. Doc. Univ. Reims, 218 p.
- **MOUCHET J., FAYE O. et HANDSCHUMACHER P., (1995)** - Les vecteurs de maladies dans les mangroves des Rivières du Sud. 117 – 123 pp.
- **MUTIN G., 1977**- *La Mitidja Décolonisation et espace géographique*. Ed. Offre Presse anniversaire, Paris, 607 p.
- **OMS, 2003** - Entomologie du paludisme et contrôle des vecteurs: *Guide du stagiaire*. Provisoire, OMS, Genève. 102 p.
- **PESSON B., READY J.S., BENABDENNBI I., MARTIN-SANCHEZ J., ESSEGHIR S., CADI-SOUSSI M., MORILLAS-MAEQUEZ F., READY P.D., 2004** - Sandflies of the *Phlebotomus perniciosus* complex: mitochondrial introgression and a new sibling species of *P. longicuspis* in the Moroccan Rif. *Med. Vete. Ent*, 8: 25-37.
- **PIHAN J. C., 1986** - Les Insectes, Paris., New York., Barcelone. Masson -160p.
- **POINSIGNON A., 2005** – *Diversité et fonctions des protéines salivaires chez les arthropodes vecteurs : Etude de la relation immunitaire homme/vecteur au cours de la Trypanosomiase Humaine Africaine*. Thésée doctorat. L'université de Paris XI, 60p.
- **RAASTAD, J., 2007** - “Fennoscandian Black Flies (Diptera, Simuliidae): Annotated List of the Species and Their Gross Distribution,” *Rhizocrinus* **11**, 1–28 (1979).
- **RAMADE F., 1984**- *Eléments d'écologie. Ecologie fondamentale*. Ed. McGraw-Hill, Paris, 397 p

- **RAMADE F., 2009** - *Eléments d'écologie. Ecologie fondamentale*. Ed. Dunod, Paris, 689 p.
- **RIPERT C., 2007** - *Épidémiologie des maladies parasitaires affections provoquées ou transmises par les arthropodes*. Ed. Lavoisier, France, 580 p
- **RIOUX J. A., CROSET H. et JUMINER B. 1969**- Présence en Tunisie de *Phlébotomus alexandri* (Sinton, 1928) *Sergentomyia cydei* (Sinton, 1928) et *Sergentomyia dryfussi* (Parrot, 1933). *Ann. Parasitol. Hum. Comp.* 44 : 825-826.
- **RODHAIN F. et PEREZ C., 1985**- Précis d'entomologie médicale et vétérinaire : notion d'épidémiologie des maladies à vecteurs. Ed. Maloine. Paris. 458p.
- **Rudolf, I., Bakonyi, T., Sebesta, O., Mendel, J., Peško, J., Betášová, L., Blažejová, H., Venclíková, K., Straková, P., Nowotny, N., Hubálek, Z., 2014.**
West Nile virus lineage 2 isolated from Culex modestus mosquitoes in the Czech Republic, 2013: expansion of the European WNV endemic area to the North Euro *Surveill* 19, 2-5.
- **SADI N., 2005**- Etude d'aménagements sylvo-cynégétique de la Réserve de Chasse de Zéralda, sur 1034 ha. Rapport de la réserve de chasse de zéralda. Alger, 93 p.
- **SCHLEIN Y., WARBURG A., SCHNUR L.F. et GUNDERS A.E. 1982**- Leishmaniasis in the Jordan Vally. II. Sandflies and transmission in the central endemic area. *Trans. Roy. Soc. Trop. Med. Hyg*, 76: 582-586.
- **SEGUY E., 1951** – La biologie des diptères. Ed. Paul Le chevalier, sér.A.XXVI, Paris, 609p.
- **SEGUY E., 1951** - *Ordre des Diptères*. In GRASSE P.P. *Traité de Zoologie, anatomie, système nerveux, biologie. Insectes supérieurs et Hemipteroïdes*. Ed. Masson et Cie, Paris, 975 p.
- **SUMARSKI F., 1986**- Etude écologique de l'environnement du barrage de la réserve de chasse de zéralda. Sumarskifakult et Svencilis ta u Zgrebu. Rapport d'étude. R.O <<Perivig>> Zagreb. Grade vinski institut., Zagreb, 10p.-

- **TAMALOUST N.** 2007- *Bioécologie des nématocères dans l'algérois*. Thèse de doctorat. INA.132p.

- **TRAN A., BITEAU-COROLLER F., GUIIS H. et ROGER F.** (2005) - *Modélisation des maladies vectorielles* ; *Epidémiol. et santé anim*; 47. 35-51pp.

Annexes

Annexe 1

- Les pathogènes à transmission vectorielle

Les pathogènes à transmission vectorielle sont présentés d'après Frolet (2006) comme suite.

1.- Les arbovirus

Les virus transmis par les insectes font partie de la famille des arbovirus, terme dérivant de diminutif d'arthropod-borne-virus. Il existe plus de 5000 espèces d'arbovirus réparties sur presque toute la surface du globe. L'homme n'est en général pas le réservoir des arbovirus souvent constitué par un autre vertébré. La transmission à l'homme n'est donc la plupart du temps pas nécessaire pour le maintien du virus, elle intervient fortuitement lorsque le vecteur pique un homme lors de son repas sanguin. La plupart des arbovirus passent inaperçus. Parmi les arbovirus connus pour leur dangerosité on peut noter le virus de la fièvre jaune et le virus de la Dengue.

2.- les bactéries

Les bactéries sont souvent transportées de manière mécanique d'un vertébré à l'autre par la piqûre d'un insecte hématophage, mais il existe des cas où l'insecte joue le rôle de vecteur, comme par exemple celui de la peste bubonique. L'agent responsable de la peste est le bacille *Yersinia pestis*, dont le réservoir est constitué en ville par les rats et qui est transmis d'une vertèbre à l'autre par la piqûre d'une puce. De notre jour, la peste tue encore mais il s'agit surtout de la forme pulmonaire, transmise directement d'homme infecté à homme sain.

3- Les protozoaires

Les protozoaires sont responsables des ^plus grandes endémies actuelle et un certain nombre d'entre eux sont transmis par des insectes vecteurs.

Les protozoaires parasites dont également transmis par des diptères hématophages. Les plus répandus sont les Plasmodiums, dont 4 espèces sont responsables du paludisme humain. Ils sont transmis par les anophèles femelles. Les autres protozoaires sont les leishmanies et les trypanosomes. Ils faut distinguer les 2 catégories de trypanosomes susceptibles d'infecter l'homme : *Trypanosoma brucei spp*, qui sont transmis par la salive de glossines infectées

(Trypanosomiasés Africaines) et ceux dont la transmission est assurée en Amérique tropicale, par les déjections des réduves (*T. cruzi*, agent de la maladie de Chages).

4.- Les filaires

Les filaires sont des vers transmis par les moustiques lors d'un repas sanguin et qui se localisent dans le système lymphatique de l'homme. Elles provoquent une maladie appelée filariose lymphatique ou éléphantiasis à cause des hypertrophies de membres (jambes, bras, organes génitaux...) qu'elles provoquent. L'homme est souvent le réservoir des ces parasites et le moustique est un vecteur. Les filarioses lymphatiques de l'homme sont disséminées par des moustiques, les onchocerques par les simulies et les Loa d'Afrique par des tabanidés. On estime que plus de 120 millions d'humains sont actuellement infectés dont 40 million gravement handicapés et un milliard de personnes sont exposées au risque en Afrique, en Inde, en Asie du sud, au Pacifique et en Amériques.

Dans le tableau 1, les principales infections humaine à transmission vectorielle sont développés (Gérard et Ludavic, 2012).

Annexe 2

Transmission vectorielle

Le parasite est transmis au vecteur au cours du repas de sang de l'insecte femelle sur un hôte contaminé. Les femelles se nourrissent de sucre et de nectar comme source d'énergie, mais les protéines nécessaires au développement des œufs proviennent du sang (hématophagie).

Selon l'aptitude de l'espèce à laquelle appartient l'insecte à transmettre et à assurer le cycle biologique du parasite, l'infection affectera un hôte sain au cours d'un autre repas sanguin.

De la piqûre à l'infection du vecteur

➤ Localisation de l'hôte

Selon l'activité de l'insecte (diurne ou nocturne), (exophage ou endophage), de son site d'évolution, des variations saisonnière, de l'état larvaire, des fonctions sensorielles de l'insecte (olfaction, attraction du gaz carbonique, présence ou non de la lumière, perception des couleurs), un hôte est repéré, puis localisé

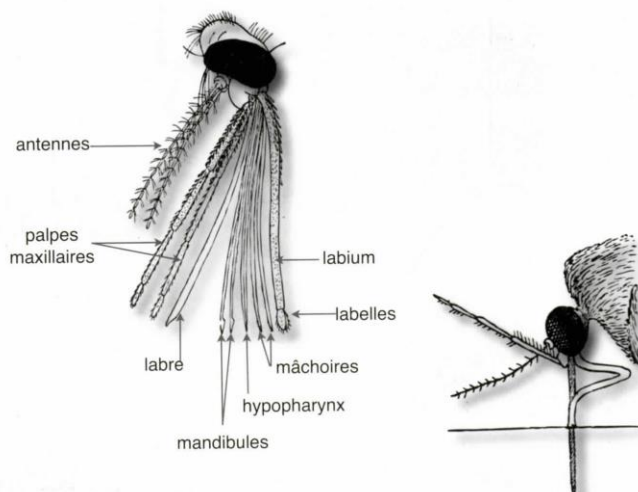
➤ La piqûre

Elle a lieu sur une zone de peau exposée où les capillaires sont nombreux

Rôle des pièces buccales

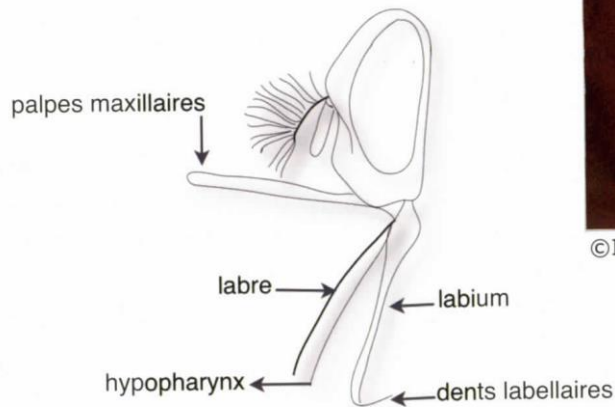
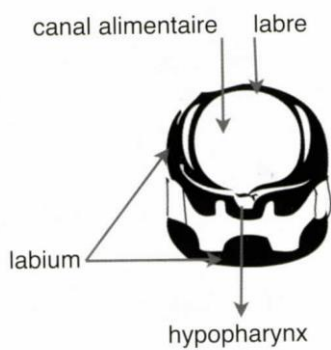
• Proboscis long

- Le labium se termine par deux labelles. Il forme une gouttière souple qui protège l'hypopharynx, et les mandibules. Ces derniers forment avec le labre des stylets acérés.



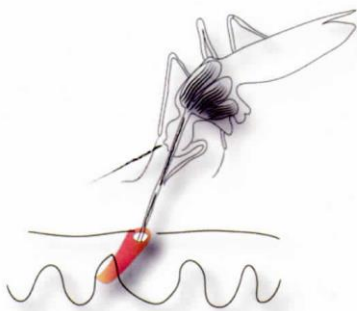
- **Proboscis court**

Les mandibules et les maxilles ont disparu chez ces insectes. Le labium porte à son extrémité des dents lamellaires, qui agissent comme des râpes, dilacèrent les tissus pour former un microhématome.



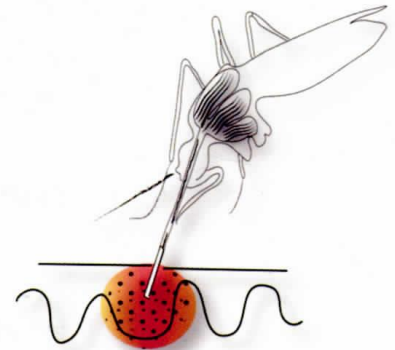
©IRD - Mouche tsé tsé

Solénophagie



L'insecte se nourrit directement dans le capillaire. Les stylets percent la peau et aspirent le sang (solénophagie) par le canal alimentaire situé dans l'une de ses pièces buccales.

Telmophagie



Le canal alimentaire est formé par le labium et le labre. Une pompe située dans la tête permet d'aspirer le sang à partir du microhématome (telmophagie), cependant que la salive est injectée par un fin canal à partir de l'hypopharynx.



A l'intérieur de l'hypopharynx se trouve un canal fin, le canal salivaire par lequel l'insecte injecte sa salive au moment de la piqûre.

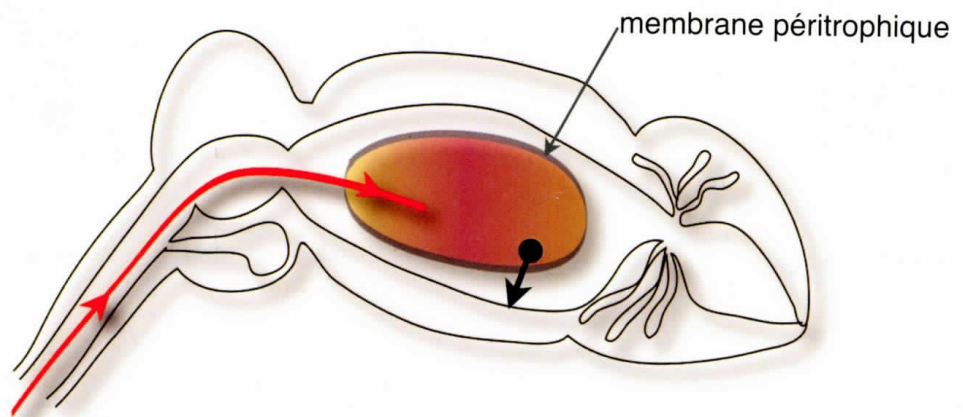
Rôle de la salive

- La salive facilite la prise du repas sanguin
- La piqûre par l'insecte entraîne chez le vertèbre une réaction hémostatique, inflammatoire et immunitaire contre l'insecte. Sa salive contient des protéines présentant des propriétés pharmacologiques variées anti-hémostatique, anti-inflammatoire et immunosuppressives.

L'infection du vecteur

➤ Obstacles à franchir par le parasite

- Les glandes salivaires : lyse possible des parasites.
- La membrane péritrophique : composée de protéines et de chitine protège l'estomac en s'opposant au passage des parasites. Sa formation débute rapidement après le repas sanguin. Elle est perméable aux enzymes et aux produits de la digestion.
- L'hémolymphe : est le site d'activation de la réponse immunitaire.



➤ **Compétence vectorielle**

- Selon l'arthropode considéré, ces obstacles peuvent être franchis et le parasite va poursuivre son évolution chez le vecteur.
- Au cours d'une prochaine piqûre l'insecte transmet le parasite par un mécanisme qui lui est propre et qui sera envisagé avec les parasites étudiés.
- La capacité à s'infecter et à assurer le développement du pathogène est sous contrôle génétique.

ANNEXE 3

Tableau 13 - Présence absence des espèces inventoriées dans la station de zeralda.

Espèces	Code	III	IV	V	VI
Loboptera dicipiens	001	0	0	0	1
Chironomidae sp.	002	1	0	1	1
Chironomus sp.	003	1	1	1	0
Dilophus tibialis	004	0	1	0	0
Scatopsidae sp.	005	1	1	1	1
Apiloscotopse sp.	006	0	0	1	0
Coboldia sp.	007	0	1	1	0
Stilpon sp.	008	0	0	1	0
Mycetophilidae sp.	009	0	0	1	0
Tephritidae sp.	010	0	0	1	1
Drosophilidae sp.	011	1	0	1	0
Drosophila sp.	012	1	1	1	0
Leptocera sp.	013	0	1	0	0
Cecidomyiidae sp.	014	1	1	1	0
Contarinia sp.	015	0	0	1	0
Simulium sp.	016	1	0	1	0
Culicoiides sp.	017	0	0	1	0
Psychoda alternata	018	1	1	1	0
Psychoda phalaenoides	019	0	1	0	1
Culex sp.	020	0	1	1	0
Sciaridae sp.	021	1	0	0	0
Bradysia sp.	022	1	1	1	1
Phoridae sp.	023	1	0	0	0
Bibionidae sp.	024	0	1	0	0
Bibiosp.	025	1	0	0	0
Calliphora vicina	026	1	1	0	0
Lucilia caesar	027	0	1	0	0
Ligeria ocypterina	028	0	0	0	1
Muscina stabulans	029	1	1	1	0
Musca domestica	030	0	1	0	1
Hydrotaea sp.	031	0	1	0	0
Trichocera sp.	032	1	1	1	0
Hermetia illucens	033	0	0	0	1
Oligotomasp.	034	0	0	0	1
Agrilussp.1	035	0	0	0	1
Agrilussp.2	036	0	0	0	1
Antaxia sp.	037	0	0	0	1

Trachyssp.	038	0	0	0	1
Antherenus sp.	039	0	1	1	1
Dermestidae sp.	040	0	1	1	1
Acrotrichissp.	041	0	0	1	0
Ptiliidae sp.	042	0	0	1	0
Scolytidae sp.	043	0	1	1	0
<i>Ips</i> sp.	044	0	0	1	0
Mecinus sp.	045	0	1	0	0
Lixus sp.	046	0	1	0	0
Cryptophagus sp.	047	0	1	1	0
Athetasp.	048	1	1	1	1
Philonthus sp.	049	0	1	1	0
Aleochara sp.	050	0	1	0	1
Anotylus sp.	051	0	1	0	0
Ocypus olens	052	0	0	0	1
Plataraea sp.	053	0	1	0	0
Psilothrix sp.	054	0	0	0	1
Enicopus sp.	055	0	1	0	0
Trechus quadristriatus	056	0	0	0	1
Syntomus sp.	057	0	1	0	0
Agonum sp.	058	0	1	0	0
Amara sp.	059	1	0	0	0
Cetonidae sp.	060	0	0	1	0
Anthicus bifasciatus	061	0	1	1	0
Bruchidae sp.	062	0	1	1	0
Elateridae sp.	063	0	0	1	0
Coccinellidae sp.	064	0	0	1	0
<i>Scymnus</i> sp.	065	0	0	0	1
Coccinella algerica	066	1	0	0	0
Cerambycidae sp.	067	0	0	0	1
Malthodes sp.	068	0	1	0	0
Carpophilus sp.	069	0	1	0	0
Pachnephorus sp.	070	0	1	0	0
Atholus duodecimstriatus	071	1	0	0	0
Anobium sp.	072	0	0	0	1
Hopliasp.	073	0	0	1	0
Sisyphus schaefferi	074	0	0	0	1
Macrosiphum sp.	075	0	1	1	0
Aphis sp.	076	1	1	1	0
Aphididae sp.	077	1	1	1	0
Myzus persicae	078	1	0	0	0
Myzus sp.	079	0	1	0	0

Psyllidae sp.1	080	0	0	0	1
Psyllidae sp.2	081	1	0	0	1
Psyllidae sp.3	082	0	0	0	1
Diaphorina sp.	083	0	0	0	1
Miridae sp.	084	0	0	1	1
Nysius sp	085	0	1	0	0
Anthocoridae sp.	086	0	0	0	1
Aleurothrixus floccosus	087	0	0	1	0
Cicodellidae sp.	088	0	0	1	0
Phylloxeridae sp.	089	0	0	1	0
Crematogaster laestrygon	090	1	1	1	1
Aphaenogaster depilis	091	0	0	0	1
Plageolepis barbara	092	0	1	1	1
Pheidole pallidula	093	0	1	1	1
Tetramorium semilaeve	094	0	0	1	1
Tapinoma nigerrimum	095	1	1	1	1
Cotaglyphus viatica	096	0	1	1	1
Hypoponera sp.	097	0	0	0	1
Componotus ruber	098	0	1	1	0
Tapinoma magnum	099	1	1	1	0
<i>Camponotus barbaricus xanthomelas</i>	100	0	0	1	0
Crematogaster auberti	101	0	0	0	1
Alysia sp.	102	0	1	0	0
Chalcididae sp.	103	0	0	0	1
Nasonia sp.	104	0	1	0	0
Tiphiidae sp.	105	0	0	0	1
Apis mellifera	106	0	0	1	1
Gelissp.	107	0	1	0	0
Hodotermes sp.	108	0	0	1	0
Corydalidae sp.	109	0	0	1	0
Calliptamus barbarus	110	0	0	0	1
Acrotylus sp.	111	1	0	0	0
Acrididae sp.	112	0	1	0	0
Acrotylus patruelis	113	0	1	0	0
Psocoptera sp.	114	0	1	1	1
Lepidoptera sp.	115	0	0	0	1
Tineidae sp.	116	0	0	1	0

Annexe 4



Imago culex pipiens (photo originale)

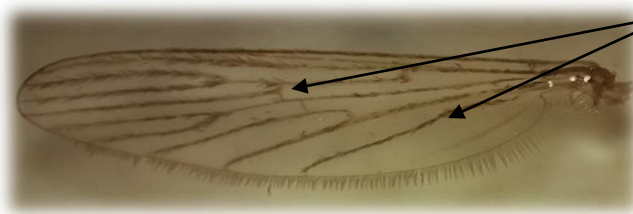


imago de culiseta longiareolata (photo originale)



Absence des écaille

Aile de culex pipiens (photo originale)



Présence des écaille

Aile de culiseta (photo originale)